



**UNIVERSIDADE ESTADUAL DE FEIRA DE
SANTANA**



PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOTECNOLOGIA

LILIANE SANTANA LUQUINE

**DISTRIBUIÇÃO DE NEMATOIDES PARASITAS DE
BANANEIRA NO ESTADO DA BAHIA, AGRESSIVIDADE
DE POPULAÇÕES E PREVALÊNCIA DE ESPÉCIES**

Feira de Santana, BA

2018

LILIANE SANTANA LUQUINE

**DISTRIBUIÇÃO DE NEMATOIDES PARASITAS DE
BANANEIRA NO ESTADO DA BAHIA, AGRESSIVIDADE
DE POPULAÇÕES E PREVALÊNCIA DE ESPÉCIES**

Tese apresentada ao Programa de Pós-graduação em Biotecnologia, da Universidade Estadual de Feira de Santana como requisito parcial para obtenção do título de Doutor em Biotecnologia.

Orientador: Prof. Dr. Edson Perito Amorim
Co-orientadores: Dr. Dimmy H. S. G. Barbosa
Dra. Cláudia Fortes Ferreira

Feira de Santana, BA

2018

FICHA CATALOGRÁFICA

Luquine, Liliane Santana

Distribuição de nematoides parasitas de bananeira no estado da Bahia, agressividade de populações e prevalência de espécies. – Feira de Santana, BA, 2018.

91 f. il.; 30 cm.

Orientador: Prof. Dr. Edson Perito Amorim.

Co-orientador: Dr. Dimmy H. S. G. Barbosa.

Co-orientador: Prof. Dra. Claudia Fortes Ferreira.

Tese (Biotecnologia)- Universidade Estadual de Feira de Santana, 2018.

1. Banana. 2. Nematoides. 3. Melhoramento vegetal. 4. Musa sp. I. Amorim, Edson Perito. II. Barbosa, Dimmy H. S. III. Ferreira, Claudia Fortes. IV. Universidade Estadual de Feira de Santana. V. Título.

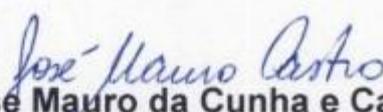
CDD: 634.772

LILIANE SANTANA LUQUINE

“DISTRIBUIÇÃO DE NEMATOIDES PARASITAS DE BANANEIRA NO ESTADO DA BAHIA, AGRESSIVIDADE DE POPULAÇÕES E PREVALÊNCIA DE ESPÉCIES”

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biotecnologia da Universidade Estadual de Feira de Santana, área de concentração em Biotecnologia com ênfase em Recursos Naturais da Região Nordeste, como requisito para obtenção do grau de doutor, tendo sido aprovada pelos membros signatários abaixo.

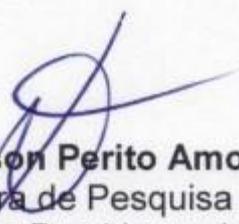
Feira de Santana, Bahia, 28 de maio de 2018.


Dr. José Mauro da Cunha e Castro
(Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária)


Dr. Ricardo Franco Cunha Moreira
(Universidade Federal do Recôncavo da Bahia)


Dr. Zilton José Maciel Cordeiro
(Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária)


Dr. Antonio de Oliveira Costa Neto
(Universidade Estadual de Feira de Santana)


Dr. Edson Perito Amorim
(Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária)
Orientador e Presidente da Banca

Ao meu marido e amigo José, pela lealdade, amor e apoio incondicional. À minha mãe Lucidalva, a quem serei eternamente grata, pelo incentivo constante, valores transmitidos e dedicação durante toda a minha vida.

DEDICO

AGRADECIMENTOS

Ao soberano DEUS, pela vida, pela força, pelo amparo nos momentos de desânimo e por me conduzir sempre no caminho certo.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - CAPES, pela concessão da bolsa de estudos.

À Universidade Estadual de Feira de Santana, e ao Programa de Pós-Graduação em Biotecnologia, pela oportunidade de realização do curso.

Ao meu amado esposo, José, pelo apoio, companheirismo, carinho, compreensão e por estar sempre ao meu lado nos momentos difíceis.

Aos meu pai Valdomiro, e em especial a minha mãe Lucidalva, pelo amor e dedicação, meu alicerce em todos os momentos. Aos meus irmãos, Valmir e Lucinete, e ao meu amado sobrinho Raphael por tornar meus dias mais felizes.

Ao meu orientador, Dr. Edson Perito, pela ajuda fundamental na realização deste trabalho, pela confiança, paciência e ensinamentos que muito contribuíram para a minha formação profissional.

Aos meus co-orientadores Dr. Dimmy, pelos ensinamentos transmitidos, e confiança, e a Dra. Cláudia, pela colaboração para a realização deste trabalho.

A Sr. João Vieira, do Laboratório de Nematologia e a Sr. Raimundo Pereira da Silva, do Laboratório de Biologia Molecular, pelos muitos ensinamentos e pela imensa ajuda sempre que precisei.

À Embrapa Mandioca e Fruticultura, pelo apoio institucional e por permitir a realização do trabalho em seus laboratórios.

Ao Dr. José Mauro pela ajuda e disponibilidade sempre que precisei.

Ao Dr. Leandro Rocha pela amizade, apoio e incentivo.

A todos os meus familiares e amigos que torcem por mim, em especial Anilde, Josilda, Camila, Milene, Kaliane, Leandro e Fernanda pela amizade, convivência, palavras de incentivo e momentos de descontração.

Aos meus primeiros orientadores, Dra. Cecília e Dr. Rogério Ritzinger, por me ensinarem a dar os primeiros passos na pesquisa e por me fazerem tomar gosto pela Nematologia, além da amizade e dos valores transmitidos.

Ao pesquisador Carlos Ledo, pela ajuda nas análises estatísticas.

Ao pessoal do Laboratório de Práticas Culturais, em especial Sinésio, João Serqueira e Bizunga, pela amizade.

A todos os colegas do curso e do Laboratório de Biologia Molecular, em especial Vanderson, Vanusia e Andressa pelo convívio e amizade.

Ao secretário do PPGBiotec, Helton pela disposição, educação e por ser um excelente profissional. E a todos aqueles que, de alguma forma, contribuíram para o desenvolvimento deste trabalho.

Muito Obrigada!

SUMÁRIO

RESUMO	1
ABSTRACT	2
1. INTRODUÇÃO GERAL	3
1.1 Importância econômica da banana.....	3
1.2 Limitantes à produção de banana: problemas fitossanitários.....	3
1.3 Fitonematoides na cultura da bananeira.....	5
REFERÊNCIAS	23
Levantamento de nematoides e caracterização bioquímica de <i>Meloidogyne</i> spp. na principal área de produção de banana no Brasil	34
INTRODUÇÃO.....	36
MATERIAL E MÉTODOS	38
RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	40
CONCLUSÃO	47
REFERÊNCIAS	48
Avaliação da agressividade de populações de <i>Meloidogyne incognita</i> em bananeira ‘Grande Naine’.....	53
INTRODUÇÃO.....	55
MATERIAL E MÉTODOS	57
RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	59
CONCLUSÕES.....	63
REFERÊNCIAS	64
Primeiro relato de <i>Meloidogyne enterolobii</i> em bananeira no Brasil.....	68
INTRODUÇÃO.....	70
MATERIAL E MÉTODOS.....	71
RESULTADOS E DISCUSSÃO	75
CONCLUSÃO	79
REFERÊNCIAS	80
CONCLUSÕES GERAIS	84

RESUMO

Entre os nematoides parasitas de plantas, os de maior importância para a bananicultura são *Radopholus similis*, *Helicotylenchus multicinctus*, *Pratylenchus coffeae*, *Meloidogyne* spp. e *Rotylenchulus reniformis*. O Estado da Bahia é um dos maiores produtores da fruta no Brasil e o município de Bom Jesus da Lapa é considerado o maior produtor individual de banana. O objetivo desse trabalho foi obter informações sobre a ocorrência dos principais nematoides parasitas de bananeira no Estado; caracterizar, por meio de isoenzimas, as espécies de *Meloidogyne* spp. prevalentes e estudar a agressividade de diferentes populações de *Meloidogyne incognita*. Foram coletadas 147 amostras compostas de solo em 36 municípios, representativos de nove regiões. Aproximadamente 65% das amostragens foram realizadas na região da rizosfera de cultivares do subgrupo Prata (AAB), seguido de Cavendish (22%) e Plátanos (10%), sendo que o restante veio das cultivares Maçã e Pisang Mas. Houve predominância de *H. multicinctus* em 87% das amostras, *R. reniformis* em 63%, *Meloidogyne* spp. em 62%, *Pratylenchus* spp. em 3% e *R. similis* em 2% das lavouras amostradas. A partir de análise isoenzimática foi possível estimar a prevalência de *M. incognita* em 41,5% das amostras, seguida por *M. arenaria* e *M. javanica* em 36,6% e em 18,3% das populações analisadas, respectivamente. Levando-se em consideração o fator de reprodução, não houve diferença significativa na agressividade entre as populações de *M. incognita*. No entanto, foi possível verificar que existe diferença na capacidade reprodutiva entre as treze populações do nematoide avaliado, em que a população oriunda de Bom Jesus da Lapa apresentou a maior taxa de multiplicação. Essa população tem potencial para uso no programa de melhoramento genético de banana visando selecionar fontes de resistência a *M. incognita*. Em uma amostragem externa, realizada no município de Jaíba, Estado de Minas Gerais, observaram-se sintomas característicos de infecção por nematoides-das-galhas (*Meloidogyne enterolobii*). Foram realizadas caracterizações morfológicas, morfométricas, bioquímica, molecular e teste de patogenicidade que confirmaram a espécie. Este é o primeiro relato de *M. enterolobii* em bananeira no Brasil.

Palavras-chave: Seleção, Nematoides, *Musa* spp., Melhoramento, Agressividade.

ABSTRACT

Among the parasitic species of nematodes in plants, the main ones in bananas are *Radopholus similis*, *Helicotylenchus multicinctus*, *Pratylenchus coffeae*, *Meloidogyne* spp. and *Rotylenchulus reniformis*. The state of Bahia is one of the main banana producers in Brazil and the county of Bom Jesus da Lapa is considered the largest. The objective of the present work was to investigate the distribution of parasitic nematodes in bananas in the State and estimate levels of aggressiveness of the populations sampled as well as their prevalence in the region. One-hundred and forty-seven combined soil samples in 36 counties, representative of the 9 regions, were collected. Approximately 65% of the samples were carried out in the rhizosphere of cultivars of the Prata Subgroup (AAB), followed by Cavendish (22%) and Plantains (10%) and the remaining from the Silk and Pisang Mas cultivars. The *H. multicinctus* species was predominant in 87.1 % of the samples, *R. reniformis* in 63.3%, *Meloidogyne* spp. in 61.9%, *Pratylenchus* spp. in 2.7% and *R. similis* in 2.0% of the sampled areas. Enzymatic analysis estimated prevalence of *M. incognita* in 41.5% of the samples followed by *M. arenaria* and *M. javanica* in 36.6% and 18.3% in the populations analyzed, respectively. Considering the reproduction factor, there was no significant difference in the aggressiveness between the populations of *M. incognita*. However, there was difference in the reproductive capacity between the thirteen nematode populations analyzed, whereas the population from Bom Jesus da Lapa (Bahia) presented highest multiplication rate. This population has potential for use aiming the selection of sources of resistance to *M. incognita* for use in the banana genetic breeding program. In an external sample carried out at the county of Jaíba, Minas Gerais State, characteristic symptoms of the infection by root-rot-nematodes (*Meloidogyne enterolobii*), was observed. Morphological, morphometric and isoenzymatic characterizations as well as pathogenicity tests which confirm the species were also carried out. This is the first report of *Meloidogyne enterolobii* in bananas in Brazil.

Key-words: Selection, Nematodes, Breeding, *Musa* spp., Aggressiveness.

1. INTRODUÇÃO GERAL

1.1 Importância econômica da banana

As bananas e os plátanos assumem grande destaque na produção mundial, figurando entre os oito alimentos mais importantes do mundo e quarto quando se considera o continente africano (SEYDOU et al., 2017). A produção mundial, em 2016, foi de aproximadamente 114 milhões de toneladas e o valor bruto de produção alcançou 34 bilhões de dólares (FAO, 2018).

O Brasil ocupa a terceira posição no cenário mundial, com aproximadamente 6,8 milhões de toneladas produzidas em 550 mil hectares, o que representa um valor bruto de produção de 3,4 bilhões de dólares, correspondendo a 3,0% da riqueza gerada pela produção agrícola brasileira, reforçando a importância da fruta para o agronegócio nacional (FAO, 2018).

A produção de banana está distribuída em todo o território nacional e o estado da Bahia é um dos principais produtores do País, com 1,1 milhão de toneladas produzidas na safra de 2017, representando 15% da produção nacional, sendo que o município de Bom Jesus da Lapa figura como o maior produtor individual da fruta no País (IBGE, 2018).

A bananicultura possui elevada importância social e econômica, e em muitos locais, é a principal fonte de arrecadação, geradora de emprego e renda para a população. O cultivo dessa espécie frutífera é realizado por pequenos, médios e grandes produtores, porém há predominância daqueles de pequeno e médio porte. Constitui-se uma importante fonte de renda para a unidade produtiva, pois a produção é praticamente constante ao longo do ano, gerando renda semanalmente (BARROS et al., 2016).

1.2 Limitantes à produção de banana: problemas fitossanitários

Dentre os principais fatores que afetam a cultura da bananeira, diminuindo significativamente a produção, destacam-se os problemas fitossanitários causados por fungos, bactérias, vírus e nematoides.

As doenças causadas por fungos são as mais comuns. Ocorrem aproximadamente 50 patógenos fúngicos em bananeira, porém os mais

importantes são os fungos causadores da sigatoka-negra, sigatoka-amarela e mal-do-Panamá (JONES, 2000).

A sigatoka-negra é a mais grave e temida doença fúngica da bananeira em todo o mundo, implicando em aumento significativo de perdas, que podem chegar a 100% da produção, onde o controle não for realizado. Ataca severamente as cultivares tipo Prata, Cavendish e os Plátanos (CORDEIRO et al., 2014). Já a sigatoka-amarela, apesar de ser menos agressiva do que a sigatoka-negra, é considerada a responsável pelos maiores danos à produção de banana, em grande parte, por ser caracterizada como uma doença endêmica no Brasil (CORDEIRO e MATOS, 2000).

O mal-do-Panamá também conhecida como murcha-de-*Fusarium*, causada por *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* (E. F. Smith) Sn & Hansen, em variedades altamente suscetíveis, como a banana 'Maçã', provoca perdas de 100% na produção. Já nas variedades tipo Prata, que apresentam um grau de suscetibilidade menor do que a Maçã, a doença causa em torno de 20% de perdas (CORDEIRO et al., 2014). Durante muitos anos foi a principal doença da bananicultura, sendo responsável pela destruição de grandes plantações comerciais em muitos países (FERNANDES et al., 2006).

O moko ou murcha-bacteriana, causada pela bactéria *Ralstonia solanacearum* Smith (*Pseudomonas solanacearum*), raça 2, constitui-se em permanente ameaça no cultivo dessa fruteira, principalmente considerando algumas de suas características como disseminação por insetos, morte rápida das plantas afetadas e ausência de variedades resistentes. (CORDEIRO et al., 2016).

Outra doença de origem bacteriana de importância secundária é a podridão mole, causada por *Erwinia carotovora* subsp. *carotovora*. Geralmente, as plantas afetadas por essa doença entram em colapso por causa da murcha seguida de podridão provocada pela bactéria (CORDEIRO et al., 2016).

No Brasil, ocorrem o vírus das estrias da bananeira (*Banana streak virus*, BSV) e o vírus do mosaico do pepino (*Cucumber mosaic virus*, CMV). O primeiro é transmitido por mudas infectadas e por cochonilha, enquanto a transmissão do segundo é realizada por afídeos. O CMV está presente nas principais áreas produtoras de bananeira, podendo provocar perdas elevadas em plantios novos,

especialmente quando eles são estabelecidos em áreas com alta população de pulgões e próximas a culturas hospedeiras do vírus (CORDEIRO et al., 2014).

A bananeira também é acometida por várias espécies de nematoides. São relatadas 146 espécies de fitonematoides associadas ao cultivo, distribuídas em 43 gêneros. Os mais prejudiciais são os migradores *Radopholus similis*, *Helicotylenchus multincinctus*, *Pratylenchus coffeae* e os sedentários *Meloidogyne* spp. e *Rotylenchulus reniformis*. Estas espécies são consideradas importantes em países tropicais e subtropicais, não só pelos danos causados, mas, principalmente por causa da grande variabilidade e da interação com diferentes cultivares de bananeira e outras culturas (RITZINGER e FANCELLI, 2006).

Na bananeira, destruição dos tecidos das raízes, causada pelos nematoides, afeta a absorção de água e nutrientes e enfraquece o sistema de ancoragem da planta. Conseqüentemente, a planta pode apresentar crescimento reduzido, menor número e tamanho de folhas, redução da massa do cacho e da vida produtiva, prolongamento do ciclo vegetativo com conseqüente aumento do período entre colheitas (GOWEN e QUÉNÉHERVÉ, 1990; COSTA et al., 2016). Além disso, o tombamento é comum entre as bananeiras com raízes infectadas por nematoides, principalmente, na fase final de formação do cacho.

1.3 Fitonematoides na cultura da bananeira

O parasitismo por nematoides em bananeiras se caracteriza pela infestação simultânea de várias espécies (GOWEN e QUÉNÉHERVÉ, 1990; DIAS-ARIEIRA, 2008). No Brasil as espécies encontradas com maior frequência em áreas de produção de banana são *H. multincinctus*, *M. incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria*, *R. similis*, *P. coffeae* e *R. reniformis*.

O nematoide-cavernícola, *Radopholus similis*

Radopholus similis pertence à família Pratylenchidae e foi observado, pela primeira vez, por Cobb, em 1891, em amostras de raízes de bananeira, coletadas nas ilhas Fiji. No Brasil, foi relatado pela primeira vez em 1959, no município

paulista de Juquiá, parasitando bananeira (CARVALHO, 1959). É considerado o principal nematoide da bananeira, destacando-se em função dos danos causados e por sua ampla distribuição nas principais regiões produtoras de banana do mundo (DIAS-ARIEIRA, 2008).

Endoparasita migrador, ou seja, penetra nas raízes da bananeira e migra pelos tecidos radiculares, podendo chegar até o rizoma, resultando em um sistema radicular reduzido e necrosado. Os nematoides migram nos tecidos inter e intracelularmente, alimentando-se do citoplasma das células do córtex, causando o colapso das paredes celulares e formando cavidades e túneis, ao longo do córtex, resultando, daí, o nome comum de nematoide cavernícola. Os tecidos infectados são inicialmente de coloração avermelhada, mas se tornam enegrecidos após a colonização de fungos e bactérias. As áreas necrosadas podem coalescer, originando extensas necroses. Essa destruição do sistema radicular favorece o tombamento das plantas sob ventos fortes ou pelo peso do cacho (COSTA et al., 2016).

Quando em condições favoráveis, *R. similis* é capaz de completar seu ciclo de vida dentro da raiz do hospedeiro após 21 dias em temperatura de 24 °C. Contudo, a duração deste ciclo pode variar de 20 a 25 dias em decorrência de fatores ligados à planta hospedeira ou ao ambiente (SARAH et al., 1996). A reprodução é tipicamente por anfimixia (FERRAZ e BROWN, 2016). No período reprodutivo, as fêmeas ovipositam quatro a cinco ovos por dia durante duas semanas e os juvenis eclodem após sete a oito dias em raízes de bananeira (COSTA, 2004). *Radopholus similis* apresenta-se vermiforme tanto no estágio juvenil como no adulto, além de possuir um pronunciado dimorfismo sexual em que os machos apresentam aparelho digestivo degenerado, estilete atrofiado e são considerados não-parasitários (COSTA e CORDEIRO, 2009).

Após completar o seu ciclo, ele pode voltar ao solo à procura de novas plantas hospedeiras ou permanecer em pedaços de rizoma no campo. Sem alimento, ele pode sobreviver pouco menos do que seis meses com reservas de seu próprio organismo (ROSSI, 2009).

Sua dispersão ocorre, na maioria dos casos, pelo material propagativo contaminado (RITZINGER e COSTA, 2004). Acredita-se que a introdução de cultivares do subgrupo Cavendish contaminadas, que substituiu a cultivar mais

susceptível ao mal-do-Panamá (Gros Michel), tenha contribuído para a dispersão mundial desse nematoide (GOWEN e QUÉNÉHERVÉ, 1990).

No geral, nos bananais do Brasil em que o nematoide cavernícola está presente, também ocorre *H. multincinctus*, sendo tal associação possível porque ambas têm preferências por camadas bem distintas do córtex para atacar (FERRAZ e BROWN, 2016).

O nematoide-espiralado, *Helicotylenchus multincinctus*

Helicotylenchus multincinctus pertence à família Hoplolaimidae e é conhecido como nematoide espiralado. Foi descrito em 1893 como *Tylenchulus multincinctus*, sendo transferido para *Helicotylenchus* em 1956 (MCSORLEY e PARRADO, 1986).

Nas raízes de bananeiras, *H. multincinctus* pode se comportar como ectoparasita e/ou endoparasita. Restringe sua infecção às camadas epidérmica, subepidérmica e cortical mais externa. Isso acontece porque quase sempre ocorre junto a *R. similis*. Como este último ataca predominantemente as camadas mais profundas do córtex, acaba restando a *H. multincinctus* limitar seu ataque aos tecidos mais superficiais. Em quase todo o mundo, inclusive no Brasil, essas duas espécies parasitam bananeiras simultaneamente, sendo *R. similis* considerado o mais prejudicial e *H. multincinctus* o segundo em relevância. Em países onde o nematoide cavernícola não foi assinalado, como Israel, *H. multincinctus* se tornou o principal problema nos bananais, chegando a exigir manejo específico (FERRAZ e BROWN, 2016).

Tanto os juvenis como os adultos são vermiformes e, após a morte assumem formas que variam de retilíneas até o formato de “C”. A reprodução se dá por anfimixia e o número de ovos por fêmea pode passar de 100. O ciclo de vida varia de 26-35 dias a uma temperatura média de 25 °C (COSTA, 2000).

Ovos e todos os estádios de juvenis e adultos de *H. multincinctus* foram observados dentro de raízes de bananeira, o que torna provável que o nematoide possa completar todo o seu ciclo dentro das raízes, migrando para o solo com o desenvolvimento da necrose dos tecidos (BLAKE, 1969). Os sintomas causados consistem de pequenas lesões acastanhadas com aparência de pontuações superficiais, principalmente nas raízes mais grossas. Quando em altas

infestações, estas lesões podem coalescer causando extensivas necroses nas raízes. Embora consiga parasitar diversas espécies vegetais, seu hospedeiro principal é a bananeira (GOWEN e QUÉNÉHERVÉ, 1990).

Segundo McSorley e Parrado (1986), a vida reprodutiva da plantação é bastante reduzida, com quedas de produção que podem ocorrer em dois a três anos após o plantio. Porém, não há muitos estudos específicos para esse nematoide que está presente em grande parte das amostras de solo e raízes analisadas.

Este nematoide é comumente encontrado em associação com *R. similis* e, ou *Meloidogyne* spp., porém pouco se conhece sobre sua real importância econômica para a cultura da bananeira no Brasil (COSTA et al., 2016).

O nematoide-das-lesões-radiculares, *Pratylenchus* spp.

Observado pela primeira vez por Cobb, em 1919, em raízes de plátano na América Central, *P. coffeae* foi inicialmente descrito como *Tylenchus musicola*. Provavelmente nativo de países do Pacífico, disseminou-se por meio de material de plantio e, atualmente, se encontra distribuído mundialmente, entretanto, de forma mais restrita do que *R. similis* (GOWEN e QUÉNÉHERVÉ, 1990; BRIDGE et al., 1997).

Os nematoides-das-lesões-radiculares pertencem à família Pratylenchidae, o gênero considerado o segundo de maior importância mundial, superado apenas pelo gênero *Meloidogyne* (GOWEN et al., 2005). Oito espécies de *Pratylenchus* já foram associados a *Musa*. Dentre elas, *P. coffeae* e *P. goodey* são as mais disseminadas e reconhecidas como prejudiciais para a cultura (GOWEN e QUÉNÉHERVÉ, 1990). Entretanto, *P. coffeae* é a única espécie do gênero considerada problema para a bananicultura no Brasil (SANTOS, 2000).

P. coffeae é um nematoide endoparasito migrador do córtex das raízes e rizomas da bananeira, onde se alimenta e se multiplica. Todos os estádios do ciclo de vida e ambos os sexos de *P. coffeae* e *P. goodey* invadem e se alimentam do citoplasma das células dos tecidos de raízes e rizomas onde os ovos são depositados. O ciclo de vida de *P. coffeae* é de 27 dias a 25-30 °C e

se completa dentro da raiz. Os machos são comuns e abundantes e a reprodução é sexuada (BRIDGE et al., 1997). A fêmea deposita, em média, de 80 a 150 ovos durante o ciclo, no interior das raízes ou no solo próximo à superfície das mesmas, sem formação de massa de ovos, cujo ciclo se completa, em média dentro de 3 a 4 semanas. Este tempo varia com fatores ambientais como temperatura, umidade, espécie hospedeira e do patógeno (FERRAZ e MONTEIRO, 2011).

As lesões causadas por *P. coffeae* apresentam-se menos extensas e evoluem de maneira mais lenta, quando comparadas às originadas por *R. similis*. Possui distribuição mais restrita do que *H. multincinctus*, sendo encontrado nas regiões produtoras em apenas 2,5% das amostras (CORDEIRO e KIMATI, 1997).

O nematoide-reniforme, *Rotylenchulus reniformis*

O gênero *Rotylenchulus* compreende ao redor de uma dezena de espécies, das quais *R. reniformis* é, indiscutivelmente, a mais importante em termos mundiais. Um aspecto peculiar a esse gênero no que tange ao ciclo de vida está no fato de que o estágio infectante não é o juvenil J2, mas sim a fêmea, ainda imatura sexualmente e com o corpo filiforme, esguio e alongado (FERRAZ e BROWN, 2016).

Rotylenchulus reniformis foi descrito pela primeira vez em feijão-caupi (*Vigna sinensis* Endl.), no Havaí, por Linford e Oliveira (1940). Posteriormente, esse nematoide foi encontrado em muitos países tropicais e subtropicais (JATALA, 1991). No Brasil, sua ocorrência foi inicialmente relatada por Carvalho, em 1957, parasitando raízes de plantas de soja, no Estado de São Paulo. Nos anos seguintes, surgiram vários relatos de ocorrência de *R. reniformis* em diferentes culturas e em diferentes estados do País (LORDELLO, 1992).

Trata-se de uma espécie muito importante para a agricultura, por causa da sua ampla distribuição geográfica e por ser altamente polífaga, ou seja, possui ampla gama de hospedeiros, sendo capaz de parasitar mais de 140 espécies de plantas, sendo que 57 delas são de importância econômica, incluindo a bananeira. Desde a sua primeira constatação em bananeira, em Porto Rico, *R.*

reniformis vem sendo relatado como um dos principais parasitas da cultura em diferentes regiões do mundo (GOWEN e QUÉNÉHERVÉ, 1990), além de estar sempre associado a outros nematoides de importância para a cultura (DIAS e RIBEIRO JÚNIOR, 2001). No Brasil, também foi relatada a presença deste nematoide causando expressivos danos à bananeira (COSTA, 2000).

As fêmeas são ectoparasitas sedentárias, enquanto que os machos não são fitoparasitas. Reproduzem-se por anfimixia ou, raramente, por partenogênese, depositando cerca de 120 ovos em uma substância gelatinosa. O ciclo de vida varia de 24-29 dias a temperaturas de 28-31 °C (GOWEN et al., 2005).

Os sintomas, em geral, ocorrem pela destruição das células da epiderme da raiz, por meio do endoparasitismo da fêmea imatura, e pela injúria do floema, de onde estas obtêm seu alimento. Em bananeiras, o nematoide reniforme usualmente se alimenta das raízes secundárias e terciárias, causando, em altos níveis populacionais, severas lesões necróticas e destruição das raízes. E, conseqüentemente, pouco desenvolvimento da planta, culminando no declínio da produção (COSTA, 2000).

O nematoide-das-galhas, *Meloidogyne* spp.

Os nematoides formadores de galhas radiculares são pertencentes ao gênero *Meloidogyne* Goeldi, 1887, e constituem o grupo de nematoides fitoparasitas mais importantes no mundo, com mais de 100 espécies descritas (KARSSSEN et al., 2013) e mais de 2000 espécies de plantas hospedeiras, representando ameaça à produção agrícola mundial (PERRY et al., 2009). Entre as espécies de nematoides-das-galhas, *M. incognita* e *M. javanica* são as que ocorrem com frequência em todos os estados brasileiros onde se cultivam bananeiras (DIAS-ARIEIRA, 2008).

Apesar de os danos causados por *Meloidogyne* spp. serem menos visíveis e destrutivos do que os causados pelos nematoides migradores, *M. javanica*, *M. incognita* raças 1, 2, 3 e 4 e *M. arenaria* raças 1 e 2, mostraram-se altamente prejudiciais à bananeira, que apresentou alta hospedabilidade a essas espécies (JONATHAN et al., 1999). *M. incognita* se destaca por sua ampla distribuição geográfica, capacidade de sobrevivência e por infectar plantas das

mais diversas famílias botânicas. Este nematoide está entre os fitopatógenos mais prejudiciais do mundo (JONES et al., 2013).

Espécies de *Meloidogyne* normalmente ocorrem associadas a outras espécies de fitonematoides, como por exemplo *R. similis* e *P. coffeae*, os quais tendem a ser mais numerosos e, eventualmente, substituir as populações dos nematoides-das-galhas, já que os sítios de alimentação estabelecidos são incompatíveis com os danos causados por nematoides migradores. Na ausência do nematoide-cavernícola e do das lesões radiculares, os danos por *Meloidogyne* spp. tendem a ser mais evidentes (DE WAELE e DAVIDE, 1998).

O principal sintoma causado por *Meloidogyne* spp. na bananeira é a formação de galhas radiculares. Esta consiste no engrossamento das raízes, por causa da hipertrofia e hiperplasia celular do cilindro vascular. Dentro de uma só galha é possível encontrar diversas fêmeas se alimentando. Nas células gigantes ocorre mudança no conteúdo celular e obstrução dos vasos condutores, interferindo, assim, na translocação de nutrientes e água, resultando em sintomas de deficiência hídrica e nutricional, redução no desenvolvimento da planta e baixa produção (FREITAS et al., 2014).

Outros sintomas são a rachadura, paralisação do crescimento da ponta da raiz, necrose e redução do sistema radicular, e sintomas reflexos na parte aérea. Os danos causados na bananeira são diretamente proporcionais à densidade das populações. Em bananeiras do subgrupo Cavendish ('Nanica', 'Nanicão' e 'Grande Naine'), alta infestação de *M. incognita* causa redução de perfilhamentos, diminuição do tamanho e do peso dos frutos, além de atrasar a maturação dos cachos (COSTA, 2000).

Os fitonematoides desse gênero são endoparasitas sedentários (FERRAZ e BROWN, 2016). Uma característica marcante das espécies de *Meloidogyne* é o dimorfismo sexual, em que as fêmeas são periformes e sedentárias, enquanto os machos apresentam o corpo vermiforme e se encontram livres no solo (DIAS-ARIEIRA et al., 2008).

Ciclo de vida de *Meloidogyne* spp.

O ciclo de vida de *Meloidogyne* se inicia com a fêmea depositando seus ovos em um único local da raiz, formando uma massa de ovos envolta em uma matriz gelatinosa (TAYLOR e SASSER, 1983). Após o desenvolvimento embrionário, o juvenil de primeiro estágio (J1) passa pela primeira ecdise ainda dentro do ovo, dando origem ao juvenil de segundo estágio (J2), que eclode do ovo por força mecânica exercida por seu estilete, e também pela ação das quitinases produzidas nas glândulas esofagianas e liberadas por meio do estilete (ABAD et al., 2009).

Ao migrar para o solo, o J2, que é a fase infectiva, inicia a procura de raiz para se alimentar, guiado pelos exsudatos radiculares das plantas. Com o auxílio das enzimas degradadoras de parede celular vegetal, o J2 penetra na ponta da raiz, migrando intracelularmente até atingir a região do parênquima vascular, onde estabelece o seu sítio de alimentação pela formação de células gigantes multinucleadas (TAYLOR e SASSER, 1983). O nematoide ingere o conteúdo citoplasmático das células gigantes, atuando como drenos metabólicos que desviam os nutrientes da planta para o proveito próprio. A injeção de secreções leva à hipertrofia e hiperplasia de células acompanhadas, geralmente, pelo engrossamento das raízes com a formação das galhas (MOENS et al., 2009).

Durante esse processo, o juvenil tem a sua largura aumentada e passa por novas ecdises com formação dos estádios juvenis três e quatro (J3 e J4), e finalmente, os adultos (fêmea ou macho). Quando há boas condições para o desenvolvimento do nematoide, a quase totalidade dos adultos formados de *Meloidogyne* spp. são fêmeas. Porém, em condições ambientais desfavoráveis, com elevada população de nematoides na raiz ou resistência da planta hospedeira, os juvenis que se desenvolveriam em fêmeas, tornam-se machos, pois seu primórdio sexual se desenvolve em testículos em vez de ovários. Esse fenômeno é conhecido por reversão sexual, um dos mecanismos de sobrevivência desses nematoides, pois menos ovos serão produzidos e o parasitismo sobre a planta infectada será mais brando, garantindo a sobrevivência das poucas fêmeas formadas (FREITAS et al., 2006).

O macho, ao ser formado, readquire seu formato alongado e abandona a raiz, sendo que, na maioria das espécies, não tem papel na reprodução que se

dá por partenogênese. A fêmea continua na raiz depois de formada e vai aumentando o diâmetro até completar seu amadurecimento, o que leva à postura de vários ovos em uma massa gelatinosa externa a seu corpo, na superfície da galha (FREITAS et al., 2014) interna ou externamente aos tecidos das raízes. O ciclo vital desses fitonematoides dura cerca de 30 dias e cada fêmea, em média, produz 500 ovos por ciclo (DIAS-ARIEIRA et al., 2008).

A duração do ciclo de vida do nematoide-das-galhas é fortemente afetada pela temperatura, umidade e planta hospedeira. As fêmeas produzem ovos por três semanas, depois cessam a produção, podendo viver um pouco mais. Os machos vivem durante semanas e os J2 podem viver de poucos dias a meses (TAYLOR e SASSER, 1983).

Identificação de espécies de *Meloidogyne*

A identificação correta das espécies de *Meloidogyne* é um aspecto muito importante, tanto para os testes de resistência em programas de melhoramento vegetal, como para a escolha de medidas de controle mais adaptadas a cada situação (RANDIG et al., 2004). Em bananais infestados pelos nematoides-das-galhas, o primeiro passo para a realização de um manejo adequado é a identificação das espécies que ocorrem no local.

Dentre os métodos empregados na diagnose de *Meloidogyne* spp., destacam-se a configuração perineal das fêmeas, a morfologia da região labial e do estilete dos machos, fêmeas e juvenis de segundo estágio (J2) e, as identificações bioquímica e molecular quando disponíveis (EISENBACK e HUNT, 2009).

A configuração da região perineal de fêmeas maduras foi a técnica morfológica mais utilizada na identificação de espécies de *Meloidogyne*, pelo fato de esta região conter inúmeras estrias formando desenhos característicos de cada espécie. Uma dificuldade na utilização desta técnica para fins taxonômicos é o surgimento de populações com configurações perineais atípicas, além do caráter subjetivo na avaliação das mesmas (CASTRO et al., 2003). Todavia, continua sendo útil como um método complementar a ser utilizado juntamente

com a caracterização enzimática e, ou molecular (CARNEIRO e COFCEWICZ, 2008).

Estudos bioquímicos, envolvendo proteínas solúveis, demonstraram que várias espécies de nematoides-das-galhas podem ser diferenciadas utilizando fenótipos enzimáticos, obtidos por meio de eletroforese em gel de poliacrilamida (CARNEIRO et al., 2000).

A técnica de eletroforese de isoenzimas consiste na avaliação da mobilidade relativa (R_m) das bandas polimórficas das isoenzimas. A mobilidade das enzimas em gel de poliacrilamida sob corrente elétrica varia de acordo com suas cargas elétricas e pesos moleculares, levando à visualização de bandas em diferentes posições no gel, as quais são específicas para a maior parte das espécies de *Meloidogyne*. As principais vantagens dessa técnica incluem o reconhecimento de *Meloidogyne* spp., mesmo em população mista, caracterização de populações atípicas, eficiência, confiabilidade e rapidez (CARNEIRO et al., 2000; BLOK e POWERS, 2009).

Dentre as isoenzimas estudadas, as esterases (EST) são as mais utilizadas na identificação de espécies de *Meloidogyne* spp., com mais de 40 fenótipos descritos (BLOK e POWERS, 2009). Outras enzimas como malato desidrogenase (MDH), superóxido dismutase (SOD) e glutamato oxaloacetato transaminase (GOT) são, com frequência, utilizadas como auxiliares na caracterização de espécies previamente identificadas com as esterases (ESBENSHADE e TRIANTAPHYLLOU, 1985).

Trabalhos envolvendo fenótipos enzimáticos, especialmente os de esterase e malato desidrogenase, foram relatados por Carneiro et al. (1996) em estudo com 90 populações brasileiras de *Meloidogyne* spp. Neste foi possível identificar *M. incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria*, *M. exigua*, *M. hapla* e *M. graminicola*. Em outro trabalho, Carneiro et al. (2000) utilizaram quatro enzimas distintas (EST, MDH, SOD e GOT) na caracterização de mais de 100 populações originárias de diferentes estados do Brasil e países das Américas.

Ainda não existem padrões enzimáticos para todas as espécies do gênero *Meloidogyne* descritas, e infelizmente, esses marcadores não podem ser utilizados nos estudos de variabilidade intraespecífica, que requerem níveis razoáveis de variabilidade (ARIAS et al., 2001).

Por meio da técnica de isoenzimas, não é possível distinguir raças de uma mesma espécie (JANATI et al., 1982). A identificação de raças fisiológicas em espécies de *Meloidogyne* ainda continua sendo realizada pelo teste de hospedeiros diferenciadores conforme metodologia descrita há mais de 30 anos (HARTMAN e SASSER, 1985).

Além da caracterização bioquímica, estudos baseados em análise de DNA se intensificaram a partir de 1985, quando começaram a ser desenvolvidos conjuntos de primers espécie-específicos que possibilitam a identificação rápida de algumas espécies do gênero *Meloidogyne* (RANDIG et al., 2002).

Apesar de ainda serem restritas a poucas espécies, as técnicas que envolvem ferramentas moleculares são excelentes métodos de diagnóstico para *Meloidogyne* spp., com a vantagem de serem independentes da variação fenotípica das esterases, que as vezes envolve interpretação mais complexa. Os marcadores moleculares permitem a identificação simples, precisa e rápida (BLOK e POWERS, 2009; CASTAGNONE-SERENO et al., 2013) embora não permitam a detecção de algumas espécies, que são relativamente frequentes no gênero *Meloidogyne*, e que ainda são caracterizadas apenas pelas esterases (CARNEIRO et al., 2016).

Diversidade em *Meloidogyne* spp.

Em cada ecossistema, a diversidade dos fatores bióticos e abióticos condiciona a evolução das populações de nematoides. Intensos cultivos agrícolas e o uso de novas cultivares resistentes contribuem para a pressão de seleção e aceleram o fenômeno da evolução das populações de nematoides (COSTA, 2004).

A diversidade biológica entre populações de nematoides tem sido demonstrada por estudos morfológicos, citogenéticos, gama de hospedeiras, reprodução e potencial de danos (FORGAIN e GOWEN, 1995; ELBADRI, 2000). O alto nível de diversidade genética, apresentado por algumas espécies de nematoides-das-galhas, contribui para uma relação extremamente complexa com os hospedeiros que leva a um parasitismo altamente bem sucedido (CARNEIRO et al., 2016). Por exemplo, as três principais espécies de *Meloidogyne* (*M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria*) são conhecidas pela sua

alta variabilidade genética, sendo que as mesmas são altamente polífagas, com mais de 3.000 espécies hospedeiras (TRUDGILL e BLOK, 2001).

A maioria das espécies de *Meloidogyne* descritas apresentam reprodução partenogenética. A partenogênese permite uma rápida reprodução, pois não há necessidade do encontro do macho com a fêmea como em espécies anfimíticas. Todavia, espécies de *Meloidogyne* caracterizadas por reprodução partenogenética possuem uma variação genética que permite uma rápida adaptação a ambientes desfavoráveis, como por exemplo, quando em solo cultivado com plantas hospedeiras resistentes (TRUDGILL e BLOK, 2001).

Se, por um lado, a reprodução partenogenética forma organismos poliploides e estabiliza o genoma da sua descendência; por outro lado, cada mutante que conseguir se reproduzir dará origem a um clone diferente da população-mãe (TRIANANTAPHYLLOU, 1985).

O primeiro estudo sobre diversidade de populações brasileiras de *Meloidogyne* spp. foi realizado por Randig et al. (2002). Foram estudadas, por meio de PCR-RAPD, 18 populações de *Meloidogyne* spp., provenientes de diferentes regiões do Brasil, caracterizadas previamente quanto ao perfil isoenzimático (CARNEIRO et al., 2000). Nesse estudo, verificou-se que as espécies de *Meloidogyne* se diferenciaram em grupos, de acordo com os perfis enzimáticos descritos para cada espécie. Foi possível observar também um alto grau de variabilidade intraespecífica em populações de *M. exigua*, *M. hapla* e *M. arenaria*, que apresentaram 67,5%, 67,5% e 69,8% de fragmentos polimórficos, respectivamente. Diferentemente, populações de *M. incognita* e de *M. javanica* apresentaram variabilidades intraespecíficas baixas, equivalentes a 30% e a 19%, respectivamente.

Meloidogyne javanica tem sido relatada como uma espécie que apresenta baixa variabilidade intraespecífica (CASTGNONE-SERENO et al., 1994; BLOK et al., 1997). Estudos realizados por Cofcewicz et al. (2004) com sete populações de *M. javanica* provenientes de bananeiras de diferentes regiões do Brasil revelaram uma variabilidade intraespecífica de 29,1%, que ainda é considerada baixa. Entretanto, em estudos realizados por Carneiro et al. (1998), com quatro populações brasileiras de *M. javanica*, mostraram variabilidades morfológica, enzimática, fisiológica e genética. A presença de quatro raças fisiológicas

detectadas em *M. javanica* é outro exemplo da variabilidade intraespecífica observada nessa espécie (CARNEIRO et al., 2003).

Estudos sobre a variabilidade genética de *M. incognita* com a utilização de marcadores moleculares demonstraram que a espécie possui baixa variabilidade genética (CASTAGNONE-SERENO et al., 1994; BLOK et al. 1997; RANDIG et al., 2002; CARNEIRO et al., 2004; COFCEWICZ et al., 2005; SANTOS et al., 2012). Isso pode estar relacionado com o modo de reprodução dessa espécie.

A variação intraespecífica de *Meloidogyne* spp. em relação à interação planta-nematoide pode ser expressa em três diferentes níveis: hospedabilidade, agressividade e virulência. Nesse contexto, as espécies vegetais podem ser boas hospedeiras, más hospedeiras ou não hospedeiras de determinada espécie de *Meloidogyne* ou grupo de espécies (MATTOS, 2013).

A agressividade reflete a habilidade de reprodução dos nematoides em hospedeiras suscetíveis, enquanto a virulência é a capacidade do patógeno de se reproduzir em uma hospedeira resistente. Nesta situação, há interação de genes de virulência do nematoide com genes de resistência da hospedeira (HUSSEY e JANSSEN, 2002; ROBERTS, 2002; SANTOS, 2011).

1.4 Perdas causadas por nematoides

Os fitonematoides são responsáveis por causar perdas nas principais culturas de importância econômica em todos os continentes. Eles podem inviabilizar o cultivo em áreas infestadas, causando nomadismo de culturas suscetíveis, condição suficiente para posicioná-los como um dos principais patógenos agrícolas (LOPES e FERRAZ, 2016). Se a importância dos fitonematoides é inquestionável, também parece ser consenso entre os nematologistas que as estimativas de perdas causadas por esses patógenos disponíveis na literatura retratam um cenário um pouco mais ameno do que a realidade (NICOL et al., 2011; JONES et al., 2013; ONKENDI et al., 2014).

As perdas devidas ao ataque de nematoides na agricultura mundial estão estimadas em, aproximadamente, US\$ 80 bilhões/ano (AGRIOS, 1997). Na agricultura americana, essas perdas são estimadas em US\$ 8 bilhões/ano, o que corresponde a 10% em relação à agricultura mundial (BARKER et al., 1994). No

Brasil, a quantificação de perdas não é precisa, devido, principalmente, às interações com danos provocados por pragas e outras doenças, condições climáticas, presença de plantas invasoras e inadequação de tratamentos culturais. Em vista do desconhecimento da importância econômica dos nematoides, esses organismos têm sido frequentemente negligenciados nos agroecossistemas, somente assumindo “status” de patógeno quando sua população se encontra muito elevada, com prejuízos acentuados (RITZINGER e FANCELLI, 2006).

Alguns trabalhos demonstraram que os nematoides podem causar perdas de mais de 50% na produção de bananas em plantações comerciais (NORGROVE e HAUSER, 2014; RODERICK et al., 2012; SSANGO et al., 2004), e no Brasil são relatadas perdas de até 100% entre as bananeiras do subgrupo Cavendish (COSTA et al., 2008). As perdas médias mundiais estimadas devido ao ataque de nematoides na bananeira são de 19,7%, equivalente a US\$ 178 milhões por ano (SASSER e FRECKMAN, 1987, DAVIDE e MARASIGAN, 1992).

Em vários países, *M. incognita* foi encontrado causando uma redução significativa na produção da bananeira ‘Cavendish’: Filipinas, Índia, Malásia, Taiwan, Egito, Creta, Líbano, África do Sul, Venezuela, Ilhas Canárias (JONATHAN e RAJEDRAN, 2000; GOWEN et al., 2005; TENENTE et al., 2008). Em Camarões, *Meloidogyne* spp. é considerado uma séria ameaça à produção de bananas (TENENTE et al., 2008; SANTOS, 2011). Speijer e Kajumba (2000) identificaram que *Meloidogyne* spp. e outros fitonematoides são responsáveis por causarem perdas de 50% na produção de banana em Uganda. Em relação a *R. similis*, são atribuídas perdas de 30 a 60% na Colômbia, de 68% no México (GÓMEZ, 1980) e de 80 a 100% no Brasil (ZEM e ALVES, 1981).

Além das perdas qualitativas e quantitativas causadas pelos nematoides, também são registradas perdas indiretas, tais como maiores gastos com nematicidas, fertilizantes e mão de obra para evitar o tombamento das plantas. Dentre as perdas, a considerada mais significativa é a limitação do uso da terra em áreas infestadas, quando medidas rigorosas são adotadas para viabilizar a formação de nova cultura produtiva como o pousio, aquisição de mudas sadias e tratamento químico das covas (FERRAZ, 1995).

1.5 Manejo de nematoides em bananeira

Vários métodos de controle têm sido pesquisados nos últimos anos na tentativa de diminuir as populações de nematoides, visando tornar esse processo mais eficiente e econômico. Uma das principais dificuldades encontradas pelos produtores é o controle desses patógenos em áreas infestadas, principalmente quando se trata dos nematoides-das-galhas, por parasitarem diversas espécies de plantas, inclusive plantas espontâneas.

O controle preventivo é muito importante e consiste em implantar mudas saudáveis em solos que não contenham o patógeno. Quando o solo já se encontra infestado, as formas de controle se baseiam na redução populacional do parasito.

O controle químico tem sido o mais utilizado método de manejo de nematoides na cultura da bananeira (BRIDGE, 2000). Porém, sabe-se que os nematicidas apresentam custo elevado e são altamente tóxicos ao homem, aos animais e ao ambiente.

Atualmente, as estratégias prioritárias de manejo de fitonematoides são aquelas que diminuem custos, aumentam a produção e não agredem o ambiente. A utilização de matéria orgânica, o controle biológico, o uso de variedades resistentes, a solarização, a rotação de culturas, o pousio, a inundação, o uso de cultivos intercalares e a cobertura do solo são abordados, principalmente, por reduzirem a população dos nematoides e manter a biodiversidade nos diferentes agroecossistemas (RITZINGER e FANCELLI, 2006).

Dentre as estratégias de manejo, o uso de cultivares resistentes no controle de nematoides é uma alternativa de grande interesse para a produção de banana (COSTA e CORDEIRO, 2009). Plantas são consideradas resistentes quando possuem a habilidade de inibir a reprodução da espécie do nematoide. Portanto, uma planta suscetível é intolerante ao parasitismo do nematoide, ou pode ser tolerante, permitindo o desenvolvimento do mesmo, mantendo, porém, a produção econômica (RITZINGER e FANCELLI, 2006).

Dentre os métodos culturais de controle de nematoides, tem-se a rotação de culturas. O método visa a diminuição da população dos nematoides por meio do cultivo de plantas não hospedeiras ou antagônicas em áreas infestadas. É uma prática importante, pois pode afetar a sobrevivência de pragas e patógenos

pelo fato de proporcionar a quebra do ciclo desses organismos por um determinado período (FERRAZ e FREITAS, 2009). No entanto, a limitação dessa técnica reside no fato de que as espécies de *Meloidogyne* são altamente polífagas, tendo como hospedeiro um grande número de culturas (TRUDGILL, 2001; HUANG, 2006) e, ainda, pelo fato de a bananeira ser uma cultura semiperene. De acordo com McSorley e Dickson (1995) o controle por rotação de culturas também é difícil em áreas onde ocorrem populações misturadas de nematoides.

O controle biológico tem-se apresentado como uma alternativa viável para o manejo de fitonematoides, por minimizar o dano ambiental e, em alguns casos, ser mais vantajoso economicamente, comparado aos métodos químicos convencionais (COIMBRA e CAMPOS, 2005). Dentre os organismos antagonistas mais propícios para o controle biológico de fitonematoides estão: as rizobactérias promotoras de crescimento; bactérias parasitas obrigatórias; fungos nematófagos endoparasitas, parasitas de ovos, fungos predadores e fungos endomicorrízicos (SIKORA, 1992).

Outra técnica empregada no controle de fitonematoides é a solarização do solo (KATAN, 1981) que atua reduzindo as populações de nematoides por meio do aumento da temperatura. A solarização altera a composição da microbiota no solo, selecionando organismos antagonistas e com maior capacidade de colonização das raízes e pode resultar em maior crescimento de plantas e no aumento da indução de supressividade de patógenos (GREENBERGER et al., 1987; STAPLETON e DEVAY, 1984).

As plantas antagonistas são também bastante utilizadas no controle de fitonematoides porque produzem exsudatos radiculares tóxicos (MILLER e AHRENS, 1971). Entre as plantas antagonistas, destacam-se as espécies dos gêneros *Mucuna*, *Tagetes* e *Crotalaria* (FERRAZ et al., 2001).

A adição de matéria orgânica ao solo pode reduzir a doença causada por *Meloidogyne* de duas formas: diretamente, alterando as propriedades do solo e indiretamente, melhorando o desenvolvimento da planta, alterando a fisiologia da raiz, aumentando a população de micro-organismos antagonistas e induzindo a resistência à doença (VAN LOON et al., 1998).

Entretanto, a utilização de uma única prática de manejo não é suficiente para controlar os nematoides. Sugere-se, então, a integração de diferentes

métodos de controle para que o produtor possa chegar a um manejo sustentável dos nematoides em sua plantaço (ROBINSON et al. 1998). Apesar dessa recomendaço, o manejo integrado, geralmente, é executado apenas por produtores mais tecnicados. A maioria dos pequenos produtores não utiliza esse tipo de manejo, tanto pela falta de informaçoes básicas sobre como aplicar a tecnologia, quanto pela falta de recursos financeiros para utilizá-la (FORGAIN, 2001).

1.6 Resistência genética a nematoides em *Musa* spp.

Dentre as estratégias de manejo para redução de problemas nematológicos nos cultivos de bananeira, a utilização de resistência genética a nematoides é uma das alternativas mais desejáveis, considerando sua compatibilidade com outras práticas de manejo, além de não contaminar o ambiente. O desenvolvimento de cultivares resistentes contra nematoides é um dos critérios chave nos programas de melhoramento (HARTMAN et al., 2010). Diante disso, existe grande necessidade de se obter variedades geneticamente melhoradas para a resistência ou tolerância a nematoides, garantindo uma produção sustentável e ambientalmente segura.

Para a elaboração de estratégias de controle por meio de resistência genética, além do conhecimento sobre as bases genéticas da resistência no hospedeiro, também se faz necessário o entendimento dos fatores que contribuem para a variabilidade patogênica do nematoide. O conhecimento da variabilidade genética dos fitonematoides é essencial para os programas de melhoramento se tornarem mais efetivos (HAHN et al., 1994).

Segundo Costa et al. (2016), no Brasil, genótipos selvagens de bananeiras do banco de germoplasma da Embrapa Mandioca e Fruticultura têm sido avaliados e têm apresentado boas perspectivas de serem utilizados no programa de melhoramento de cultivares para resistência a *R. similis*, *M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria*. Diploides melhorados, obtidos do cruzamento entre diploides selvagens, têm sido selecionados como promissores quanto à resistência aos nematoides de importância econômica.

No caso de *Meloidogyne*, nenhuma fonte de resistência foi encontrada em 26 acessos de bananeira do Vietnã (VAN DER BERG et al., 2002). No entanto,

já existem relatos de resistência a *Meloidogyne* em genótipos de bananeira. Em trabalho realizado por Costa et al. (1998), todas as cultivares avaliadas se comportaram como moderadamente resistentes, se diferenciando da cultivar Nanicão. Teixeira (2007) relatou seis clones de *Musa* sp. resistentes a *M. incognita*, seis clones, a *M. javanica*, e dois clones resistentes a *M. arenaria*.

Santos (2007) observou que os diploides melhorados de bananeira 042049-05, 003037-02, 003023-03 e 042079-06, desenvolvidos pela Embrapa, se comportaram como resistentes a *R. similis* em condições de casa de vegetação. Em trabalho realizado por Quénéhervé et al. (2009) os seis híbridos avaliados para resistência a *P. coffeae* reduziram a taxa de infecção de 77% (FB921) para 96% (FB920) em relação a 'Gran Enano'. Apesar de terem sido encontrados alguns registros de fontes de resistência em *Musa* sp. a nematoides, poucos são os relatos de resistência ou tolerância, principalmente em condições de campo (VIAENE et al., 2003; JANARTHANI et al., 2005; HARTMAN et al., 2010).

A busca da resistência genética depende da variabilidade genética da planta hospedeira e da variabilidade existente nas populações dos nematoides. Diferenças quanto à virulência e agressividade em populações têm sugerido a existência de diferentes biótipos. Há relatos de variantes populacionais de nematoides em bananeira (RIGGS, 1991; PINOCHET, 1979; KOSHY e JASY, 1991; ELBADRI, 2000; COSTA, 2004), sendo que uma população pode se reproduzir de maneira diferenciada em várias plantas da mesma espécie e, diferentes populações podem mostrar diferentes níveis de virulência e agressividade em diferentes hospedeiras ou em uma mesma hospedeira.

A busca de cultivares resistentes a pragas e doenças, por meio da seleção dentro dos recursos genéticos existentes nas coleções de germoplasma ou pela geração de novas cultivares por hibridação, é considerada o meio mais eficiente de controle dessas enfermidades (AMORIM et al., 2011). Vale ressaltar que uma nova cultivar pode induzir um aumento de produtividade e um menor custo de produção, em função do reduzido emprego de defensivos agrícolas e redução de gastos com o manejo da cultura, além de proporcionar melhoria na qualidade dos frutos, aumentando, conseqüentemente, a renda do produtor e preservando a saúde dos consumidores (AMORIM et al., 2011; AMORIM et al., 2016).

REFERÊNCIAS

ABAD, P.; CASTAGNONE-SERENO, P.; ROSSO, M. N.; ENGLER, J. A.; FAVERY, B. Invasion, feeding and development. In: PERRY, R. N.; MOENS, M.; STARR, J. L. (Ed.). **Root-knot nematodes**. Wallingford, UK: CAB INTERNATIONAL. p. 163-181, 2009.

AGRIOS, G. N. Plant diseases caused by nematodes. In: GEORGE, N. AGRIOS, F. N. (Ed.). **Plant Pathology**. 4th ed. San Diego: Academic Press. p. 565-597, 1997.

AMORIM, E. P. et al. Melhoramento genético. In: FERREIRA, C. F. et al (Org.) **O agronegócio da Banana**. Brasília, DF: Embrapa, 2016. p. 173-200.

AMORIM, E. P.; AMORIM, V. B. O.; SILVA, S. O.; et al. Quality improvement of cultivated *Musa*. In: PILLAY, M.; TENKOUANO, A. (Org.). **Banana Breeding: Progress and Challenges**. New York: CRC Press. p.252-280, 2011.

ARIAS, M. C; INFANTE-MALANCHIAS, M. E. RFLP: o emprego de enzimas de restrição para a detecção de polimorfismo no DNA. In: MATIOLI, S. R. (Eds.). **Biologia molecular e evolução**. São Paulo. Nobel. p. 143-152, 2001.

BARKER, K. R. et al. Plant and soil nematodes: societal impact and focus for the future. **Journal of Nematology**, Lakeland. v. 26, p. 127-137, 1994.

BARROS, E. C. S.; INÁCIO, R. A.; PINTO, F. O.; QUINTAS, E. S.; RODRIGUES, M. D. A utilização da banana como fonte de renda para pequenos produtores. **Revista Científica Interdisciplinar**. v. 3, n. 2, p. 22-37, 2016.

BLAKE, C. D. Nematodes parasites of bananas and their control. In: PEACHEY, J. E. (Ed.). **Nematodes of tropical crops**. St. Albans: CAB, (Commonwealth Bureau of Helminthology. Technical Communication, 40). p. 109-132, 1969.

BLOK, V. C.; PHILLIPS, M. S.; MCNICOL, J. W.; FARGETTE, M. Genetic variation in tropical *Meloidogyne* spp. as shown by RAPDs. **Fundamental and Applied Nematology**. v. 20, p. 127-133, 1997.

BLOK, V. C.; POWERS, O. Biochemical and molecular identification. In: PERRY, R.; MOENS, M.; STARR, J.L. (Eds). **Root-knot Nematodes**. Cambridge, CABI International. p. 98-118, 2009.

BRIDGE, J. Keynote: Nematodes of bananas and plantains in Africa: research trends and management strategies relating to the small scale farmer. **Acta Horticulturae**. n.540, p.391-408, 2000

BRIDGE, J. FORGAIN, R.; SPEIJER, P. **The root lesion nematodes of banana: *Pratylenchus coffeae* (Zimmermann, 1898) Filipje e Shu., 1941 and *Pratylenchus goodeyi* Sher e Allen, 1953**. Montpellier: INIBAP. *Musa Pest Fact Sheet*, n.2., 1997, 4 p.

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, A. dos; CASTRO, L.H.S. e. (Org.) **Diagnose de fitonematoides**. Campinas, SP: Millennium, 2016. p. 47-70.

CARNEIRO, R. M. D. G.; ALMEIDA, M. R. A.; CARNEIRO, R. G. Enzyme phenotypes of Brazilian populations of *Meloidogyne* spp. *Fundamental and Applied Nematology*. v. 19, p. 555-560, 1996.

CARNEIRO, R. M. D. G.; CASTAGNONE-SERENO, P.; DICKSON, D. Variability among four populations of *Meloidogyne javanica* from Brazil. *Fundamental and Applied Nematology*. v. 21, p. 319- 326, 1998.

CARNEIRO, R. M. D. G.; COFCEWICZ, E. T. Taxonomy of coffee-parasitic root-knot nematodes, *Meloidogyne* spp. In: Souza R. M. (Ed.) *Plant parasitic nematodes of coffee*. Springer, Holand, p. 87-122, 2008.

CARNEIRO, R. M. D. G.; GOMES, C. B.; ALMEIDA, A. C. M. M.; MARTINS, I. First record of *Meloidogyne ethiopica* Whitehead, 1968 on kiwi in Brazil and reaction of different plant species. **Nematologia Brasileira**. v. 27, n. 2, p. 152-158, 2003.

CARNEIRO, R. M. D. G.; RANDING, O.; ALMEIDA, M. R. A.; CAMPOS, A. D. Resistance of vegetable crops to *Meloidogyne* spp.: suggestion for a crop rotation system. **Nematologia Brasileira**, v.24, n.1, p.49-54, 2000.

CARNEIRO, R. M. D. G.; TIGANO, M. S.; RANDIG, O.; ALMEIDA, M. R. A.; SARAH, J. L. Identification and genetic diversity of *Meloidogyne* spp. (Tylenchida: Meloidogynidae) on coffee from Brazil, Central America and Hawaii. **Nematology**. v. 6, p. 287-298, 2004.

CARVALHO, J. C. O nematoide cavernícola e seu aparecimento em São Paulo. **O Biológico**, v.25, n.9, p.195-198, 1959.

CASTAGNONE-SERENO, P.; DANCHIN, E. G. J.; PERFUS-BARBEOCH, L.; ABAD, P. Diversity and evolution of root knot-nematodes, genus *Meloidogyne*: new insights from the genomic era. **Annual Review of Phytopathology**, v. 51, p. 203-220, 2013.

CASTAGNONE-SERENO, P.; WANLERBERGHE-MASSUTTI, F.; LEROY, F. Genetic polymorphism between and within *Meloidogyne* species detected with RAPD markers. *Genome* 37:904-909, 1994.

CASTRO, J. M. C.; LIMA, R. D.; CARNEIRO, R. M. D. G. Variabilidade isoenzimática de populações de *Meloidogyne* spp. provenientes de regiões brasileiras produtoras de soja. **Nematologia Brasileira**, v. 27, p. 1-12, 2003.

COFCEWICZ, E. T.; CARNEIRO, R. M. D. G.; CASTAGNONE-SERENO, P.; QUÉNÉHERVÉ, P. Enzyme phenotypes and genetic diversity of root-knot nematodes parasitising *Musa* in Brazil. **Nematology** 6: 85-95, 2004.

COFCEWICZ, E. T.; CARNEIRO, R. M. D. G.; RANDIG, O.; CHAMBRIER, C.; QUÉNÉHERVÉ, P. Diversity of *Meloidogyne* spp. on *Musa* in Martinique, Guadeloupe and French Guiana. **Journal of Nematology**.v.37, p.313-322. 2005.

COIMBRA, J. L.; CAMPOS, V. P. Efeito de exsudatos de colônias e de filtrados de culturas de actinomicetos na eclosão, motilidade e mortalidade de juvenis do segundo estágio de *Meloidogyne javanica*. **Fitopatologia Brasileira**. v.30, n. 3, p. 232-238, 2005.

CORDEIRO, Z. J. M.; MATOS, A. P.; HADDAD, F. Doenças fúngicas e bacterianas. In: FERREIRA, C. F. et al (Org.) **O agronegócio da banana**. Brasília, DF: Embrapa, 2016. p. 545-575.

CORDEIRO, Z. J. M.; MEISSNER FILHO, P. E.; RITZINGER, C. H. S. P.; MATOS, A. P. Sistema de produção de banana para o estado do Pará. Sistema de Produção Embrapa, 2ª edição, 2014. Disponível em: <https://www.spo.cnptia.embrapa.br/conteudo>. Acesso em abril de 2018.

CORDEIRO, Z. J. M.; MATOS, A. P. Doenças fúngicas e bacterianas. In: CORDEIRO, Z. J. M. (Org.). **Banana Fitossanidade**. Brasília: Embrapa Comunicação para Transferência de Tecnologia, p. 36-65, 2000.

CORDEIRO, Z. J. M.; MATOS, A. P.; KIMATI, H. Doenças em bananeira (*Musa* spp.). In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIM FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A. (Ed). **Manual de fitopatologia: Doenças das plantas cultivadas**. 4 ed. São Paulo: Editora Agronômica Ceres, v. 2, p. 99-117, 2005.

COSTA, D. C.; CARES, J. E.; ALVES, F. R.; SANTOS, J. R. P; MONTEIRO, J. M. S.; NEVES, W. S. Nematoides. In: FERREIRA, C. F. et al (Org.) **O agronegócio da banana**. Brasília, DF: Embrapa, 2016. p. 505-543.

COSTA, D. C., FALEIRO, F. G., CARES, J. E., GOMES, A. C., 2008. Pathogenicity and genetic variability of *Radopholus similis* populations in bananas (*Musa acuminata* AAA and AA) based on RAPD analysis. **Nematologia Brasileira**. Piracicaba, v. 32, n. 4, p. 303-316, 2008.

COSTA, D. C. Doenças causadas por nematoides. In: CORDEIRO, Z. J. M. (Org.). **Banana: fitossanidade**. Brasília: Embrapa Comunicação para Transferência de Tecnologia. v. 1, cap. 5, p. 66-73, 2000.

COSTA, D. da C. Variabilidade patogênica e genética de *Radopholus similis* em bananeira no Brasil. Tese (Doutorado). Universidade de Brasília, Brasília. 2004.

COSTA, D. C.; CORDEIRO, Z. J. M. **Nematoides**. Disponível em: <http://www.ceinfo.cnpat.embrapa.br/arquivos/artigo_2324.pdf>. Acesso em: abril de 2017.

COSTA, D. C.; SILVA, S. O.; ALVES, F. R. Reação de genótipos de bananeira (*Musa* spp.) a *Radopholus similis* e *Meloidogyne incognita*. **Nematologia Brasileira**. v. 22, n. 2, p. 48-57, 1998.

DAVIDE, R. G.; MARASIGAN, L. Q. Yield loss assessment and evaluations of resistance of banana cultivars to the nematodes *Radopholus similis* and *Meloidogyne incognita*. In: DAVIDE, R. G. Studies on nematodes affecting bananas in the Philippines. Los Baños, Laguna: Philippine Agriculture and Resources Research Foundation. v. 14, n.37, p. 79-93, 1992.

DE WAELE, D.; R. G. DAVIDE. **The root-knot nematodes of banana: *Meloidogyne incognita*** (Kofoid e White, 1919) Chitwood, 1949 (and) *Meloidogyne javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949. Montpellier: INIBAP, 1998. 4 p. (INIBAP. Musa Pest Fact Sheet, 3).

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

DIAS, M. S. C.; RIBEIRO JÚNIOR, P. M. Nematoides na Bananicultura. In: SIMPÓSIO NORTE MINEIRO SOBRE A CULTURA DA BANANA. I., Nova Porteirinha. **Anais**. Nova Porteirinha – MG: EPAMIG, p. 279, 2001.

EISENBACK, J. D.; HUNT, D. J. General morphology. In: PERRY, R.N., MOENS, N., STARR, J. L. (eds). Root-knot Nematodes. CABI North America Office, Cambridge, MA, USA, p. 18-54, 2009.

ELBADRI, G. A. Diversity of *Radopholus similis* (Cobb, 1893) (Nematoda: Tylenchida). 146 p. Thesis. Faculty of Sciences, University of Gent, Belgium. 2000.

ESBENSHADE, P. R.; TRIANTAPHYLLOU, A. C. Use of enzyme phenotypes for identification of *Meloidogyne* species (Nematoda: Tylenchida). **Journal of Nematology**. v. 17, p. 6-20, 1985.

FAO. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Disponível em: <<http://www.faostat.fao.org/site/340/default.aspx>>. Acesso em maio de 2018.

FERRAZ, L. C. B. *Radopholus similis* em banana no Brasil: considerações gerais sobre o problema com ênfase aos danos causados à cultura. In: Anais Congresso Internacional de Nematologia Tropical. p. 176-185, 1995.

FERNANDES, C. F.; COSTA, J. N. M.; HOLANDA FILHO, Z. F.; SOUZA, F. F. Doenças da Bananicultura: Mal-do-Panamá. Embrapa Rondônia, **Circular Técnica 86**. p. 1-3, 2006.

FERRAZ, S.; FREITAS, L. G. **O controle de fitonematóides por plantas antagonistas e produtos naturais**. Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais. Disponível em: <<http://www.ufv.br/dfp/lab/nematologia/antagonistas.pdf>>. Acesso em: março de 2017.

FERRAZ, L. C. C. B.; BROWN, D. J. F (Org.). **Nematologia de plantas: fundamentos e importância**. Manaus: NORMA EDITORA, 2016. 251 p.

FERRAZ, L. C. C. B.; MONTEIRO, A. R. Nematoides. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A. (Ed.). **Manual de fitopatologia: princípios e conceitos**. 4.ed. Piracicaba: Agronômica Ceres, 2011. v.1, p.277-305.

FERRAZ, S.; DIAS, R. D.; FREITAS, L. G. Controle de nematoides com práticas culturais. In: ZAMBOLIM, L. ed. Manejo integrado fitossanidade cultivo protegido, pivô central e plantio direto. p. 1-51, 2001.

FOGAIN, R.; GOWEN, S. R. Pathogenicity on maize and banana among isolates of *Radopholus similis* from four producing countries of Africa and Asia. *Fruits*. v. 50, p. 5-9, 1995.

FORGAIN, R. Nematodes and weevil of bananas e plantains in Cameroon: occurrence, importance and host susceptibility. *International Journal of Pest Management*. v. 47, p. 201-205, 2001.

FREITAS, L. G.; OLIVEIRA, R. D. de L.; FERRAZ, S. **Introdução à nematologia**. 8. reimpressão. Viçosa: UFV, 2014. 92 p.

FREITAS, L. G.; OLIVEIRA, R. D. L.; FERRAZ, S. **Introdução à Nematologia**. 3ª edição, 2006, Ed. UFV. Viçosa-MG.

GOLDEN, A. M.; BIRCHFIELD, W. *Meloidogyne graminicola* (Heteroderidae), a new species of root-knot nematode from grasses. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, v.32, p. 228-231, 1965.

GOMÉZ, T. J. Determinación de la infestación de fitonematodos em plantaciones bananeras de Urabá, Colômbia. **Fitopatologia Colombiana**, v. 9, p. 1932, 1980.

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**. 2 ed. CABI Publishing, v. 1, p. 611-644, 2005.

GOWEN, S.P.; QUÉNÉHERVÉ, P. Nematode parasites of bananas and abaca. In: LUC, M.; SIKORA, R.A. e BRIDGE, J. (Eds). *Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture*. C.A.B. International. Wallingford, U. K. p. 431-460, 1990.

HAHN, M. L.; BURROWS, P. R.; GNANAPRAGASAM, N. C.; BRIDGE, J.; VINES, N. J.; WRIGHT, D.J . Molecular diversity amongst *Radopholus similis* populations from Sri Lanka detected by RAPD analysis. **Fundamental and Applied Nematology**. v. 17, p. 275-281, 1994.

HARTMAN, K. M.; SASSER, J. N. Identification of *Meloidogyne* species on basis of differential host test and perineal-pattern morphology. In: BARKER, K. R., CARTER, C. C.; SASSER, J. N. (Eds.). **An advanced treatise on Meloidogyne**. Raleigh, NC: University Graphics, v.2, p.525-543, 1985.

HARTMAN, J. B.; VUYLSTEKE, D.; SPEIJER, P.R.; SSANGO, F.; COYNE, D.L.; DE WAELE, D. Measurement of the field response of *Musa* genotypes to *Radopholus similis* and *Helicotylenchus multicinctus* and the implications for nematode resistance breeding. **Euphytica**. v. 172, p. 139-148, 2010.

HUANG, G. Z. et al. Engineering broad root-knot resistance in transgenic plants by RNAi silencing of a conserved and essential root-knot nematode parasitism gene. *Proc Natl Acad Sci USA [S.I.]*, v. 103 (39), p. 14302-14306, 2006.

HUSSEY, R. S.; JANSSEN, G. J. W. Root-knot nematodes: *Meloidogyne* species. In: STARR, J.L.; COOK R.; BRIDGE, J. *Plant Resistance to Parasitic Nematodes*. CAB International, Wallingford. p. 43-70, 2002.

IBGE. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Disponível em: <<http://www.sidra.ibge.gov.br>>. Acesso em: abril de 2018.

JALATA, P. Reniform and false root knot nematodes, *Rotylenchulus* and *Nacobbus* spp. In: NICKLE, W. (Ed.). **Manual of agricultural nematology**. New York: Macel Dekker, 1991. p. 509-28.

JANARTHANI, D.; SOORIANATHASUNDARAM, K.; POOMIMA, K. e KUMAR, N. Screening of certain banana accessions against *Radopholus similis* under field conditions. **Nematologia Mediterranea**. v. 33, p. 139-143, 2005.

JANATI, A. A.; BERGÉ, A.; TRIANTAPHYLLOU, A. C.; DALMASSO, A. Nouvelles données sur l'utilisation des isoestérasés pour l'identification des *Meloidogyne*. *Revue de Nématologie*. v. 5, p.147-154, 1982.

JONATHAN, E. I.; BARKER, K. R.; ABD-EL-ALEEM, F. F. Host status of banana for four major species and host races of *Meloidogyne*. **Nematologia Mediterranea**. v. 27, p. 123-125, 1999.

JONATHAN EI, GAJEDRAN G. Assessment of avoidable yield loss in banana due to root-knot nematode, *Meloidogyne incognita*. **Indian Journal of Nematology**. v. 30, p. 162-164, 2000.

JONES, D. R. *Diseases of banana, abaca e enset*. CABI Publishing. Wallingford, Oxon, UK. 544. 2000.

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

KARSSSEN, G.; WESEMAEL, W.; MOENS, M. Root-knot nematodes. In: PERRY, R. N.; MOENS, M. (Eds). **Plant Nematology**. 2. ed. CABI International, Wallingford, UK, p. 73-108, 2013.

KATAN, J.; Solar heating of soil for control of soil borne pests. **Annual Review of Phytopathology**. v.19, p.211-219, 1981.

KIMATI, H.; GALLI, F. Doenças da bananeira *Musa* spp. In: GALLI, F. **Manual de Fitopatologia**. Doenças das plantas cultivadas. São Paulo: Agronômica Ceres, v. 2, p. 87-101, 1980.

KOSHY, P. K.; JASY, T. Host preference of the burrowing nematode *Radopholus similis* populations from India. **Indian Journal of Nematology**. v. 21, p. 9-51, 1991.

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

LORDELLO, L. G. E. **Nematoides das plantas cultivadas**. 8. ed. São Paulo: Nobel. 1992, 315 p.

MATTOS, V. S. Variabilidade genética e agressividade a soja [*Glycine max* (L.) Merrill] de populações de *Meloidogyne* spp. do Cerrado e de áreas de cultivo. 88p. Dissertação (Mestrado). Universidade de Brasília, Brasília, 2013.

MCSORLEY, R.; DICKSON, D. W. Effects of tropical rotation crop on *Meloidogyne incognita* and other plant-parasitic nematodes. **Journal of Nematology**. v. 27, p. 535-544, 1995.

MCSORLEY, R.; PARRADO, J. L. *Helicotylenchus multicinctus* on bananas: an international problem. **Nematropica**, v. 16, p. 73-91, 1986.

MILLER, P. M. e AHRENS, J. F. Influence of growing marigolds, weeds, two cover crops and fumigation on subsequent populations of parasitic nematodes and plant growth. **Plant Disease Reporter**. v. 56, n. 8, p. 642-646, 1971.

NICOL, J. M.; TURNER, S. J.; COYNE, D. L.; DEN NIJS, L.; HOCKLAND, S.; MAAFI, Z. T. Current nematode threats to world agriculture. In: JONES, J. T.; GHEYSEN, G.; FENOLL, C. (Eds). **Genomics and Molecular Genetics of Plant-Nematode Interactions**. Heidelberg: Springer, p.21-44, 2011.

NOGUEIRA, E. M. C. Principais doenças da bananeira. ANAIS VI Reunião Itinerante de Fitossanidade do Instituto Biológico. p.9-20, 2002. Disponível em: www.biologico.sp.gov.br. Acesso em: abril de 2018.

NORGROVE, L.; HAUSER, S. Improving plantain (*Musa* spp. AAB) yields on smallholder farms in West and Central Africa. **Food Secur.** v.6, p. 501–514, 2014.

ONKENDI, E. M.; KARIUKI, G. M.; MARAIS, M.; MOLELEKI, L. N. Threat of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) in Africa: A review. **Plant Pathology**, v.63, n.4, p. 727-737, 2014.

PERRY, R. N.; MOENS, M.; STARR, J. L. Root-knot nematodes. In: EISENBACK, J. D.; HUNT, D. J. (Eds). **General morphology**. Virginia, USA. CABI International, p. 18-54, 2009.

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. (Eds). **Root-knot nematodes**. Cambridge, MA, USA, CABI North America Office, p. 1-17, 2009.

PINOCHET, J. Comparison of four isolates of *Radopholus similis* from Central America on Vallery banana. **Nematropica**. v. 9, p. 40-43, 1979.

QUÉNÉHERVÉ, P.; VALETTE, C.; TOPART, P.; TEZENAS DU MONTCEL, H.; SALMON, F. Nematode resistance in bananas: screening results on some wild and cultivated accessions of *Musa* spp. **Euphytica**. v.165, p. 123-136, 2009.

RANDIG, O.; BONGIOVANNI, M.; CARNEIRO, R. M. D. G.; CASTAGNONE-SERENO, P. Genetic diversity of root-knot nematodes from Brazil and development of SCAR markers specific for coffee-damaging species. **Genome**, v.45, p. 862-870, 2002.

RANDIG, O.; CARNEIRO, R. M. D. G.; CASTAGNONE-SERENO, P. Identificação das principais espécies de *Meloidogyne* parasitas do cafeeiro no Brasil com marcadores SCAR-café em Multiplex-PCR, **Nematologia Brasileira**, v. 28, p. 1-10, 2004.

RHODES, P. H. A new banana disease in Fiji. *Commonw. Phytopathology News*. v.10, p. 38-41, 1964.

RIGGS, R. D. Resistance: breaking races of plant parasitic nematodes. In: NICKLE, W. R. (Ed.). **Manual of Agricultural Nematology**. New York: Basel and Hong Kong. Marcel Dekker. p. 827-851, 1991.

RITZINGER, C. H. S. P.; COSTA, D. C. Nematoides e alternativas de manejo. In: BORGES, A. L.; SOUZA, L. S. O cultivo da bananeira. EMBRAPA: Cruz das Almas, 2004. p. 183-194.

RITZINGER, C. H. S. P.; FANCELLI, M. Manejo integrado de nematoides na cultura da bananeira. **Revista Brasileira de Fruticultura**. Jaboticabal-SP, v. 28, n. 2, p. 331-338, 2006.

ROBERTS, P. A. Concepts and Consequences of Resistance. In: Starr, J. L.; COOK. R.; BRIDGE, J. (eds) *Plant Resistance to Parasitic Nematodes*. CAB International, Wallingford. p. 25-41, 2002.

ROBINSON, J. C.; DANEEL, M.; SCHOEMAN, P. S. Cultural practices in relation to integrated pest management in bananas. In: *Mobilizing IPM for sustainable banana production in Africa*. INIBAP, 1998.

RODERICK, H.; MBIRU, E.; COYNE, D.; TRIPATHI, L.; ATKINSON, H. J. Quantitative digital imaging of banana growth suppression by plant parasitic nematodes. *PLoS ONE*, 7, e53355, 2012.

ROSSI, C. E. **Nematoides da bananeira**. Disponível em: <http://www.biologico.sp.gov.br/rifib/VI_RIFIB/rossi.pdf>. Acesso em: junho de 2017.

SANTOS, J. M. Doenças causadas por nematoides. **Fitopatologia Brasileira**, Fortaleza, v. 25, p. 311-317, 2000.

SANTOS, J. R. P. Caracterização de genótipos de *Musa* com base na reação a *Radopholus similis* e de genótipos contrastantes para a resistência com base em marcadores moleculares RAPD. 72p. Dissertação (Mestrado) – Universidade de Brasília, Brasília. 2007.

SANTOS, J. R. P. Caracterização genética e molecular de acessos de bananeira a *Radopholus similis* e *Meloidogyne incognita*. 244p. Tese (Doutorado) – Universidade de Brasília, Brasília. 2011.

SANTOS, M. F. A. et al. Biometrical, biological, biochemical and molecular characteristics of *Meloidogyne incognita* isolates and related species. **European Journal of Plant Pathology**. v.134, p.671-684, 2012.

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

SASSER, J.N; FRECKMAN, D.W. A world perspective on nematology, the role of society. In: Veech AJ, dickson DW. **Vistas on Nematology**. p. 7-14, 1987.

SEYDOU, T. et al. Agronomic performance of plantain cultivars (*Musa* spp.) in efficient mixing situation for the control of black sigatoka in Southern Côte d'Ivoire. **Asian Journal of Plant Pathology**. v.11, p. 1-9, 2017.

SIKORA, R. A. Management of the antagonistic potential in agricultural ecosystems for the biological control of plant-parasitic nematodes. **Annual Review of Phytopathology**. v. 30, p. 245-270, 1992.

SPEIJER P. R., KAJUMBA C. Yield loss from plant parasitic nematodes in East African highland banana (*Musa* spp. AAA). **Acta Horticulturae**. v. 540, p. 453–9, 2000.

SSANGO, F.; SPEIJER, P. R.; COYNE, D. L; DE WAELE, D. Path analysis: a novel approach to determine the contribution of nematode damage to East African Highland banana (*Musa* spp., AAA) yield loss under two crop management practices in Uganda. **Field Crops Res**. v. 90, p.177–187, 2004.

STAPLETON, J. J.; DEVAY J. E. Thermal components of soil solarization as related to changes in soil and root microflora and increased plant growth response. **Phytopathology**. v. 74, p. 255-259, 1984.

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. Dissertação de Mestrado, Universidade de Brasília, Brasília, DF – Brasil. 2007.

TENENTE, R. C. V. et al. Reação de diferentes cultivares de banana (*Musa* spp.) a *Meloidogyne incognita* raças 1 e 4. **Nematologia Brasileira**. v. 32, n. 4, p. 285-293, 2008.

TRIANAPHYLLOU, A. C. Cytogenetics, cititaxonomy and phylogeny of root-knot nematodes. In: CARTER, C.C.; SASSER, J. N. (eds.). An advanced treatise on *Meloidogyne*, Biology and control. Raleigh, North Carolina State University Graphics. vol. 1, p. 113-126, 1985.

TRUDGILL, D. L. e BLOK, V. C. Apomictic, polyphagous root-knot nematodes: exceptionally successful and damaging biotrophic root pathogens. **Annual Review of Phytopathology**. v. 39, p. 53-77, 2001.

VAN DEN BERG, I.; NGUYET, D. T. M.; TUYET, N. T.; NHI, H. H. e DE WAELE, D. Screening of Vietnamese *Musa* germplasm for resistance to root knot and root lesion nematodes in the greenhouse. **Australasian Plant Pathology**. v.31, p. 363-371, 2002.

VAN LOON, L. C.; BAKKER, P. A. H. M. e PIETERSE, C. M. J. Systemic resistance induced by rhizosphere bacteria. **Annual Review of Phytopathology**. v. 36, p. 453-483, 1998.

VIAENE, N.; DURAN, L. F.; RIVERA, J. M.; DUEÑAS, J.; ROWE, P.; DE WAELE, D. Responses of banana and plantain cultivars, lines and hybrids to the burrowing nematode *Radopholus similis*. **Nematology**. v. 5, p. 85-98, 2003.

TAYLOR, A. L.; SASSER, J. N. Biología, identificación y control de los nematodos del nódulo de la raíz (Especies de *Meloidogyne*). Universidad del Estado de Carolina del Norte, 111 p., 1983.

TOKESHI, H.; DUARTE, M. L. R. Moko da bananeira no Território Federal do Amapá. **Summa Phytopathologica**. v. 2, p. 224-229, 1976.

ZEN, A. C.; ALVES, E. J. Observações sobre perdas provocadas por nematoides em bananeira (*Musa acuminata*) cultivar Nanicão. Brasil: EMBRAPA/CNPMPF. 1981. 10p. (Boletim de pesquisa, 6).

**Levantamento de nematoides e caracterização bioquímica de
Meloidogyne spp. na principal área de produção de banana no Brasil¹**

¹ Artigo submetido à Crop Protection

Levantamento de nematoides e caracterização bioquímica de *Meloidogyne* spp. na principal área de produção de banana no Brasil

Resumo - O Brasil é o terceiro produtor de banana, com aproximadamente 6,8 milhões de toneladas produzidas em 550 mil hectares, o que representa um valor bruto de produção de 3,4 bilhões de dólares anuais. De um total de 132 espécies de nematoides, aproximadamente 54 são relatadas em associação com a rizosfera de bananeiras, os quais estão envolvidas na destruição das raízes primárias, danificando o sistema de fixação e resultando em tombamento das plantas e, ou redução na produtividade. As principais espécies parasitas da bananeira são *Radopholus similis*, *Helicotylenchus* sp., *Pratylenchus coffeae* e *Meloidogyne* sp. Levando-se em consideração a importância da bananicultura para o Estado da Bahia (Brasil) e o limitado número de informações quanto à distribuição e espécies dominantes, o objetivo desse trabalho foi realizar um levantamento sobre a ocorrência dos principais fitonematoides presentes nas regiões produtoras e caracterizar, por meio de isoenzimas, as espécies de *Meloidogyne* prevalentes. Foram coletadas 147 amostras compostas de solo em 36 municípios do Estado da Bahia, representativos de nove regiões. Aproximadamente 65% das amostragens foram realizadas na região da rizosfera de cultivares do subgrupo Prata (AAB), seguido de Cavendish (22%) e Plátanos (10%), sendo que o restante das amostras veio das cultivares Maçã e Pisang Mas. Houve predominância de *H. multicinctus* em 87,1% das amostras, *R. reniformis* em 63,3%, *Meloidogyne* spp. em 61,9%, *Pratylenchus* spp. em 2,7% e *R. similis* em 2,0% das lavouras amostradas. Em relação às espécies de *Meloidogyne*, a prevalência foi de *M. incognita* em 41,5% das amostras, seguida por *M. arenaria* e *M. javanica* em 36,6% e 18,3% das populações analisadas, respectivamente.

Palavras-chave: Prevalência, Nematoides-das-galhas, *Musa* spp., Bananeira.

**Nematode survey and biochemical characterization of *Meloidogyne* spp.
in a main banana production area in Brazil**

Abstract - Brazil is the third-leading banana producing country. It produces approximately 6.8 million tons in 550 thousand hectares, which represents a gross production value of 3.4 billion dollars per year. Of 132 nematode species, approximately 54 are associated with the banana rhizosphere. These species are involved in the destruction of primary roots and damage to the fixation system, which results in toppling of the trees and/or reduced productivity. The main parasites species of banana trees are *Radopholus similis*, *Helicotylenchus* sp., *Pratylenchus coffeae*, and *Meloidogyne* sp. Taking into consideration the importance of banana farming in the Brazilian state of Bahia and the limited information regarding the distribution and presence of the dominant nematode species, in this study, we determined the occurrence of the main phytonematodes in banana producing regions and used isoenzyme characterization to determine the prevalent species (*Meloidogyne* spp). A total of 147 soil samples were collected in 36 municipalities in Bahia, representing nine regions. Approximately 65% of the samples were taken in rhizosphere areas of Prata sub-group cultivars (AAB), followed by Cavendish (22%) and Plantain (10%) cultivars, with the remainder were taken from those of the Apple and Pisang Mas cultivars. *H. multicinctus* was found in 87.1% of the crops sampled, followed by *R. reniformis* in 63.3%, *Meloidogyne* spp. in 61.9%, *Pratylenchus* spp. in 2.7% and *R. similis* in 2.0%. With respect to the species of *Meloidogyne*, *M. incognita* was found in 41.5% of samples, followed by *M. arenaria* and *M. javanica* in 36.6% and 18.3% of the analyzed populations, respectively.

Keywords: Prevalence, Root-knot nematode, *Musa* spp., Banana.

INTRODUÇÃO

As bananas e os plátanos assumem grande destaque na produção mundial, figurando entre os oito alimentos mais importantes do mundo e quarto quando se considera o continente africano (SEYDOU et al., 2017). A produção mundial em 2016 foi de aproximadamente 114 milhões de toneladas e o valor bruto de produção (VBP) alcançou 34 bilhões de dólares (FAO, 2018). O Brasil ocupa a terceira posição no cenário mundial com, aproximadamente, 6,8 milhões de toneladas produzidas em 550 mil hectares, o que representa um VBP de 3,4 bilhões de dólares, correspondendo a 3,0% da riqueza gerada pela produção agrícola brasileira, reforçando a importância da fruta para o agronegócio nacional (FAO, 2018).

Assim como outras culturas, a bananicultura também apresenta limitações à produção devido a diferentes fatores abióticos e bióticos, esses últimos associados, em especial, às doenças e pragas, tais como a sigatoka-amarela (*Pseudocercospora musicola*, Leach), a sigatoka-negra (*Pseudocercospora fijiensis*, Morelet), a murcha-de-Fusarium (*Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*), diferentes espécies de nematoides e a broca-do-rizoma (*Cosmopolites sordidus*).

De um total de 132 espécies de nematoides, aproximadamente 54 são relatadas em associação à rizosfera de bananeiras (CRUZ et al., 2005; CUNHA et al., 2018). Os de maior importância são aquelas envolvidas na destruição das raízes primárias, danificando o sistema de fixação e resultando em tombamento das plantas (GOWEN e QUÉNÉHERVÉ, 1990). Áreas de produção de banana podem sofrer perdas superiores a 50%, resultado da infecção das plantas por nematoides parasitas (SEENIVASAN, 2017; RODERICK et al., 2018).

De acordo com Almeida et al. (2018), as principais espécies parasitas de *Musa* spp. são: *Radopholus similis* (Coob 1893) Thorne 1949, *Helicotylenchus* spp. Steiner 1945, *Pratylenchus coffeae* (Zimmerman 1898) Filipjev e Schuurmans Stekhoven 1941, *Meloidogyne* spp. Goeldi 1892 e *Rotylenchulus reniformis* Linford e Oliveira 1940. Estes nematoides são importantes pelos danos que podem causar, assim como pela grande variabilidade e interações com diferentes cultivares de bananeira.

Plantas sob parasitismo de nematoides perdem a capacidade de absorver água e nutrientes, resultando no atraso da floração e, conseqüentemente, refletindo na diminuição da massa dos cachos e dos frutos. Além disso, a sustentação das plantas ou ancoragem também é afetada, fato que facilita o tombamento das mesmas, em especial durante o enchimento dos frutos (CASTAÑEDA et al., 2017).

As espécies de nematoides-das-galhas, *M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria* causam perdas consideráveis em *Musa* (GOWEN et al., 2005), sendo considerados endoparasitas sedentários obrigatórios que infectam raízes e interagem de forma biotrófica com o hospedeiro (CASTAÑEDA et al., 2017). Os juvenis desses nematoides completam seu ciclo de vida nas raízes das plantas infectadas, a partir da indução de células especializadas que são responsáveis pela nutrição dos nematoides durante todo o seu ciclo de vida. A partir do desenvolvimento dessas células, ocorre hiperplasia e hipertrofia das células vizinhas levando à formação de galhas nas raízes infectadas (PERRY et al., 2009). De acordo com Jones et al. (2013), as lesões em plantas jovens podem ser letais; já em plantas adultas, as deformações das raízes e dos rizomas levam ao aumento do ciclo e conseqüente redução na produtividade. Nas condições brasileiras, *M. incognita* e *M. javanica* são os nematoides que ocorrem com frequência em todos os estados, devendo-se tal dispersão à comercialização indiscriminada de mudas infectadas entre os bananicultores (COFCEWICZ et al., 2004).

Radopholus similis está presente em todas as regiões produtoras de banana do mundo e se distingue por produzir galerias e necroses nas raízes, sendo considerada a espécie mais importante em *Musa* spp. Ele tem a capacidade de migrar nos tecidos até o ponto de emissão das raízes, causando intensa destruição do sistema radicular, ocasionando atrasos na emissão floral e redução da massa dos cachos (GUZMAN-PIEDRAHITA e ADRIAN, 2011). Assim como *R. similis*, o gênero *Pratylenchus* possui relevância para a produção de banana, uma vez que também é considerado um endoparasita migratório, sendo relatadas 75 espécies adaptadas a ambientes tropicais e temperados (ARAYA et al., 2016).

Espécies de *Helicotylenchus*, frequentemente, são encontradas em associação com *R. similis*. Relatos indicam que esta espécie têm a capacidade

de completar seu ciclo dentro das raízes da bananeira, migrando para o solo com a evolução da necrose dos tecidos. As suas lesões assemelham-se a pequenas pontuações ou traços de cor marrom-avermelhadas a preta que, em estágios avançados, podem coalescer e causar necrose no córtex (TZORTZAKAKIS et al., 2017).

A resistência genética é a opção de manejo mais eficaz e sustentável para a maioria das doenças e pragas que afetam a bananeira, sendo que a Embrapa possui um programa de melhoramento genético de bananeira, iniciado em 1983, que tem como seu principal objetivo a busca por esta resistência. Para que haja a seleção de genótipos resistentes é fundamental o conhecimento da ocorrência e prevalência dos principais fitonematoides presentes nas áreas de produção. Conhecer e monitorar estas populações é essencial para delinear estratégias de incorporação de resistência em genótipos superiores.

Levando-se em consideração a importância da bananicultura para o Estado da Bahia e o limitado número de informações quanto à distribuição e espécies dominantes, esse trabalho se propõe a realizar um levantamento da ocorrência dos principais fitonematoides presentes nas regiões produtoras de banana do estado e caracterizar, por meio de isoenzimas, as espécies de *Meloidogyne* coletadas.

MATERIAL E MÉTODOS

Foram coletadas 147 amostras compostas de solo em 36 municípios do Estado da Bahia, representativos de nove regiões, agrupados em função de semelhanças no que diz respeito a condições edafoclimáticas (Figura 1). Aproximadamente 65% das amostras foram realizadas na região da rizosfera de cultivares do subgrupo Prata (AAB), seguido de Cavendish (22%) e Plátanos (10%); sendo que o restante das amostras veio das cultivares Maçã e Pisang Mas (Ouro). O Estado da Bahia é responsável por 15% da produção nacional de banana e o município de Bom Jesus da Lapa é considerado o maior produtor individual da fruta no País, local onde foi realizado o maior número de amostragens de solo.

As coletas foram realizadas entre os anos de 2014 e 2016, a partir de dez amostras simples por hectare, seguindo-se um caminhar em zigue-zague na lavoura, sendo retiradas à profundidade de 20 cm.

A extração dos nematoides presentes no solo foi realizada no Laboratório de Nematologia da Embrapa Mandioca e Fruticultura, utilizando-se a metodologia proposta por Jenkins (1964). Os nematoides foram identificados por meio de caracteres morfológicos, em gênero, e quantificados quanto ao número de espécimes por 100 cm³ de solo com o auxílio de uma lâmina de Peters, sob microscópio ótico. Os dados foram utilizados para calcular a densidade populacional e a frequência dos gêneros em cada área amostrada.

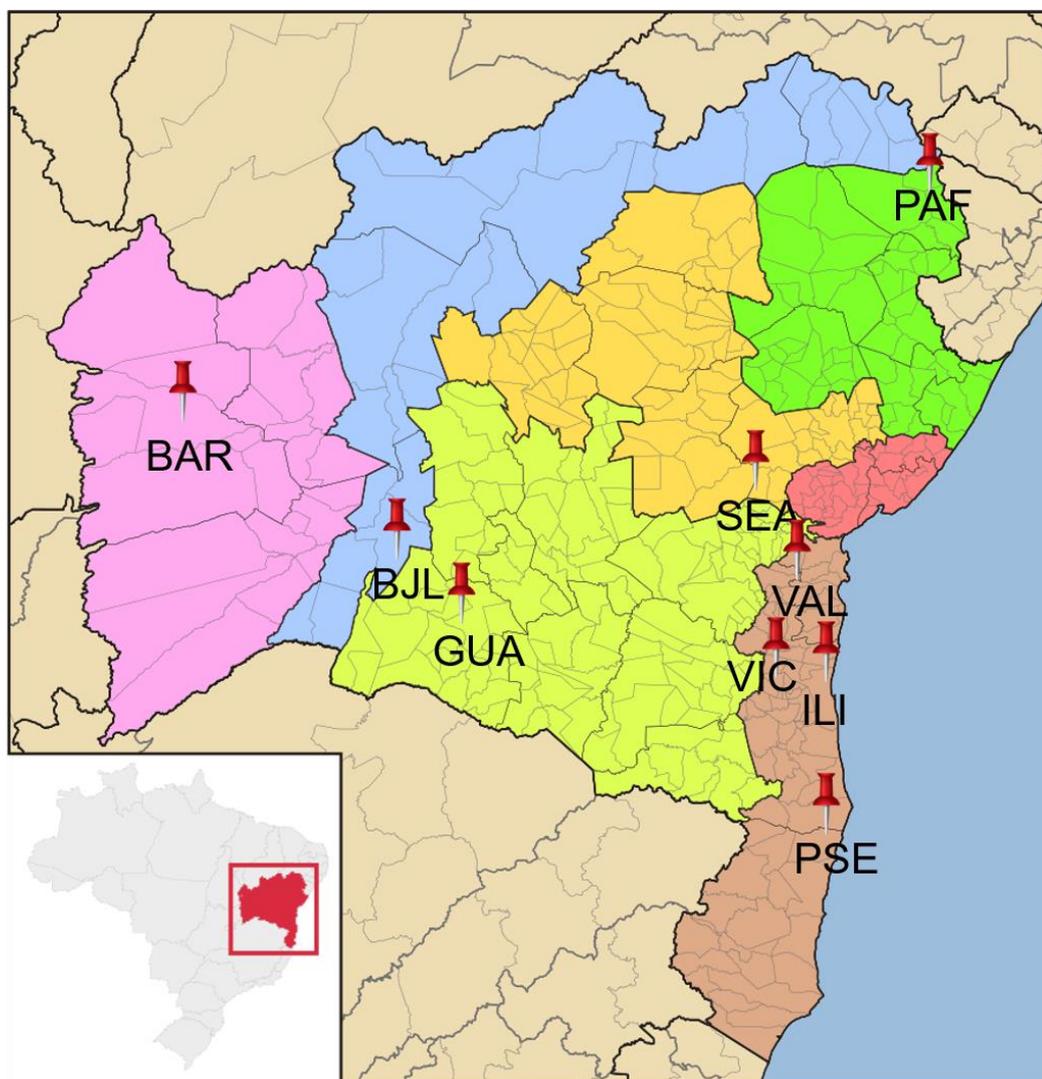


Figura 1. Regiões do Estado da Bahia (Brasil) onde foram coletadas as amostras de solo. BAR: Barreiras; BJA: Bom Jesus da Lapa; GUA: Guanambi; SEA: Seabra; VIC: Vitória da Conquista; VAL: Valença; ILI: Ilhéus-Itabuna; PSE: Porto Seguro; PAF: Paulo Afonso.

As amostras positivas para *Meloidogyne* spp. passaram por multiplicação do nematoide em vasos com mudas de tomateiro (*Solanum lycopersicum* L. cv. Santa Cruz Kada Gigante) e, após 60 dias de cultivo realizou-se a purificação das populações, a partir da retirada de massas de ovos e inoculação das mesmas em tomateiros individuais. Aos 45 dias, foi feita a identificação das espécies de nematoides-das-galhas, por meio da eletroforese da isoenzima esterase (Est), usando gel de poliacrilamida, de acordo com a metodologia proposta por Carneiro e Almeida (2001). Fêmeas com coloração branco-leitosa foram coletadas das raízes de tomateiro, sob microscópio estereoscópico, e transferidas para microtubos de 0,5 mL, contendo tampão de extração (sacarose / triton X-100 / azul de bromofenol), onde foram maceradas com um bastão de aço e o extrato foi aplicado nas cavidades dos géis de poliacrilamida. A espécie *M. javanica* foi usada como padrão de comparação.

A corrida de migração seguiu sob a voltagem de 120 V em temperatura de 4 °C durante 2 h. Para obtenção dos padrões de bandas, os géis foram colocados em solução reveladora específica para a enzima esterase (alfa-naftil-acetato, fast blue RR salt e tampão fosfato de potássio). Após incubação no escuro a 37 °C, por 15 minutos, os géis foram lavados com água e colocados em glicerol a 10%. Após 24 h os géis foram fixados em solução de metano-glicerol (65 ml de metanol; 5 ml de glicerol; 30 ml de água destilada) por 15 minutos. Em seguida, os géis foram secos entre folhas de papel celofane em temperatura ambiente. Os fenótipos de esterase foram designados pelas letras sugestivas do nome da espécie, acompanhadas de um número que indica o número de bandas (ESBENSHADE e TRIANTAPHYLLOU, 1990).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Nas áreas amostradas, os fitonematoides ocorreram em comunidades poliespecíficas compreendendo uma mistura de *Meloidogyne* spp., *R. reniformis*, *Helicotylenchus multincinctus*, *R. similis*, *Pratylenchus* spp. e outros nematoides menos frequentes (*Criconemella* spp., *Tylenchus* spp. e *Hoplolaimus* spp.). No entanto, houve predominância de *H. multincinctus* em 87% das amostras, *R. reniformis* em 63%, *Meloidogyne* spp. em 62%, *Pratylenchus* spp. em 3% e *R. similis* em 2% das amostras coletadas (Tabela 1).

O nematoide-espiralado, *Helicotylenchus*, foi o gênero que apresentou maior frequência (87%). Ocorreu em todas as regiões amostradas, apresentando 100% de frequência em Vitória da Conquista e Guanambi, sendo esta última a região onde apresentou a maior densidade populacional (Tabela 1).

Rotylenchulus reniformis também apresentou frequência elevada (63%) nas áreas amostradas, sendo, de todos os nematoides, o que evidenciou a maior densidade populacional, destacando-se as regiões de Bom Jesus da Lapa, Porto Seguro e Valença; não sendo constatado em Paulo Afonso (Tabela 1). Rahman et al. (2014), na Malásia encontraram resultados semelhantes, com prevalência de *R. reniformis* em amostras de solo e *M. incognita* em amostras de raízes. Ainda, segundo os autores, a prevalência de *R. reniformis* ocorreu também em áreas de cultivo de Cavendish, onde *R. similis* é mais comum.

Com a terceira maior frequência, espécies de *Meloidogyne* (62%) foram encontradas em todas as regiões amostradas. A região de Paulo Afonso apresentou a menor frequência de ocorrência, com 17%, e também a menor densidade populacional. Suas maiores frequências foram observadas em Barreiras e Bom Jesus da Lapa, com 100% e 90%, respectivamente (Tabela 1). De forma semelhante, Famina et al. (2017) determinaram os gêneros e as frequências de nematoides em amostragens realizadas em nove vilarejos na Índia, observando que *Meloidogyne* spp. e *Radopholus* spp. foram os mais frequentes.

Espécies de *Pratylenchus* apresentaram baixa frequência (3%), sendo verificadas apenas em duas regiões e com densidades populacionais muito baixas. O nematoide-cavernícola, *R. similis*, foi o menos frequente nas áreas amostradas (2%), ocorrendo apenas em Bom Jesus da Lapa, Ilhéus-Itabuna e Porto Seguro; mesmo assim em baixas densidades populacionais (Tabela 1).

Para o município de Bom Jesus da Lapa, as espécies de *Meloidogyne* foram as de maior percentual de ocorrência, sendo identificadas em, aproximadamente, 90% das amostras coletadas. Por outro lado, *R. reniformis* apresentou a maior densidade populacional nesse município; enquanto *R. similis* foi o menos frequente (Tabela 1).

Tabela 1. Densidade populacional, percentual de ocorrência e frequência das populações de nematoides associadas às lavouras de bananeira de nove regiões produtoras do Estado da Bahia, Brasil.

Regiões	Nº amostras	Mel.		Rot.		Hel.		Pra.		Rad.	
		MDP ¹	PO ²								
B. J. da Lapa	29	80	90	780	41	368	83	0	0	155	3.4
P. Afonso	6	10	17	0	0	74	83	0	0	0	0
Barreiras	10	434	100	355	40	212	60	0	0	0	0
Guanambi	18	109	55	150	83	476	100	0	0	0	0
Seabra	7	564	86	60	71	220	71	0	0	0	0
V. da Conquista	3	20	33	50	67	255	100	0	0	0	0
Ilhéus-Itabuna	37	105	37	158	71	249	94	75	11	20	6
P. Seguro	25	207	70	600	67	325	85	50	4	15	4
Valença	12	93	41	650	100	204	92	0	0	0	0
Frequência ³		62	-	63	-	87	-	3	-	2	-

Mel.: *Meloidogyne*; Rot.: *Rotylenchulus*; Hel.: *Helicotylenchus*; Pra.: *Pratylenchus*; Rad.: *Radopholus*; ¹MDP: Média densidade populacional (espécimes/cm³ de solo); ²PO: Percentual de ocorrência {frequência determinada como $100 \times (\text{número de amostras contendo a espécie na região} / \text{número total de amostras na região})$ }; ³Frequência total: Determinada como $100 \times (\text{número de amostras contendo a espécie} / \text{número total de amostras})$.

Na caracterização isoenzimática, foram analisadas 175 populações, com a identificação de cinco fenótipos de esterase (Figura 2) que correspondem às seguintes espécies: *M. javanica* (Est. J3), *M. incognita* (Est. I1 e I2) e *M. arenaria* (Est. A2 e A3). Houve predominância de *M. incognita* em 41,5% das amostras. *M. arenaria* e *M. javanica* estavam presentes em 36,6% e 18,3% das populações analisadas, respectivamente. Em todas as regiões amostradas, as espécies ocorreram em mistura (Figura 3).

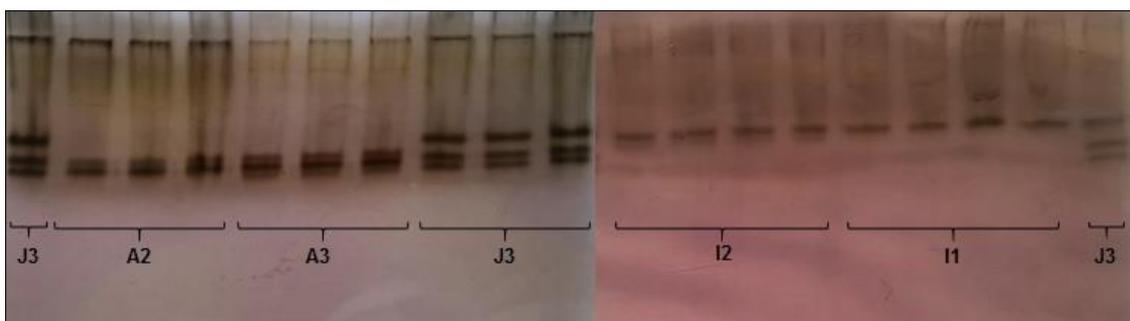


Figura 2. Fenótipos de esterase detectados em populações de *Meloidogyne* spp. coletadas em áreas produtoras de banana no Estado da Bahia, Brasil. J3= *M. javanica*; A2, A3= *M. arenaria* e I1, I2= *M. incognita*. *M. javanica* (Est. J3), foi usada como padrão de referência.

Tabela 2. Espécies de nematoides-das-galhas identificadas em amostras de solo de bananeira coletadas em diferentes regiões do Estado da Bahia, Brasil.

Regiões	<i>M. incognita</i>	<i>M. javanica</i>	<i>M. arenaria</i>
Bom Jesus da Lapa	+	+	+
Paulo Afonso	-	-	-
Barreiras	+	-	+
Guanambi	+	+	+
Seabra	+	+	+
Vitória da Conquista	+	-	+
Ilhéus-Itabuna	+	+	+
Porto Seguro	+	+	+
Valença	+	+	+

(+) presença; (-) ausência

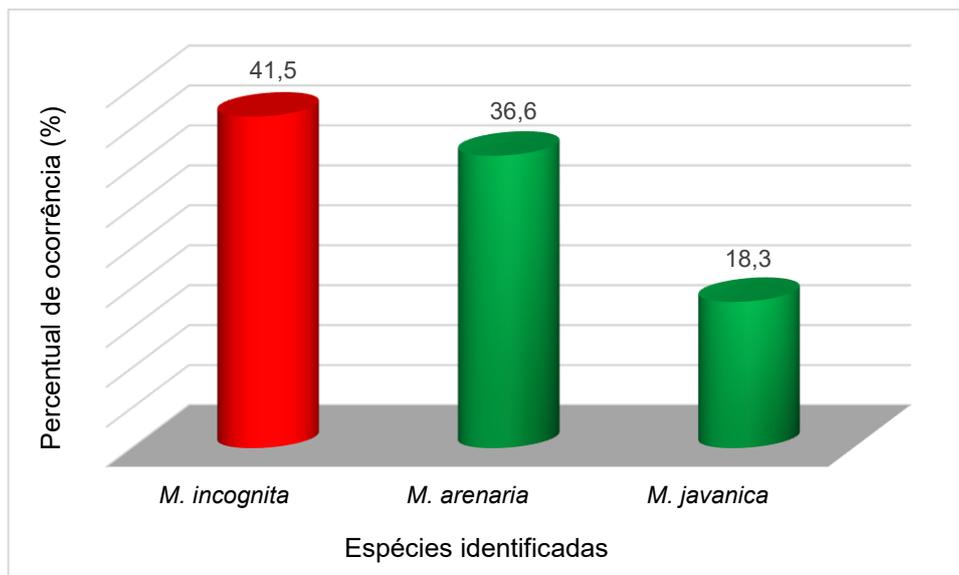


Figura 3. Percentual de ocorrência de populações de *Meloidogyne* spp. em amostras de solo coletadas em áreas produtoras de banana no Estado da Bahia, Brasil.

Os gêneros de nematoides identificados neste estudo estão de acordo com os encontrados em outros trabalhos de levantamento realizados em bananais no Brasil, particularmente, com relação às altas frequências de *Helicotylenchus* e de *Meloidogyne* (LIMA et al., 2013; ALMEIDA et al., 2018); assim como em outros países (WANG e HOOKS, 2009; CHITAMBA et al., 2013; DANEEL et al., 2015).

Helicotylenchus multicinctus foi o mais frequente em todas as áreas amostradas. Em levantamento realizado em frutíferas, no Estado do Paraná, Dias-Arieira et al. (2010) verificaram altas frequências de *H. multicinctus* em amostras de solo de bananeira. Este nematoide, tem sido mundialmente associado a prejuízos na cultura da bananeira, ocorrendo em altos níveis populacionais, principalmente quando associado a outros fitonematoides (RIBEIRO et al., 2009).

Segundo Blake (1969), as primeiras observações de perdas de produção em bananeiras causadas por *H. multicinctus* foram feitas em Israel, em áreas onde *R. similis* estava ausente. Há relatos também na região mediterrânea, em especial no Chipre, Líbano e Israel (SIKORA e SCHLOSSER, 1973) e na Grécia (TZORTZAKAKIS, 2017). Os resultados apontam para a necessidade de utilizar

está espécie para a seleção de genótipos resistentes, o que até momento não estava sendo considerado.

Sob condições favoráveis, ele pode ser considerado o principal nematoide para a cultura, ocorrendo, frequentemente, associado a *M. javanica* e *M. incognita* (MCSORLEY e PARRADO, 1986). Esses autores também relatam a ocorrência desse nematoide em bananais, muitas vezes, associado a danos causados à cultura, reforçando sua importância pela frequência. Ssango et al. (2004) demonstraram que o número de *H. multicinctus* é, de fato, negativamente correlacionado com a massa do cacho de bananeira.

Rotylenchulus reniformis apresentou o maior índice de densidade populacional e segunda maior frequência. Esse nematoide é considerado um dos mais frequentes e de grande importância para a bananicultura (WANG e HOOKS, 2009). Desde a sua primeira identificação em Porto Rico, *R. reniformis* vem sendo relatado como um dos principais parasitas da cultura em diferentes regiões do mundo (GOWEN e QUÉNÉHERVÉ, 1990); além de estar sempre associado a outros nematoides de importância para a cultura. Trata-se de nematoide altamente polífago que, embora seja mais frequente a profundidades de 0-30 cm, pode ser encontrado também em camadas mais profundas, dificultando a eficácia do controle químico (ROBINSON et al., 2005). A partir dos resultados apresentados neste trabalho o nematoide *R. reniformis* será inserido como um patógeno desafiador na seleção de genótipos resistentes.

Com a terceira maior frequência, as espécies de *Meloidogyne* estiveram presentes em todas as regiões amostradas. As três espécies identificadas neste estudo, *M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria*, também foram relatadas em outras áreas produtoras de banana no Brasil (COFCEWICZ et al., 2004), Costa Rica (ARAYA et al., 2002) e Equador (CHÁVEZ e ARAYA, 2010). Estas espécies são encontradas parasitando raízes de bananeira em todos os locais de cultivo (DE WAELE e DAVIDE, 1998).

No Brasil, *M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria* são as mais comumente associadas a *Musa* spp. em diferentes regiões produtoras, sendo que populações mistas podem ocorrer em bananais infestados, mostrando ser altamente prejudiciais (COFCEWICZ et al., 2005). Em levantamento realizado nas principais zonas brasileiras produtoras de banana, *M. incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* e *Meloidogyne* spp. foram detectadas em 32,2%; 61,7%; 4,3% e

1,8% das amostras analisadas, respectivamente. Das 25 áreas amostradas, 20 apresentaram espécies misturadas e as outras cinco, espécies puras, com predomínio de *M. javanica* e *M. incognita* (COFCEWICZ et al., 2004).

Chitamba et al. (2013), em levantamento realizado no Zimbábue em 40 fazendas, observaram uma frequência absoluta de *Meloidogyne* spp. de 95%, segundo por *R. similis* (87,5%), *Pratylenchus* spp. (77%) e *Helicotylenchus* spp. (75%). Ainda, segundo os autores, na maioria das amostras as espécies foram encontradas em misturas, fato que dificulta o manejo em áreas de produção.

Espécies de *Meloidogyne* são conhecidas pela alta variabilidade genética, sendo que algumas são altamente polífagas, com mais de 3.000 espécies de hospedeiras (TRUDGILL e BLOK, 2001), enquanto outras têm uma gama de hospedeiras restrita. Diante deste quadro, as espécies de *Meloidogyne* podem ser consideradas de grande importância para a bananicultura.

Espécies de *Pratylenchus* foram identificadas apenas na região de Ilhéus – Itabuna, em baixa densidade populacional e ocorrência. Em Taiwan e no lêmên do Norte, esse é o gênero mais abundantemente encontrado em raízes de bananeira, sendo considerado o segundo mais importante para a cultura na África do Sul (GOWEN e QUÉNÉHERVÉ, 1990).

Embora considerado mundialmente o principal nematoide parasito de bananeira, neste estudo foi possível observar que a ocorrência de *R. similis*, no estado da Bahia, ainda é consideravelmente baixa. O nematoide-cavernícola ocorreu, em baixa frequência, apenas nas regiões de Bom Jesus da Lapa, Ilhéus - Itabuna e Eunápolis. Resultados semelhantes foram encontrados em levantamento realizado por Almeida et al. (2018) no Estado de Goiás (Brasil), em que *R. similis* foi pouco frequente e encontrado em baixas densidades populacionais. Wang e Hooks (2009) também obtiveram resultados parecidos em levantamento realizado no Havaí. Por outro lado, Nayba et al. (2012), no Paquistão, observaram que *R. similis* apresentou densidade populacional de 75% em amostras de solo e raiz. De modo geral, a realização de novas amostragens, com coleta de raiz, pode aumentar a frequência de *R. similis*, devido ao modo de vida endoparasita desse nematoide. A prevalência da população de nematoides nas raízes das bananeiras pode ser até dez vezes mais elevada que no solo.

Para Gowen et al. (2005), amostras com 2.000 espécimes/100g de raízes é considerada uma causa potencial de perdas de rendimento na cultura. Tratando-se do nematoide-cavernícola da bananeira, por menor que seja a infestação, esta merece atenção por causa das perdas causadas, pois esse nematoide pode se tornar uma séria ameaça à produção em longo prazo (RODERICK et al., 2018).

No Equador, foi evidenciada a presença de quatro gêneros de fitonematoides prejudiciais à bananicultura. Com base nas frequências e densidades populacionais de nematoides nas amostras, *R. similis* foi o mais importante, seguido por *Helicotylenchus* sp., *Pratylenchus* sp. e *Meloidogyne* sp. As elevadas densidades populacionais e frequências de *R. similis* sustentam-se na permanência do monocultivo de banana por mais de dez anos (CHAVÉZ e ARAYA, 2010). No Estado de Alagoas (Brasil) e em alguns estados da África do Sul, estudos mostraram que os gêneros *Helicotylenchus* e *Meloidogyne* foram os mais frequentes e abundantes, sendo que *R. similis* e *Pratylenchus* sp. foram considerados de menor importância por causa das baixa densidade populacional e frequência de ocorrência (LIMA et al., 2013; DANEEL et al., 2015).

Vários relatos confirmam a importância de fitonematoides presentes nos cultivos de banana no mundo, e no Brasil essa realidade não é diferente. Em estudos realizados por diversos pesquisadores *R. similis*, *H. multincinctus*, *M. incognita*, *M. javanica*, *P. coffeae* e *R. reniformis* já foram detectados associados aos bananais brasileiros, com distintos índices de frequência, sendo considerados os mais prejudiciais à bananicultura nacional (RIBEIRO et al., 2009; DIAS-ARIEIRA et al., 2010; LIMA et al., 2013).

CONCLUSÃO

Os resultados destacam a necessidade de monitorar a resistência a *Meloidogyne* spp., *Rotylenchulus reniformis*, *Helicotylenchus multincinctus*, e *Radopholus similis* no Estado da Bahia, visando proteger a bananicultura no Brasil.

REFERÊNCIAS

- Almeida, N.O., Teixeira, R.A., Carneiro, F.A., Oliveira, C.M., Ribeiro, V.A., Júnior, M.L., Rocha, M.R., 2018. Occurrence and correlations of nematodes, *Fusarium oxysporum* and edaphic factors on banana plantations. *J. Phytopathol.* 166, 265–272. <https://doi.org/10.1111/jph.12683>.
- Araya, M., De Waele, D., Vargas, R., 2002. Occurrence and population densities of nematode parasites of banana (*Musa AAA*) roots in Costa Rica. *Nematropica* 32, 21–33.
- Araya, T.Z., Padilla, W.P., Archidona-Yuste, A., Cantalapiedra-Navarrete, C., Liébanas, G., Palomares-Rius, J.E., Castillo, P., 2016. Root-lesion nematodes of the genus *Pratylenchus* (Nematoda: pratylenchidae) from Costa Rica with molecular identification of *P. gutierrezii* and *P. panamaensis* topotypes. *Eur. J. Plant Pathol.* 145, 973–998.
- Blake, C.D., 1969. Nematodes parasites of bananas and their control. In: Peachey, J.E. (Ed.), *Nematodes of Tropical Crops*. CAB, St. Albans, pp. 109–132 (Commonwealth Bureau of Helminthology. Technical Communication, 40).
- Carneiro, R.M.D.G., Almeida, M.R.A., 2001. Técnica de eletroforese usada no estudo de enzimas dos nematoides de galhas para identificação de espécie. *Nematol. Bras.* 25, 35–44.
- Castañeda, N.E.N., Alves, G.S.C., Almeida, R.M., Amorim, E.P., Ferreira, C.F., Togawa, R.C., Costa, M.M.C., Grynberg, P., Santos, J.R.P., 2017. Gene expression analysis in *Musa acuminata* during compatible interactions with *Meloidogyne incognita*. *Ann. Bot.* 119, 915–930. <https://doi.org/10.1093/aob/mcw272>.
- Chávez, C., Araya, M., 2010. Spatial-temporal distribution of plant-parasitic nematodes in banana (*Musa AAA*) plantations in Ecuador. *J. Appl. Biosci.* 33, 2057–2069.
- Chitamba, J., Manjeru, P., Chinheya, C.C., Mudada, N., Handiseni, M., 2013. Plantparasitic nematodes associated with banana (*Musa* spp.) in Rusitu Valley, Zimbabwe. *Nematropica* 43, 113–118.
- Cofcewicz, E.T., Carneiro, R.M.D.G., Castagnone-Sereno, P., Quénéhervé, P., 2004. Enzyme phenotypes and genetic diversity of root-knot nematodes parasitising *Musa* in Brazil. *Nematology* 6, 85–95. <https://doi.org/10.1163/156854104323072964>.
- Cofcewicz, E.T., Carneiro, R.M.D.G., Randig, O., Chabrier, C., Quénéhervé, P., 2005. Diversity of *Meloidogyne* spp. on *Musa* in Martinique, Guadeloupe and French guiana. *J. Nematol.* 37, 313–322.

Cruz, F.S.D., Van Den Bergh, I., Waele, D., Hautea, D.M., Molina, A., 2005. Towards Manage of *Musa* Nematodes in Asia and the Pacific. INIBAP, Montpellier, France.

Cunha, T.G., Visôto, L.E., Lopes, E.A., Oliveira, C.M.G., God, P.I.V.G., 2018. Diagnostic methods for identification of root-knot nematodes species from Brazil. *Ciência Rural*. 48, e20170449. <https://doi.org/10.1590/01038478cr20170449>.

Daneel, M., De Jader, K., Bergh, I.V.D., De Smet, M., De Waele, D., 2015. Occurrence and pathogenicity of plant-parasitic nematodes on commonly grown banana cultivar in South Africa. *Nematropica* 45, 118–127.

De Waele, D., Davide, R.G., 1998. The root-knot nematodes of banana: *Meloidogyne incognita* (Kofoid e White, 1919) Chitwood, 1949 (and) *Meloidogyne javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949. INIBAP, Montpellier, pp. 4 (INIBAP. *Musa* Pest Fact Sheet, 3).

Dias-Arieira, C.R., Furlanetto, C., Santana, S.M., Barizão, D.A.O., Ribeiro, R.C.F., Formentini, H.M., 2010. Fitonematoides associados a frutíferas na região noroeste do Paraná. *Rev. Bras. Frutic.* 32, 1064–1071. <https://doi.org/10.1590/S0100-29452010005000119>.

Esbenshade, P.R., Triantaphyllou, A.C., 1990. Isozyme phenotypes for the identification of *Meloidogyne* species. *J. Nematol.* 22, 10–15.

FAO. Food and Agriculture Organization of the United Nations. <http://www.faostat.fao.org/site/340/default.aspx>. Accessed in may/2018.

Famina, C.C., Usman, A., Nasser, M.K.M., 2017. Prevalence and densities of banana nematodes in kondotty-local government area, Kerala state, India. *Pakistan J. Nematol.* 35, 175–182. <https://doi.org/10.18681/pjn.v35.i02.175-182>.

Gowen, S.P., Quénéhervé, P., 1990. Nematode parasites of bananas and abaca. In: Luc, M., Sikora, R.A., Bridge, J. (Eds.), *Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture*. C.A.B. International, Wallingford, U. K, pp. 431–460.

Gowen, S.R., Quénéhervé, P., Fogain, R., 2005. Nematode parasites of bananas and plantains. In: Luc, M., Sikora, R.A., Bridge, J. (Eds.), *Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture*. CAB International, Wallingford, UK, pp. 611–643.

Guzman-Piedrahita, G., Adrián, O., 2011. The banana and plantain borer nematode (*Radopholus similis* [Cobb] Thorne). In: *Luna Azul* 33. pp. 137–153.

Jenkins, W.R., 1964. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. *Plant Dis. Rep.* 48, 692.

Jones, J.T., Haegeman, A., Danchin, E.G.J., et al., 2013. Top 10 plant-parasitic Nematodes in molecular plant pathology. *Mol. Plant Pathol.* 14, 946–961. <https://doi.org/10.1111/mpp.12057>.

Lima, R.S., Muniz, M.F.S., Castro, J.M.C., Oliveira, E.R.L., Oliveira, P.G., Siqueira, K.M.S.D., Machado, A.C.Z., Costa, J.G., 2013. Frequencies and population densities of the major phytonematodes associated with banana in the state of Alagoas, Brazil. *Nematropica* 43, 186–193.

Mcsorley, R., Parrado, J.L., 1986. *Helicotylenchus multicinctus* on bananas: an international problem. *Nematropica* 16, 73–91.

Nayba, A., Javed, N., Khan, S.A., Ullah, Z., Khan, H.U., 2012. Estimation of prevalence and population densities of plant parasitic nematodes associated with twelve fruit trees in Pakistan. *Pakistan J. Phytopathol*, 24, 63–68.

Perry, R.N., Moens, M., Starr, J.L., 2009. *Root-knot Nematodes*. CAB International, Wallingford, UK.

Rahman, S.A., Zain, S.N.M., Mat, M.Z.B., Sidam, A.K., Othan, R.Y., Mohamed, Z., 2014. Population distribution of plant-parasitic nematodes of bananas in peninsular Malaysia. *Sains Malays.* 43, 175–183.

Ribeiro, R.C.F., Xavier, F.R.P., Xavier, A.A., Almeida, V.P., Mizobutsi, E.H., Campos, V.P., Ferraz, S., Dias-Arieira, C.R., 2009. Flutuação populacional e efeito da distância e profundidade sobre nematoides em bananeira no norte de Minas Gerais. *Rev. Bras. Frutic.* 31, 103–111. <https://doi.org/10.1590/S0100-29452009000100016>.

Robinson, A.F., Akridge, R., Bradford, J.M., Cook, C.G., Gazaway, W.S., Kirkpatrick, T.L., Lawrence, G.W., Lee, G., MCGawley, E.C., Overstreet, C., Padgett, B., Rodriguez-Kábana, R., Westphal, A., Young, L.D., 2005. Vertical distribution of *Rotylenchulus reniformis* in cotton fields. *J. Nematol.* 37, 265–271.

Roderick, H., Urwin, P.E., Atkinson, H.J., 2018. Rational design of biosafe crop resistance to a range of nematodes using RNA interference. *Plant Biotechnol. J.* 16, 520–529. <https://doi.org/10.1111/pbi.12792>.

Seenivasan, N., 2017. Management of *Radopholus similis* and *Helicotylenchus*. Seydou, T., Elisée, A.L.D.G., Mamadou, C., Leonard, O.S., Fernand, K., Gaston, K.K., Brahim, C., Daouda, K., 2017. Agronomic performance of plantain cultivars (*Musa* spp.) in efficient mixing situation for the control of black sigatoka in Southern Côte d'Ivoire. *Asian J. Plant Pathol.* 11, 1–9. <https://doi.org/10.3923/ajppaj.2017.1.9>.

Sikora, R., Schlosser, E., 1973. Nematodes and fungi associated with root systems of bananas in a state of decline in Lebanon. *Plant Dis. Rep.* 57, 615–618.

Ssango, F., Speijera, P.R., Coyneb, D.L., De Waele, D., 2004. Path analysis: a novel approach to determine the contribution of nematode damage to East African Highland banana (*Musa* spp., AAA) yield loss under two crop management practices in Uganda. *Field Crop. Res.* 90, 177–187.

Trudgill, D.L., Blok, V.C., 2001. Apomictic, polyphagous root-knot nematodes: exceptionally successful and damaging biotrophic root pathogens. *Annu. Rev. Phytopathol.* 39, 53–77.

Tzortzakakis, E.A., Cantalapiedra-Navarrete, C., Castillo, P., Palomares-Rius, J.E., Archidona-Yuste, A., 2017. Morphological and molecular identification of *Longidorus euonymus* and *Helicotylenchus multicinctus* from the rhizosphere of grapevine and banana in Greece. *J. Nematol.* 49, 233–235. <https://doi.org/10.21307/jofnem-2017-068>.

Wang, K., Hooks, C.R.R., 2009. Plant-parasitic nematodes and their associated natural enemies within banana (*Musa* spp.) plantings in Hawaii. *Nematropica* 39, 57–73.

**Avaliação da agressividade de populações de *Meloidogyne incognita* em
bananeira 'Grande Naine'²**

² Artigo a ser submetido à Plant Disease

Avaliação da agressividade de populações de *Meloidogyne incognita* em bananeira 'Grande Naine'

Resumo - As bananas e os plátanos assumem grande destaque na produção mundial, figurando entre os oito alimentos mais importantes do mundo. O Brasil ocupa a terceira posição no cenário mundial, com aproximadamente 6,8 milhões de toneladas produzidas em 550 mil hectares, onde o Estado da Bahia é considerado um dos maiores produtores e o município de Bom Jesus da Lapa, o maior produtor individual da fruta. Entre os problemas fitossanitários que limitam a produtividade da bananeira, destacam-se os fitonematoides. Para contornar essa limitação, o uso de cultivares tolerantes se mostra o melhor caminho. No entanto, para o sucesso na seleção de genótipos adaptados à presença de nematoides no solo, o conhecimento sobre os níveis de agressividade das populações faz-se necessário. Diante do exposto, o objetivo do presente estudo foi avaliar, em condições de telado, a agressividade de treze populações de *M. incognita* na cultivar suscetível, Grande Naine, com base no desenvolvimento das plantas e na reprodução do nematoide. Foram utilizadas 13 populações de *M. incognita*, obtidas a partir de coletas em plantios comerciais de bananeira, sendo onze populações oriundas do Estado da Bahia, uma do município de Jaíba, MG e outra de Linhares, ES. Essas populações foram identificadas por meio dos perfis de esterase (EST). As avaliações foram realizadas aos 180 dias após a inoculação quanto ao desenvolvimento vegetativo das plantas (altura, diâmetro do pseudocaule, número de folhas, massa seca e fresca da parte aérea e massa fresca da raiz), índice de galhas, níveis populacionais dos nematoides e o fator de reprodução. Levando-se em consideração o fator de reprodução, não houve diferença significativa na agressividade entre as populações. No entanto, foi possível verificar que existe diferença na capacidade reprodutiva entre as treze populações do nematoide avaliado, sendo que a população oriunda de Bom Jesus da Lapa (Bahia) apresentou a maior taxa de multiplicação. Essa população tem potencial para uso visando selecionar fontes de resistência a *M. incognita* para uso no melhoramento genético de bananeira.

Palavras-chave: Variabilidade, Seleção, Nematoides, *Musa* sp., Banana.

Evaluation of aggressiveness of populations of *Meloidogyne incognita* in 'Grande Naine' banana

Abstract – Bananas and plantains assume great importance in worldwide production. Brazil occupies the third position with approximately 6.8 tons produced in 550 thousand hectares, where the State of Bahia is considered one of the largest with highlight to the municipality of Bom Jesus da Lapa. Among the Phytosanitary problems which limit productivity of the fruit, phytonematodes are of major concern. In order to overcome this limitation, the use of tolerant cultivars is the best approach. However, for the success in selection of genotypes adapted to the presence of nematodes in the soil, the knowledge of the levels of aggressiveness of the populations is necessary. Therefore, for the success of the selection of genotypes adapted to the presence of nematodes in the soil, knowledge of the levels of aggressiveness of the populations becomes necessary. Thus, the objective of the present study is to evaluate under screen conditions the aggressiveness of 13 *M. incognita* populations in the susceptible cultivar 'Grande Naine', based on plant development and nematode reproduction. Thirteen *M. incognita* species obtained by sampling commercial banana plantations were evaluated, whereas 11 were from the State of Bahia, one from the city of Jaíba in the State of Minas Gerais and one from Linhares in the State of Espírito Santo. These populations were identified by esterase profiles (EST). Evaluations for plant development (height, pseudostem diameter, number of leaves, dry matter and fresh matter of aerial part and root fresh matter), gall index, populations index of nematodes and reproduction factor, were carried out at 180 days after inoculation. Considering the reproduction factor, there was no significant difference in the aggressiveness between populations. However, there was difference in the reproductive capacity between the 13 populations of the nematode evaluated whereas the population from Bom Jesus da Lapa (Bahia) presented highest multiplication rate. This population has potential for selecting sources of resistance to *M. incognita* for use in banana genetic breeding programs.

Key-words: Variability, Selection, Nematodes, *Musa* sp., Banana.

INTRODUÇÃO

As bananas e os plátanos assumem grande destaque na produção mundial, figurando entre os oito alimentos mais importantes do mundo e quarto quando se considera o continente africano (SEYDOU et al., 2017). O Brasil ocupa a terceira posição no cenário mundial, com aproximadamente 6,8 milhões de toneladas produzidas em 550 mil hectares. A produção de banana está distribuída em todo território nacional, sendo o Estado da Bahia um dos principais produtores do País, com 1,1 milhão de toneladas produzidas na safra de 2017 (IBGE, 2018).

Entre os problemas fitossanitários que limitam a produtividade da bananeira, destacam-se os fitonematoides. Estes patógenos podem causar perdas severas à produção de banana (GOWEN e QUÉNÉHERVÉ, 1990). São relatadas 146 espécies de nematoides associadas à cultura, distribuídas em 43 gêneros. As de maior importância são aquelas envolvidas na destruição das raízes primárias, danificando o sistema de fixação, resultando em tombamento das plantas (GOWEN e QUÉNÉHERVÉ, 1990).

Enquanto o nematoide endoparásita migrador, *Radopholus similis*, é reconhecido mundialmente como o nematoide mais prejudicial em bananeira, *M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria* são nematoides-das-galhas que também causam perdas consideráveis em *Musa* (GOWEN et al., 2005). Nas condições brasileiras, *M. incognita* e *M. javanica* são as que ocorrem com frequência em todos os estados, devendo-se tal dispersão à comercialização indiscriminada de mudas infectadas entre os bananicultores (COFZEWICZ et al., 2004).

Meloidogyne incognita é considerada a espécie mais importante na agricultura mundial, por causa da sua ampla distribuição e capacidade de sobrevivência e, por infectar plantas das mais diversas famílias botânicas, sendo a espécie predominante em bananeiras do subgrupo Cavendish (QUÉNÉHERVÉ et al., 2009).

Plantas sob parasitismo de nematoides perdem a capacidade de absorver água e nutrientes, resultando no atraso da floração e, conseqüentemente, refletindo na diminuição da massa dos cachos e dos frutos. Além disso, a sustentação das plantas ou ancoragem também é afetada, fato que facilita o

tombamento das mesmas, em especial durante o enchimento dos frutos (CASTAÑEDA et al., 2017).

Os juvenis completam seu ciclo de vida nas raízes das plantas infectadas, a partir da indução de células especializadas que são responsáveis pela nutrição dos nematoides durante todo o seu ciclo de vida. A partir do desenvolvimento dessas células, ocorre hiperplasia e hipertrofia das células vizinhas levando à formação de galhas nas raízes infectadas (PERRY et al., 2009). De acordo com Jones et al. (2013), as lesões em plantas jovens podem ser letais; já em plantas adultas as deformações das raízes e dos rizomas levam ao aumento do ciclo e consequente redução na produtividade.

Das diversas táticas de manejo para o controle dos nematoides, as melhores chances de sucesso estão no melhoramento vegetal, sendo a maneira mais econômica para o agricultor viabilizar a atividade em áreas infestadas por nematoides. Na bananeira, no entanto, fontes de resistência genéticas aos nematoides-das-galhas são limitadas, com poucos relatos de inclusão de genótipos promissores com resistência ou tolerância efetiva em programas de melhoramento desta cultura (DAVIDE e MARASIGAN, 1985; QUÉNÉHERVÉ et al., 2009; CASTAÑEDA et al., 2017).

Para a elaboração de estratégias de controle, por meio de resistência genética, além do conhecimento sobre as bases genéticas da resistência no hospedeiro, também se faz necessário o entendimento dos fatores que contribuem para a variabilidade patogênica do nematoide. O conhecimento da variabilidade genética dos fitonematoides é essencial para os programas de melhoramento se tornarem mais efetivos (HAHN et al., 1994).

É fato que populações diferentes da mesma espécie de nematoide podem apresentar grande variabilidade genética. Por isso em programas de melhoramento genético da cultura, visando resistência a nematoides, é importante a utilização de populações agressivas da espécie a ser avaliada, de forma a contemplar a variabilidade encontrada no patógeno.

A agressividade reflete a habilidade de reprodução dos nematoides em hospedeiras suscetíveis, enquanto a virulência é a capacidade do patógeno de se reproduzir em uma hospedeira resistente. Nesta situação, há interação de genes de virulência do nematoide com genes de resistência da hospedeira (HUSSEY e JANSSEN, 2002; ROBERTS, 2002).

A identificação e o uso de fontes de resistência ou tolerância a nematoides são considerados altamente apropriados para a redução de problemas nematológicos nos cultivos de bananeira. O desenvolvimento de cultivares resistentes contra nematoides é um dos critérios chave nos programas de melhoramento (HARTMAN et al., 2010). Diante disso, existe uma grande necessidade de se obter variedades geneticamente melhoradas para a resistência ou tolerância a nematoides, possibilitando uma produção sustentável e ambientalmente segura.

Diante do exposto, o objetivo do presente estudo foi avaliar, em condições de telado, a agressividade de treze populações de *M. incognita* na cultivar suscetível 'Grande Naine', com base no desenvolvimento das plantas e na reprodução do nematoide.

MATERIAL E MÉTODOS

Instalação do experimento

O experimento foi conduzido em condições de telado, na Embrapa Mandioca e Fruticultura. Utilizaram-se mudas da cultivar Grande Naine, as quais foram transplantadas para vasos com capacidade de 3 litros, preenchidos com substrato esterilizado, composto por uma mistura de solo e areia (1:1). Para adubação das plantas foi utilizado esterco bovino líquido fermentado, diluído em água, na proporção de 1:1, aplicado ao solo a cada 15 dias.

Inóculo de *Meloidogyne incognita*

Foram utilizadas 13 populações de *M. incognita*, obtidas a partir de coletas em plantios comerciais de bananeira, sendo onze delas oriundas do Estado da Bahia, uma do município de Jaíba, MG e outra do município de Linhares, ES (Tabela 1). Essas populações foram identificadas por meio dos perfis de esterase (EST) de acordo com o protocolo de Carneiro e Almeida (2001).

Para obtenção do inóculo, as populações foram multiplicadas em tomateiros cultivar Santa Cruz Kada, mantidos em casa de vegetação por 60

dias. A extração dos nematoides das raízes foi realizada de acordo com a metodologia proposta por Coolen e D'Herde (1972), em que as raízes foram lavadas, cortadas em fragmentos de aproximadamente 2 cm e trituradas em liquidificador, por 15 segundos. O macerado foi passado por peneiras de 100 e 500 mesh, acopladas, e recolheu-se o material retido na peneira de 500 mesh em um tubo de centrifuga, seguido de centrifugação a uma velocidade de 3000 rpm por 5 minutos. O sobrenadante foi descartado, e o sedimento ressuspendido em solução de sacarose a 50%. Procedeu-se então outra centrifugação a 2000 rpm por 2 minutos. Em seguida, o sobrenadante foi vertido em uma peneira de 500 mesh e lavando com água para eliminar a sacarose. A suspensão recuperada na peneira foi quantificada em lâmina de Peters, por meio da contagem dos ovos e juvenis (J2), em microscópio estereoscópico, para ajuste da concentração utilizada no ensaio.

Tabela 1. Municípios de origem, código da população, fenótipo de esterese e cultivar hospedeira das populações de *Meloidogyne incognita* utilizadas no estudo.

Cidade de origem	Código da população	Fenótipo de esterese	Cultivar
Bom Jesus da Lapa (BA)	BJL	I2	Prata-Anã
Utinga (BA)	UT	I1	Prata-Anã
Presidente Tancredo Neves (BA)	PTN	I1	Prata-Anã
Gandu (BA)	GA1	I1	Prata-Anã
Gandu (BA)	GA2	I2	Prata-Anã
Wenceslau Guimarães (BA)	WG	I1	Prata-Anã
Barra do Choça (BA)	BC1	I1	BRS Platina
Barra do Choça (BA)	BC2	I2	BRS Platina
Riachão das Neves (BA)	RN	I2	Prata-Anã
Barreiras (BA)	BA	I2	Prata-Anã
Porto Seguro (BA)	PS	I2	Prata-Anã
Jaíba (MG)	MG	I1	Prata-Anã
Linhares (ES)	ES	I1	Prata-Anã

Inoculação

As mudas de bananeira, com 45 dias após transplante, foram inoculadas com 2.000 indivíduos (J2 e ovos) de *M. incognita* por planta. Para isso, alíquotas

do inóculo foram aplicadas uniformemente em dois orifícios opostos, abertos no solo, ao redor do pseudocaule de cada planta, de modo a expor as raízes à suspensão de nematoides.

Avaliação

As avaliações foram realizadas aos 180 dias após a inoculação, quanto ao desenvolvimento vegetativo das plantas (altura, diâmetro do pseudocaule, número de folhas, massa seca e fresca da parte aérea e massa fresca da raiz), índice de galhas, níveis populacionais dos nematoides e o fator de reprodução.

Os níveis populacionais dos nematoides nas raízes e no solo foram avaliados após a extração pelos métodos modificados de Coolen e D'Herde (1972) e de Jenkins (1964), respectivamente. A agressividade das populações de *M. incognita* foi avaliada conforme o Fator de Reprodução (SEINHORST, 1967) estimado para cada repetição ($FR = \text{população final} / \text{população inicial}$), sendo que a população final correspondeu ao total de nematoides encontrados no solo e nas raízes.

Para obtenção do índice de galhas, as raízes foram cuidadosamente lavadas e avaliadas por meio da escala proposta por Taylor e Sasser (1978), em que 0 = nenhuma galha; 1 = 1 a 2 galhas; 2 = 3 a 10 galhas; 3 = 11 a 30 galhas; 4 = 31 a 100 galhas e 5 = mais de 100 galhas por sistema radicular.

O delineamento utilizado foi o inteiramente casualizado com 13 tratamentos (populações) e seis repetições. Cada unidade experimental foi representada por um vaso contendo uma planta. Os dados foram transformados para $\text{raiz}(x)$ e submetidos à análise de variância. Os tratamentos foram comparados pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$), utilizando-se o programa estatístico SISVAR (FERREIRA, 2011).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os resultados obtidos encontram-se resumidos nas Tabelas 2 e 3. Não houve diferença estatística significativa entre as populações quanto às variáveis diâmetro do pseudocaule, número de folhas, massa fresca da parte aérea,

massa fresca da raiz, população final na raiz, população final total e fator de reprodução.

Em relação às médias das variáveis de desenvolvimento vegetativo, as plantas inoculadas com as populações UT, GA2, WG, BA e MG tiveram maior altura e maior massa de matéria seca da parte aérea, simultaneamente. As que tiveram menor altura foram as inoculadas com as populações PTN, GA1, PS (Tabela 2).

Tabela 2. Altura (ALT), diâmetro do pseudocaulo (DIA), número de folhas (NF), massas fresca e seca da parte aérea (MFPA e MSPA) de bananeiras 'Grande Naine' inoculadas com diferentes populações de *Meloidogyne incognita*.

Populações	ALT (cm)	DIA (cm)	NF	MFPA (g)	MSPA (g)
BJL	41 a	3,6 a	15 a	237 a	21 b
UT	41 a	3,8 a	15 a	240 a	25 a
PTN	39 b	3,5 a	14 a	220 a	20 b
GA1	38 b	3,3 a	14 a	178 a	16 b
GA2	43 a	4,0 a	14 a	242 a	25 a
WG	42 a	4,0 a	15 a	229 a	26 a
BC1	42 a	3,6 a	14 a	215 a	20 b
BC2	45 a	3,6 a	14 a	218 a	21 b
RN	42 a	3,6 a	14 a	222 a	21 b
BA	44 a	3,8 a	15 a	250 a	24 a
PS	36 b	3,7 a	14 a	197 a	19 b
MG	42 a	3,8 a	15 a	238 a	25 a
ES	43 a	3,6 a	14 a	209 a	22 b
CV (%)	10,00	11,72	9,04	15,39	22,04
Fcal	2,056	1,160	0,609	2,045	2,051

Médias seguidas da mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott a 5%. (CV%) coeficiente de variação; (Fcal) valor de F calculado na análise estatística. Dados transformados em raiz (x).

Os maiores números de nematoides encontrados no solo foram observados nas populações ES, MG, RN, BC1, BC2, WG, GA1; e o menor, na população PTN. Já as quantidades de nematoides nas raízes e as quantidades totais foram altas em todas as populações (Tabela 3).

Em relação ao fator de reprodução (FR) dos nematoides, todas as populações se multiplicaram bem nas plantas de banana, com FR maiores que 1,0. Plantas com FR maior ou igual a 1 são consideradas suscetíveis, de acordo com Oostenbrink (1966).

Levando-se em consideração o FR, não houve diferença significativa na agressividade entre as populações. No entanto, é possível verificar que existe diferença na capacidade reprodutiva entre as treze populações do nematoide avaliado, em que a população BJL teve a maior taxa de multiplicação e, a GA1, a menor, com FR variando de 68,1 a 23,8, respectivamente (Figura 3).

Tabela 3. Massa de matéria fresca de raízes (MFR), população final no solo (PFS), população final na raiz (PFR), população final total (PFT), índice de galhas (IG) e fator de reprodução (FR) de diferentes populações de *Meloidogyne incognita* inoculadas em bananeira 'Grande Naine'.

MUNICÍPIOS	MFR (g)	PFS	PFR	PFT	IG	FR
BJL	65,0 a	5166,6 b	131118,7 a	136285,4 a	3,8 b	68,1 a
UT	68,3 a	8566,6 b	81691,7 a	90258,3 a	4,0 b	45,1 a
PTN	60,0 a	3600,0 b	55416,7 a	59016,6 a	3,3 b	29,5 a
GA1	56,7 a	14833,3 a	32722,9 a	47556,2 a	3,8 b	23,8 a
GA2	60,8 a	5100,0 b	67802,1 a	72902,0 a	3,7 b	36,4 a
WG	71,7 a	12966,6 a	103095,8 a	116062,5 a	3,7 b	58,0 a
BC1	53,3 a	14800,0 a	47377,1 a	62177,0 a	3,8 b	31,0 a
BC2	54,2 a	14266,6 a	48368,7 a	62635,0 a	3,8 b	31,3 a
RN	53,3 a	13466,6 a	41193,7 a	54660,4 a	3,8 b	27,3 a
BA	60,8 a	7066,6 b	64222,9 a	71289,5 a	3,8 b	35,6 a
PS	67,5 a	3766,6 b	54760,4 a	58527,0 a	4,5 a	29,2 a
MG	65,0 a	14400,0 a	76947,9 a	91347,9 a	4,2 a	45,7 a
ES	60,8 a	23233,3 a	98408,3 a	121641,6 a	4,5 a	60,8 a
CV (%)	25,36	9,30	6,99	6,44	6,96	34,37
Fcal	0,87	2,41	1,73	1,40	2,20	1,57

Médias seguidas da mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott a 5%. (CV%) coeficiente de variação; (Fcal) valor de F calculado na análise estatística. Dados transformados em raiz (x).

Costa (2004), avaliando doze populações de *R. similis*, de diferentes locais do Brasil e do exterior, verificou que uma população proveniente de Pernambuco se colocou entre as mais agressivas e com as maiores taxas de multiplicação e maiores FR.

Santos (2011) também avaliou a agressividade de três populações de *R. similis*, provenientes de Santa Catarina, Distrito Federal e Pernambuco, em oito acessos de bananeira do Banco Ativo de Germoplasma da Embrapa Mandioca e Fruticultura. Ele também verificou que a população mais agressiva foi a de Pernambuco, a mesma que já havia sido testada quanto à agressividade por Costa (2004).

A capacidade reprodutiva dos nematoides tem sido estudada por muitos autores que têm encontrado uma variabilidade alta entre populações de nematoides, seja em âmbito global ou regional (PINOCHET, 1979; COSTA, 2004; SANTOS, 2011). Diferenças na capacidade reprodutiva entre populações de diferentes locais podem estar relacionadas com a distribuição de *Musa* spp. pelo mundo (MARIN et al., 1998).

Os efeitos climáticos, as condições do solo e o manejo do cultivo, também podem ter influenciado no desenvolvimento ou evolução de uma população com características próprias (MOENS, 2004). Portanto, esperava-se encontrar diferenças de agressividade entre as populações utilizadas no presente estudo.

Estudos sobre a variabilidade genética de *M. incognita*, de diferentes fenótipos enzimáticos, provenientes de diferentes culturas com a utilização de marcadores moleculares, demonstraram que a espécie possui baixa variabilidade genética (CASTAGNONE-SERENO et al., 1994; BLOK et al., 1997; RANDIG et al., 2002; CARNEIRO et al., 2004; COFCEWICZ et al., 2005; SANTOS et al., 2012). Isso pode estar relacionado com o modo de reprodução dessa espécie, partenogenética mitótica, que, em teoria, geraria descendentes clonais (TRANTAPHYLLOU, 1985).

No entanto, mesmo se reproduzindo por partenogênese mitótica, populações de *M. incognita* apresentam como características comuns uma rápida colonização e adaptação em ambientes desfavoráveis. Isso, possivelmente, lhes conferem vantagens em termos de parasitismo e capacidade de causar danos em plantas, razão pela qual é considerado um dos mais destrutivos fitopatógenos do mundo (TRUDGILL e BLOK, 2001).

Cofcewicz et al. (2004), ao estudarem a diversidade genética de nematoides parasitando *Musa* sp. no Brasil detectaram baixa variabilidade intraespecífica em cinco isolados de *M. incognita* e em sete isolados de *M. javanica* de 20,1 e 29,1%, respectivamente, por meio de estudo feito com marcador RAPD. Cofcewicz et al. (2005) também relataram variabilidade intraespecífica em populações de *Meloidogyne* spp. parasitas de bananeira, sendo que o polimorfismo encontrado para as populações de *M. incognita* foi de 14,9%.

A variação fisiológica entre as espécies ou populações de nematoide-das-galhas pode ser expressa na interação planta-nematoide em três níveis:

hospedabilidade, agressividade e virulência. Nesse contexto, as espécies vegetais podem ser boas hospedeiras, más hospedeiras ou não hospedeiras de determinada espécie de *Meloidogyne* ou grupo de espécies. A agressividade reflete a capacidade de reprodução, tal como medida pelo fator de reprodução, de nematoides em um hospedeiro suscetível, enquanto que a virulência é a capacidade de se reproduzir em uma planta com genes de resistência (HUSSEY e JANSSEN, 2002).

A realização de ensaios prévios no sentido de se avaliar a agressividade de isolados antes de se avaliar a reação de acessos de interesse é de fundamental importância, pois acessos com algum grau de resistência podem reagir com menos danos quando parasitados por populações menos agressivas.

A população de *M. incognita*, proveniente de Bom Jesus da Lapa, se mostrou mais agressiva no presente ensaio, levando-se em consideração seu elevado FR em relação às demais, e pode ser incluída em estudos em busca de novas fontes de resistência para a espécie.

CONCLUSÕES

Todas as populações estudadas apresentaram agressividade, levando-se em consideração a capacidade de multiplicação na cultivar Grande Naine. Tal agressividade deve ser considerada nos programas de melhoramento genético da cultura visando resistência ou tolerância a *M. incognita*.

REFERÊNCIAS

CARNEIRO, R. M. D.G.; ALMEIDA, M. R. A. Técnica de eletroforese usada no estudo de enzimas dos nematoides de galhas para identificação de espécie. **Nematologia Brasileira**, v.25, p.35-44, 2001.

CARNEIRO, R. M. D. G.; TIGANO, M. S.; RANDIG, O.; ALMEIDA, M. R. A.; SARAH, J. L. Identification and genetic diversity of *Meloidogyne* spp. (Tylenchida: Meloidogynidae) on coffee from Brazil, Central America and Hawaii. **Nematology**. v.6, p. 287-298, 2004.

CASTAGNONE-SERENO, P.; WANLERBERGHE-MASSUTTI, F.; LEROY, F. Genetic polymorphism between and within *Meloidogyne* species detected with RAPD markers. **Genome**. v.37, p.904-909, 1994.

CASTAÑEDA, N. E. N.; ALVES, G. S. C.; ALMEIDA, R. M.; AMORIM, E. P.; FERREIRA, C. F.; TOGAWA, R. C.; COSTA, M. M. C.; GRYNBERG, P.; SANTOS, J. R. P. Gene expression analysis in *Musa acuminata* during compatible interactions with *Meloidogyne incognita*. **Annals of Botany**. v.119, p.915–930, 2017.

COFCEWICZ, E. T.; CARNEIRO, R. M. D. G.; CASTAGNONE-SERENO P.; QUÉNÉHERVÉ, P. Enzyme phenotypes and genetic diversity of root-knot nematodes parasitising *Musa* in Brazil. **Nematology**. v.6, p.85-95, 2004.

COFCEWICZ, E. T.; CARNEIRO, R. M. D. G.; RANDIG, O.; CHAMBRIER, C.; QUÉNÉHERVÉ, P. Diversity of *Meloidogyne* spp. on *Musa* in Martinique, Guadeloupe and French Guiana. **Journal of Nematology**, v.37, p. 313-322, 2005.

COOLEN, W. A.; D'HERDE, C. J. A method for quantitative extration of nematodes from plant tissue. Merebelke, State Nematology Research Station: 77 p., 1972.

COSTA, D. C. Variabilidade patogênica e genética de *Radopholus similis* em bananeira no Brasil. Tese (Doutorado). Universidade de Brasília, Brasília. 2004.

DAVIDE, R. G.; MARASIGAN, L. Q. Yield loss assessment and evaluation of resistance of banana cultivars to the nematode *Radopholus similis* Thorne and *Meloidogyne incognita* Chitwood. **Phillipin Agricultural**, v.63, p.335–349, 1985.

FERREIRA, D. F. Sisvar: a computer statistical analysis system. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 35, n. 6, p. 1039-1042, 2011.

GOWEN, S. R.; QUÉNÉHERVÉ, P. Nematode parasites of bananas and abaca. In: LUC, M.; SIKORA, R.A. e BRIDGE, J. (Eds). Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture. C.A.B. International. Wallingford, U. K. p. 431 – 460, 1990.

GOWEN, S. R.; QUÉNÉHERVÉ, P.; FOGAIN, R. Nematode parasites of bananas and plantains. In: LUC, M., SIKORA, R. A.; BRIDGE, J. (Eds.), Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture. Wallingford, UK: CAB International. p. 611-643, 2005.

HAHN, M.L.; BURROWS, P.R.; GNANAPRAGASAM, N.C.; BRIDGE, J.; VINES, N.J.; WRIGHT, D.J. Molecular diversity amongst *Radopholus similis* populations from Sri Lanka detected by RAPD analysis. *Fundamental and Applied Nematology*. v.17, p. 275-281, 1994.

HARTMAN, J. B.; VUYLSTEKE, D.; SPEIJER, P. R.; SSANGO, F.; COYNE, D. L.; DE WAELE, D. Measurement of the field response of *Musa* genotypes to *Radopholus similis* and *Helicotylenchus multicinctus* and the implications for nematode resistance breeding. *Euphytica*. v.172, p.139-148, 2010.

HUSSEY, R. S.; JANSSEN, G. J. W. Root-knot nematodes: *Meloidogyne* species. In: STARR, J. L.; COOK R.; BRIDGE, J. Plant Resistance to Parasitic Nematodes. **CAB International**, Wallingford. p. 43-70, 2002.

IBGE. INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. Disponível em: <<http://www.sidra.ibge.gov.br>>. Acesso em: abril de 2018.

JENKINS, W.R. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. **Plant Disease Reporter**, Beltsville, v. 48, p.692, 1964.

JONES, J. T.; HAEGEMAN, A; DANCHIN, E. G. J.; GAUR, H. S.; HELDER, J.; JONES, M. G. K; KIKUCHI, T.; MANZANILLA-LÓPEZ, R.; PALOMARES-RIUS, J. E.; WESEMAEL, W. M. L; PERRY, R. N. 2013. Top 10 plant-parasitic nematodes in molecular plant pathology. **Molecular Plant Pathology**. v.14, n.9, p. 946–961.

MARIN, D. H.; SUTTON T. B.; BARKER, K. R. Dissemination of bananas in Latin America and the Caribbean and its relationship to the occurrence of *Radopholus similis*. **Plant Disease**. v. 82; p. 964-974, 1998.

OOSTENBRINK, M. Major characteristics of the relation between nematodes and plants. **Mededelingen**, Van De Landbouwhogeschool, v. 66, p. 1-46, 1966.

PERRY, R. N.; MOENS, M.; STARR, J. L. Root-knot nematodes. In: EISENBACK, J. D.; HUNT, D. J. (Eds). General morphology. Virginia, USA. CABI International, p. 18-54, 2009.

PINOCHET, J. Comparison of four isolates of *Radopholus similis* from Central America on Vallery banana. **Nematropica**. v. 9, p. 40-43, 1979.

QUÉNÉHERVÉ, P.; VALETTE, C.; TOPART, P.; TEZENAS DU MONTCEL, H. e SALMON, F. Nematode resistance in bananas: screening results on some wild and cultivated accessions of *Musa* spp. **Euphytica**, v. 165, p. 123-136, 2009.

RANDIG, O.; BONGIOVANNI, M.; CARNEIRO, R. M. D. G.; CASTAGNONE-SERENO, P. Genetic diversity of root-knot nematodes from Brazil and development of SCAR markers specific for coffee-damaging species. **Genome**, v. 45, p. 862-870, 2002.

ROBERTS, P. A. Concepts and Consequences of Resistance. In: STARR, J. L.; COOK, R.; BRIDGE, J. (eds) *Plant Resistance to Parasitic Nematodes*. CAB International, Wallingford, p. 25-41, 2002.

SANTOS, J. R. P. Caracterização genética e molecular de acessos de bananeira a *Radopholus similis* e *Meloidogyne incognita*. 244p. Tese (Doutorado) – Universidade de Brasília, Brasília. 2011.

SANTOS, M. F. A. et al. Biometrical, biological, biochemical and molecular characteristics of *Meloidogyne incognita* isolates and related species. **European Journal of Plant Pathology**, v.134, p. 671–684, 2012.

SEINHORST, J. W. Review of methods for measuring damage caused by nematodes. FAO. In: **Symposium on crop losses**. 1967.

SEYDOU, T.; ELISÉE, A. L. D. G.; MAMADOU, C.; LEONARD, O. S.; FERNAND, K.; GASTON, K. K.; BRAHIMA, C.; DAOUDA, K. Agronomic performance of plantain cultivars (*Musa* spp.) in efficient mixing situation for the control of black sigatoka in Southern Côte d'Ivoire. **Asian Journal of Plant Pathology**. v. 11, p. 1-9, 2017.

TAYLOR, A. L.; SASSER, J. N. *Biology, Identification and Control of Root-Knot Nematodes (Meloidogyne species)*. Raleigh. North Carolina State University. 1978.

TRIANAPHYLLOU, A. C. Cytogenetics, cititaxonomy and phylogeny of root-knot nematodes. In: CARTER, C. C.; SASSER, J. N. (eds.). *An advanced treatise on Meloidogyne. Biology and control*. Raleigh, North Carolina State University Graphics. v.1, p. 113 – 126, 1985.

TRUDGILL, D. L.; BLOK, V. C. Apomictic, polyphagous root-knot nematodes: exceptionally successful and damaging biotrophic root pathogens. **Annual Review of Phytopathology**. v. 39, p. 53–77, 2001.

Primeiro relato de *Meloidogyne enterolobii* em bananeira no Brasil³

³ Artigo submetido à Plant Disease

Primeiro relato de *Meloidogyne enterolobii* em bananeira no Brasil

Resumo - A banana assume grande destaque na produção mundial, figurando entre os oito alimentos mais importantes do mundo. O Brasil ocupa a terceira posição no cenário mundial, com aproximadamente 6,8 milhões de toneladas produzidas, o que representa um valor de 3,4 bilhões de dólares anuais. Em coleta para análise nematológica, realizada em áreas de produção no Estado de Minas Gerais, amostras de solo e de raízes foram coletadas em uma plantação no Município de Jaíba. As raízes apresentavam sintomas característicos de infecção por nematoides-das-galhas (*Meloidogyne* sp.). Fêmeas, massas de ovos e machos de *Meloidogyne* sp. foram dissecados das raízes e as massas de ovos foram incubadas em água a 25 °C para obtenção de juvenis de segundo estágio (J2). Os padrões perineais das fêmeas apresentaram formato oval com arcos dorsais moderadamente altos a altos, quase quadrados, com vértices arredondados; as estrias foram grossas e as linhas laterais fracas. A região labial dos machos foi alta e arredondada, ligeiramente definida fora do corpo, o comprimento de estilete foi, em média, de 21,4 µm, e a distância média entre o orifício da glândula esofágica dorsal e a base do estilete foi de 3,9 µm. O J2 teve cauda estreita com ponta larga e arredondada, o comprimento do corpo apresentou média de 438,4 µm e o comprimento médio da cauda foi de 54,2 µm. Estas características morfológicas e morfométricas corresponderam à descrição original de *M. enterolobii*. A identificação da espécie também foi confirmada pelo fenótipo da isoenzima esterase, com a observação de duas bandas principais (Rm: 0,7 e 0,9) e duas bandas secundárias mais fracas (Rm: 0,75 e 0,95). A caracterização morfológica foi confirmada por primers específicos (194/195). No teste de patogenicidade, em casa de vegetação, mudas de bananeira 'Grande Naine', com cerca de 20 cm de altura, plantadas em vasos de plástico de 15 cm de diâmetro, foram inoculadas com 5.000 J2 e ovos de *M. enterolobii* com cinco repetições e mudas não inoculadas foram utilizadas como controle. Após 90 dias, as plantas foram coletadas e constatou-se a presença de galhas nas raízes de todas as plantas inoculadas, semelhantes aos sintomas do campo e o fator de reprodução do nematoide (população final / população inicial) foi de 24,4. Não foram encontradas galhas nas raízes das plantas controle. Este é o primeiro relato de parasitismo de bananeira por *M. enterolobii*. A descoberta tem grande importância para a produção brasileira da fruta, pois este nematoide representa um problema adicional para a cultura. Novos trabalhos são necessários para elucidar as perdas causadas por *M. enterolobii* em bananeira no campo.

Palavras-chave: *Musa* sp., Características morfológicas, Agente causal.

First report of *Meloidogyne enterolobii* on Banana (*Musa* spp.) in Brazil

Abstract - Bananas (*Musa* spp.) are considered among the 8 most important foods produced worldwide with Brazil occupying the third position in the world scenario with approximately 6.8 million tons produced representing 3.4 billion US\$ dollars annually. During a collection for nematodes carried out in banana production areas in the State of Minas Gerais, soil and root samples were collected in a plantation in the county of Jaíba. Roots showed characteristic symptoms of infection by root-knot nematodes (*Meloidogyne enterolobii*). *Meloidogyne* sp. females, egg mass and males were dissected from roots and the egg mass incubated in water at 25 °C for obtainment of second-stage juveniles (J2). The perineal patterns were round to ovoid with moderate to high dorsal arches, almost squared; the striae were thick and lateral lines weak. The head of males was high and round, slightly defined outside of the body with average length of stylet measuring 21,4 µm and the average distance between the opening of the dorsal esophageal gland and the base of the stylet of 3,9 µm. The J2 presented narrow tail with large and round tip. Body length was in average 438,4 µm and average length of tail of 54,2 µm. These morphological and morphometric characteristics correspond to the original description of *M. enterolobii* provided by Yang and Eisenback (1983). The identification of the species was also confirmed by the profile generated by the esterase isoenzyme, based on the observation of two primary bands (Rm: 0,7 and 0,9) and two secondary, and lighter bands (Rm: 0,75 e 0,95). Morphological characterization was confirmed by specific primers (194/195). For the pathogenicity test in the greenhouse, 'Grande Naine' plantlets with approximately 20 cm in height planted in 15 cm φ plastic pots, were inoculated with 5.000 J2 and *M. enterolobii* eggs in 5 replicates; non inoculated plantlets were used as control. After 90 days, the plants were collected and root knots were present in all inoculated plants, with similar symptoms in the field, and reproduction factor of the nematode (final population / initial population) of 24,2. Root-knots were not found on control plants. To our knowledge, this is the first report of *M. enterolobii* infecting *Musa* spp. and plants in the family Musacea in Brazil. New studies are necessary to evaluate losses in banana production in the field due to *M. enterolobii*.

Keywords: *Musa* sp., Morphological characteristics, Causal agent.

INTRODUÇÃO

A banana assume grande destaque na produção mundial, figurando entre os oito alimentos mais importantes do mundo. O Brasil ocupa a terceira posição no cenário mundial, com aproximadamente 6,8 milhões de toneladas produzidas em 550 mil hectares, o que representa um valor bruto de produção de 3,4 bilhões de dólares, sendo a nona cultura de maior importância para o País (FAO, 2018).

Os nematoides são responsáveis por causar danos à bananeira em todos os locais de cultivo. São relatadas 146 espécies de fitonematoides associadas à bananeira, distribuídas em 43 gêneros. As de maior importância são aquelas envolvidas na destruição das raízes primárias, danificando o sistema de fixação e resultando em tombamento das plantas (GOWEN e QUÉNÉHERVÉ, 1990).

Entre os principais fitonematoides que causam danos à bananeira, encontram-se os nematoides-das-galhas, *Meloidogyne* spp., que constituem o gênero mais agressivo, prejudicial e economicamente importante, pois infecta todos os tipos de culturas (CARNEIRO et al., 2016). Já foram descritas mais de 100 espécies do gênero e sua variedade de hospedeiros excede 3.000 espécies de plantas (HUNT e HANDOO, 2009).

M. enterolobii (YANG e EISENBACK, 1983) [Sin.: *M. mayaguensis* (RAMMAH e HIRSCHMANN, 1988)] é uma das espécies mais destrutivas de nematoide-das-galhas (SILVA et al., 2017). No Brasil, sua ocorrência foi relatada pela primeira vez nos estados da Bahia e Pernambuco, causando severos danos em pomares de goiabeira situados no Vale do São Francisco (CARNEIRO et al., 2001). Este nematoide é uma espécie com ampla gama de hospedeiros e já foi relatado em outros estados, como Ceará e Rio Grande do Norte (TORRES et al., 2005), Piauí (SILVA et al., 2006), Paraná (CARNEIRO et al., 2006a), Rio de Janeiro (LIMA et al., 2005), São Paulo (ALMEIDA et al., 2006), Espírito Santo (LIMA et al., 2007), Minas Gerais (NEVES et al., 2010), Rio Grande do Sul e Santa Catarina (GOMES et al., 2008), Alagoas (CASTRO e SANTANA, 2010), entre outros. É fato que este fitopatógeno está amplamente disseminado pelas diversas regiões do País e também associado a diversas plantas, tanto cultivadas quanto invasoras (SILVA e OLIVEIRA, 2010).

Sua disseminação no Brasil pode ter ocorrido de maneira sistemática por meio de mudas infestadas, pois em tão pouco tempo, o nematoide foi

disseminado para diversas regiões do País (TORRES et al., 2007). Todavia, acredita-se que esteja presente no Brasil há muito tempo, pois foi detectado em áreas de Mata Atlântica do Rio de Janeiro (LIMA et al., 2005) e também em uma orquídea nativa de florestas do Paraná (CARNEIRO et al., 2006a).

Vários métodos de controle foram testados nos últimos anos, como o controle biológico, o uso de nematicidas, genótipos resistentes a outras espécies do gênero *Meloidogyne* e pousio; todos sem resultados satisfatórios (PODESTÁ, 2015). Fontes de resistência efetivas contra as principais espécies de *Meloidogyne* não são eficazes em seu controle (CARNEIRO et al., 2006b).

O presente trabalho teve por objetivo relatar a primeira detecção de *M. enterolobii* parasitando bananeira no Brasil.

MATERIAL E MÉTODOS

Em coleta para análise nematológica realizada em áreas de produção no Estado de Minas Gerais, amostras de solo e de raízes de bananeira foram coletadas em uma plantação no município de Jaíba, maior produtor de banana do Estado. As raízes apresentavam sintomas característicos de infecção por nematoides-das-galhas. As amostras foram encaminhadas ao Laboratório de Nematologia da Embrapa Mandioca e Fruticultura, onde foram processadas e os nematoides obtidos identificados, em gênero, por meio de caracteres morfológicos, em lâmina de Peters sob microscópio óptico.

Em seguida, parte das amostras de solo infestado e das raízes picadas em pedaços foram transferidas para vasos onde se plantaram mudas de tomateiro (*Solanum lycopersicum* L. cv. Santa Cruz Kada Gigante), com a finalidade de multiplicar e manter o inóculo inicial do nematoide. Decorridos 60 dias, realizou-se a purificação das populações, em que massas de ovos foram retiradas das raízes, maceradas individualmente em placa de Petri contendo água destilada, e inoculadas separadamente em tomateiros plantados em vasos contendo solo autoclavado. A partir destas populações mantidas em tomateiro, foi realizada a caracterização morfológica, morfométrica, bioquímica e molecular.

Caracterização morfológica e morfométrica

Para análise da configuração perineal, foram utilizadas dez fêmeas adultas, de coloração branco-leitosa, cortadas e lavadas em ácido láctico (40%) e montadas em lâminas com glicerina. Os machos e juvenis de segundo estágio (J2) foram extraídos das raízes infectadas (COOLEN e D'HERDE, 1972), e montados em lâminas para a observação dos caracteres morfológicos e morfométricos. Foram utilizados dez machos e dez J2 para as observações. Fêmeas, machos e J2 foram visualizados e fotografados em microscópio óptico acoplado a um computador.

Caracterização bioquímica

A caracterização bioquímica foi realizada pela revelação da enzima esterase, após corrida de eletroforese em gel de poliacrilamida de acordo com a metodologia proposta por Carneiro e Almeida (2001), utilizando-se sistema de eletroforese vertical (Mini Protean II®, BIORAD). Dez fêmeas de coloração branco-leitosa foram dissecadas das raízes de tomateiro, sob microscópio estereoscópico e transferidas para microtubos de 0,5 mL, contendo 6 µL do tampão de extração (sacarose; triton X-100; azul de bromofenol). Em seguida, foram maceradas com um bastão de aço e o extrato foi aplicado na cavidade do gel de poliacrilamida. Como padrão enzimático para esterase, foram utilizadas fêmeas de *M. javanica* (J3).

A corrida de migração seguiu a voltagem de 120 V em temperatura de 4 °C durante 2 h. Para obtenção dos padrões de bandas, o gel foi colocado em solução reveladora específica para a enzima esterase (alfa-naftil-acetato, fast blue RR salt e tampão fosfato de potássio) preparada no momento do uso. Após incubação no escuro a 37 °C, por 15 minutos, o gel foi lavado com água e colocado em glicerol a 10%. Após 24 h, foi fixado em solução de metano-glicerol (65 ml de metanol; 5 ml de glicerol; 30 ml de água destilada) por 15 minutos. Em seguida, o mesmo foi seco entre folhas de papel celofane em temperatura ambiente. Os fenótipos de esterase foram designados pelas letras sugestivas do nome da espécie, acompanhadas de um número que indica o número de bandas (ESBENSHADE e TRIANTAPHYLLOU, 1990).

Caracterização molecular

Obtenção de ovos de *M. enterolobii* para posterior extração de DNA: Para a extração de ovos foi realizada a metodologia descrita por Carneiro et al. (2004). Após três meses em casa de vegetação, as raízes de tomateiro infectadas foram lavadas cuidadosamente, cortadas e trituradas em liquidificador com hipoclorito de sódio (NaClO) a 1,25% por 40 segundos. Em seguida, o triturado foi passado por um conjunto de peneiras sobrepostas de 50, 100 e 500 mesh. Os resíduos coletados na peneira de 500 mesh foram lavados com água corrente para eliminar todo resíduo de NaClO. A suspensão coletada foi distribuída em tubos de Falcon de 50 mL, aos quais adicionou-se caulim (aproximadamente 5 g) em cada tubo e esses foram centrifugados a 2500 rpm por 5 minutos. Após a centrifugação, o sobrenadante foi descartado, e os tubos foram completados com uma solução de sacarose 30% a 4 °C, a suspensão foi homogeneizada, e centrifugada a 2500 rpm por 2 minutos. Em seguida, o sobrenadante foi vertido em uma peneira de 500 mesh e lavado com água destilada para retirar os resíduos de sacarose. Os ovos retidos na peneira de 500 mesh foram transferidos para tubos Falcon de 15 mL, o volume do tubo foi completado com água esterilizada e esses foram centrifugados a 2000 rpm por 3 minutos. O sobrenadante foi descartado cuidadosamente e com o auxílio de uma pipeta, o pellet formado foi transferido para tubos eppendorf de 1,5 mL, onde foram centrifugados a 13000 rpm por 2 minutos com o objetivo de descartar o excesso de água contida nos ovos. Por fim, foram estimados a quantidade de ovos, e os tubos foram devidamente identificados e armazenados a -80°C para posterior extração do DNA genômico.

Extração de DNA: O DNA genômico das populações de *M. enterolobii* foi extraído a partir de alíquotas de 200 a 300 µl de ovos seguindo-se o método descrito por Randig et al. (2002). Os ovos foram macerados dentro do tubo eppendorf de 2 mL, utilizando-se um micropistilo adaptado a uma furadeira elétrica (em substituição ao nitrogênio líquido), ao qual foi adicionado 500 µl de solução tampão NIB (0,1 M NaCl; 30 mM Tris pH 8; 10 mM EDTA; 0,7 mM β mercaptoetanol; 5 mM Triton - NPHO). Após a homogeneização, os tubos foram centrifugados a 14000 rpm por dois minutos, e o sobrenadante foi descartado.

Esta etapa foi realizada por duas vezes. Em seguida foram acrescentados 800 µl de tampão de homogeneização (0,1 M NaCl; 0,2 M sacarose; 10 mM EDTA) e 200 µl do tampão de lise (0,125 M EDTA; 0,5 M Tris pH 9,2; 2,3 % SDS), os tubos foram homogeneizados e incubados em banho maria a 55 °C por 30 minutos, seguido de 10 minutos à temperatura ambiente. A purificação foi realizada adicionando-se 1 V de fenol (1 mL), seguindo-se à homogeneização e centrifugação a 14000 rpm por três minutos. O sobrenadante foi recuperado e depois misturado à ½ V de fenol (0,5 mL) + ½ V de clorofórmio (0,5 mL) e centrifugado a 14000 rpm por três minutos. O sobrenadante foi recuperado em novo tubo, adicionando 200 µl de éter, e centrifugado a 14000 rpm por três minutos. O éter foi eliminado com auxílio de uma pipeta. Para precipitação do DNA, foi adicionado ao tubo 1 mL de etanol absoluto, seguido de homogeneização e observação do pellet formado. O tubo foi então deixado a – 80 °C durante 30 minutos. Em seguida efetuou-se uma centrifugação a 14000 rpm por 10 minutos. O sobrenadante foi descartado, e adicionou-se etanol 70%. Após a centrifugação a 14000 rpm por 5 minutos, eliminou-se o etanol. O precipitado foi seco à temperatura ambiente, e recuperado em volume de 10 a 20 µl de água esterilizada (Milli-Q) e o DNA foi armazenado a – 20 °C.

Análise com marcador IGS: O DNA genômico foi utilizado para a análise da região intergênica entre os genes 5S e 18S do DNA ribossomal (IGS). A amplificação da região IGS foi realizada com o uso dos primers 194 (5'-TTAACTTGCCAGATCGGACG-3') e 195 (5'-TCTAATGAGCCGTACGC-3') (VAHIDI et al., 1988). Esses primers foram sintetizados pela empresa Prodimol (Belo Horizonte MG). As reações de PCR foram realizadas em volume final de 25 µL contendo: 1,5 µL de DNA (3ng/ µL); 14,7 µL de água MilliQ; 2,5 µL de tampão de reação 10x; 4 µL de dNTPs (1,25 µM); 0,3 µL de Taq DNA polimerase (Phoneutria Biotecnologia e Serviços) e 1 µL de cada primer (10 µM). As amplificações foram realizadas em termociclador com o programa de desnaturação inicial de 94 °C por 2 minutos; 35 ciclos de desnaturação a 94 °C por 30 segundos, anelamento a 50 °C por 30 segundos. e extensão a 72 °C por 2 minutos. Um ciclo de 72 °C por 7 minutos foi realizado ao final. Os fragmentos amplificados foram separados por eletroforese em gel de agarose a 1,5%, em tampão TBE 0,5% (90 mM Tris-HCl, 89 mM de ácido bórico, 2 mM de EDTA), à

uma corrente constante de 80 mA, corados com solução de brometo de etídio (0,3 µg/mL) e visualizados sob luz ultravioleta.

Teste de patogenicidade

Em casa de vegetação, cinco mudas micropropagadas de bananeira cv. Grande Naine foram transplantadas para vasos plásticos de 15 cm de diâmetro, contendo solo e areia autoclavados na proporção 1:1. Após 30 dias, quando apresentavam cerca de 20 cm de altura, as mudas foram inoculadas com 5.000 J2 e ovos de *M. enterolobii*. O inóculo foi obtido de raízes de tomateiros infectadas, seguindo o processo de extração proposto por Hussey e Barker (1973), modificada por Bonetti e Ferraz (1981), em que as raízes foram trituradas no liquidificador com solução de hipoclorito de sódio a 0,5% por 15 segundos. O triturado resultante foi recolhido e vertido em um conjunto de peneiras sobrepostas de 50, 100 e 500 mesh. A suspensão recolhida na peneira de 500 mesh foi lavada sob água corrente para retirada do excesso de hipoclorito de sódio. Em seguida a mesma foi submetida ao processo de clarificação, utilizando a metodologia de Coolen e D'Herde (1972) modificada. Os ovos e J2 obtidos foram quantificados em lâmina de Peters, sob microscópio óptico.

Cinco mudas não inoculadas foram utilizadas como controle. Mudas de tomateiro também foram inoculadas para confirmação da viabilidade do inóculo.

Noventa dias após a inoculação, as plantas foram coletadas para avaliação dos sintomas. O fator de reprodução do nematoide (população final / população inicial) também foi avaliado.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os padrões perineais das fêmeas apresentaram formato oval, com formato característico do arco dorsal e ventral composto por estrias finas e estrias grossas apenas nas laterais da vulva. O arco dorsal apresentou-se moderadamente alto a alto, com estrias longitudinais próximas à região remanescente da cauda. A região labial dos machos foi alta e arredondada, ligeiramente definida fora do corpo. O comprimento de estilete foi, em média, de

21,4 μm , e a distância média entre o orifício da glândula esofágica dorsal e a base do estilete foi de 3,9 μm (Figura 1).

O J2 teve cauda estreita com ponta larga e arredondada, o comprimento do corpo apresentou média de 438,4 μm e o comprimento médio da cauda foi de 54,2 μm . Estas características morfológicas e morfométricas corresponderam à descrição original de *M. enterolobii* (YANG e EISENBACK, 1983).

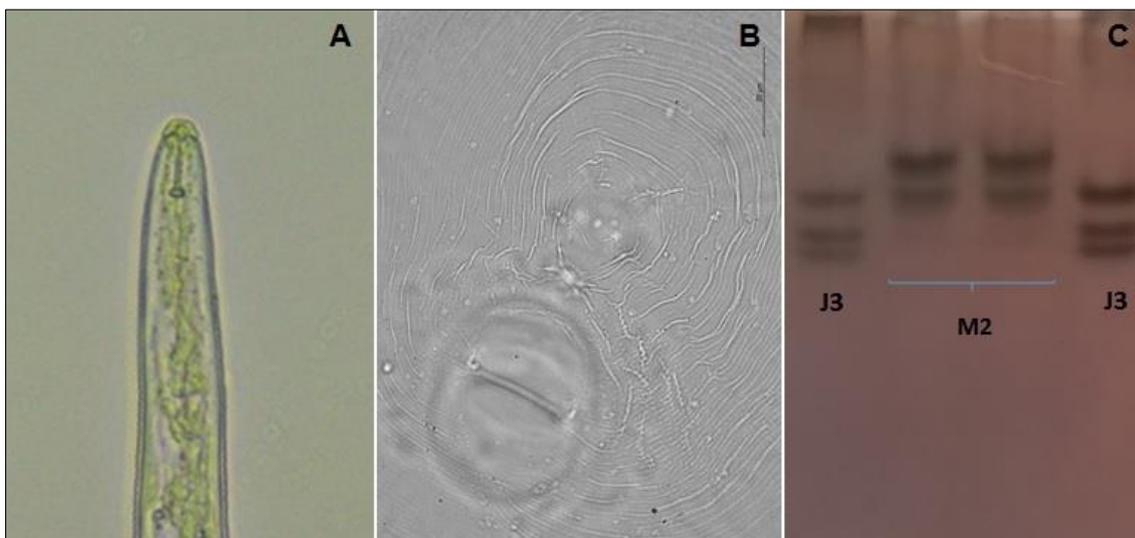


Figura 1. *Meloidogyne enterolobii* oriundo de amostras de bananeira. (A) Região labial do macho, (B) configuração do padrão perineal da fêmea, e (C) Fenótipo isoenzimático de esterase M2 de *M. enterolobii* e J3 de *M. javanica*, utilizado como padrão de comparação.

Em relação à análise bioquímica, o perfil de esterase encontrado para as amostras estudadas revelou o fenótipo (M2) com a observação de duas bandas principais mais fortes (Rm: 0,7 e 0,9) e duas bandas secundárias mais fracas (Rm: 0,75 e 0,95). Esse padrão de bandas de alfa esterase confirma a identificação da espécie do nematoide (CARNEIRO et al., 2001). Por sua vez, em *M. javanica*, incluída como espécie de referência, foram detectadas três bandas de atividade esterásica (J3) (Figura 1).

Na análise molecular, o resultado obtido confirma a identificação de *M. enterolobii*, pois os fragmentos de PCR obtidos foram os mesmos previamente descritos para essa espécie, isto é 780 pb para IGS (BLOCK et al., 1997; ADAM et al., 2007) (Figura 2). Esse marcador permitiu a diferenciação de *M. enterolobii* com relação a outras espécies comuns e economicamente importantes de

nematoides-das-galhas, devido ao tamanho do produto de amplificação (ADAM et al., 2007; SIQUEIRA et al. 2009).

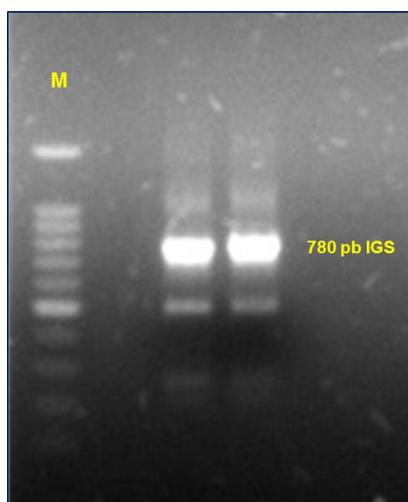


Figura 2. Perfis de amplificação do DNA de *Meloidogyne enterolobii* utilizando o marcador molecular IGS. M = 100 pb Promega.

No teste de patogenicidade, constatou-se a presença de galhas nas raízes de todas as plantas inoculadas, semelhantes aos sintomas observados nas plantas a campo. O fator de reprodução do nematoide foi de 24,4. Não foram encontradas galhas nas raízes das plantas controle (Figura 3).



Figura 3. Sistema radicular de bananeiras 'Grande Naine' utilizadas no teste de patogenicidade da população de *Meloidogyne enterolobii* proveniente do município de Jaíba. (A) planta controle e (B, C) plantas inoculadas.

Devido a semelhança morfológica com outras espécies do gênero, a correta identificação de *M. enterolobii* não deve se basear apenas nas características da região perineal e da região labial dos machos. A identificação

em espécies deve-se basear numa combinação de dados morfológicos, características morfométricas e métodos bioquímicos ou moleculares.

Por esse motivo a identificação da espécie foi confirmada utilizando a eletroforese de isoenzimas, que é uma ferramenta confiável na diagnose diferencial de espécies de nematoides-das-galhas, uma vez que os fenótipos de enzimas, especialmente de esterases, são específicos para cada espécie de *Meloidogyne* (ESBENSHADE e TRIANTAPHYLLOU, 1990). O emprego da eletroforese permite caracterizar todas as espécies bioquimicamente descritas, como também fenótipos atípicos (CARNEIRO e ALMEIDA, 2001), o que viabiliza estudos de identificação de espécies de *Meloidogyne* e a sua distribuição no campo.

O uso de técnicas que envolvem ferramentas moleculares, tais como marcadores de DNA, apesar de ainda serem restritas a poucas espécies, são excelentes métodos de diagnóstico para *Meloidogyne* spp., com a vantagem de serem independentes da variação fenotípica das esterases, que as vezes envolvem interpretação mais complexa. Os marcadores moleculares permitem a identificação simples, precisa e rápida (BLOK e POWERS, 2009; CASTAGNONE-SERENO et al., 2013) embora não permitam a detecção de espécies novas ou crípticas, que são relativamente frequentes no gênero *Meloidogyne*, e são facilmente caracterizados pelas esterases (CARNEIRO et al., 2016).

Em muitos casos, *M. enterolobii* foi identificada erroneamente como *M. incognita* ou *M. arenaria* (BRITO et al., 2004), por causa das semelhanças morfológicas e da reação à gama de hospedeiras proposta por Hartman e Sasser (1985) para a identificação de algumas espécies e raças de *Meloidogyne*. Com a identificação por meio da eletroforese de isoenzimas, esses erros diminuem ou até mesmo desaparecem.

Esta é a primeira vez que esta espécie é relatada parasitando *Musa* spp. no Brasil. Recentemente, foi registrada na China, a primeira ocorrência de *M. enterolobii* associada a família *Musaceae*, na Província de Fujian (ZHOU et al., 2016).

Em relação à bananeira, dispõe-se de pouca informação acerca da sua hospedabilidade a essa espécie. Freitas et al. (2016) realizaram um estudo com o intuito de verificar o comportamento de algumas espécies frutíferas em relação

a *M. enterolobii*. Foram testados 89 genótipos de 20 fruteiras, dentre eles 10 genótipos de bananeira (Thap Maeo, Terra, Princesa, Tropical, Garantida, Galil 18, Prata-Anã, Japira, Preciosa e Grande Naine). Todos os genótipos de banana avaliados comportaram-se como bons hospedeiros para *M. enterolobii*. Geralmente, as cultivares de bananeira são consideradas suscetíveis às principais espécies de *Meloidogyne* (QUÉNÉHERVÉ et al., 2009).

Atualmente, *M. enterolobii* é considerada como uma das mais importantes espécies do gênero. Isto decorre do fato de ser uma espécie polífaga, apresentar ampla distribuição geográfica mundial e de ser capaz de vencer a resistência conferida pelo gene *Mi-1* a *M. arenaria*, *M. incognita* e *M. javanica* como relatado nos casos do tomateiro 'Rossol', da soja 'Forrest', da batata doce 'CDH' e do pimentão 'Silver' (CARNEIRO et al., 2006b).

Desse modo, um dos principais desafios no manejo dessa espécie se encontra na pequena disponibilidade de fontes de resistência ou tolerância dentro do germoplasma das culturas hospedeiras (FREITAS et al., 2014).

Apesar de sua constatação ser recente no território brasileiro, esses aspectos apontados com relação a *M. enterolobii* reforçam os motivos pelos quais a espécie merece atenção, no intuito de evitar ainda mais sua disseminação no País, face ao grande potencial de causar elevados prejuízos ao agronegócio nacional.

CONCLUSÃO

Este é o primeiro relato de parasitismo de bananeira por *M. enterolobii* no Brasil. A descoberta tem grande importância para a produção brasileira da fruta, pois este nematoide representa um problema adicional para a cultura. Novos trabalhos são necessários para elucidar as perdas causadas por *M. enterolobii* em bananeira no campo.

REFERÊNCIAS

ADAM, M.A.M.; PHILLIPS, M.S.; BLOK, V.C. Molecular diagnostic key for identification of single juveniles of seven common and economically important species of root-knot nematode (*Meloidogyne* spp.). **Plant Pathology**. v. 56, p.190-197, 2007.

ALMEIDA, E.J.; P.L.M. SOARES; J.M. SANTOS; A.B.G. MARTINS. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* na cultura da goiaba (*Psidium guajava*) no Estado de São Paulo. **Nematologia Brasileira**. v. 30, n. 1, p. 112-113, 2006.

BLOCK, V.C.; PHILLIPS, M.S.; FARGETTE, M. Comparison of sequences from the ribosomal DNA intergenic region of *Meloidogyne mayaguensis* and other major root-knot nematodes. **Journal of Nematology**. v. 29, p. 16-22, 1997.

BLOK, V.C.; POWERS, O. Biochemical and molecular identification. In: PERRY, R.; MOENS, M.; STARR, J.L. (Eds). **Root-knot Nematodes**. Cambridge, CABI International. p. 98-118, 2009.

BONETTI, S.I.; FERRAZ, S. Modificações do método de Hussey e Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* de raízes de cafeeiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 6, n. 3, p. 553, 1981.

BRITO, J.; POWERS, T. O.; MULLIN, P. G.; INSERRA, R. N.; DICKSON, D. W. Morphological and molecular characterization of *Meloidogyne mayaguensis* isolates from Florida. **Journal of Nematology**, Hanover, v.36, n.3, p. 232-240, 2004.

CARNEIRO, R.M.D.G.; MONTEIRO, J.M.S.; SILVA, U.C.; GOMES, G. Gênero *Meloidogyne*: diagnose através de eletroforese de isoenzimas e marcadores SCAR. In: OLIVEIRA, C.M.G.de; SANTOS, A. dos; CASTRO, L.H.S. e. (Org.) **Diagnose de fitonematoides**. Campinas, SP: Millennium, p. 47-70. 2016.

CARNEIRO, R.M.D.G.; ALMEIDA, M.R.A. Técnica de eletroforese usada no estudo de enzimas dos nematoides de galhas para identificação de espécie. **Nematologia Brasileira**. v. 25, p. 35-44, 2001.

CARNEIRO, R.M.D.G.; MÔNACO, A.P.A.; MORITZ, M.P.; NAKAMURA, K.C.; SCHERER, A. Identificação de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e em Plantas invasoras, em solo argiloso, no Estado do Paraná. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 30, n.3, p.293-298, 2006a.

CARNEIRO, R.M.D.G.; ALMEIDA, M.R.A.; BRAGA, R.S.; ALMEIDA, C.A. de; GLÓRIA, R. Primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* parasitando plantas de tomate e pimentão resistentes à meloidoginose no Estado de São Paulo. **Nematologia Brasileira**. Piracicaba, v.30, n.1, p.81-86, 2006b.

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

CARNEIRO, R. M. D. G.; TIGANO, M. S.; RANDIG, O.; ALMEIDA, M. R. A.; SARAH, J. L. Identification and genetic diversity of *Meloidogyne* spp. (Tylenchida: Meloidogynidae) on coffee from Brazil, Central America and Hawaii. **Nematology**. v. 6, p. 287-298, 2004.

CASTAGNONE-SERENO, P.; DANCHIN, E.G.J.; PERFUS-BARBEOCH, L.; ABAD, P. Diversity and evolution of root knot-nematodes, genus *Meloidogyne*: new insights from the genomic era. **Annual Review of Phytopathology**. v. 51, p. 203-220, 2013.

CASTRO, J.M.C.; SANTANA, T.A.S. Primeiro registro de *Meloidogyne enterolobii* em goiabeira no estado de Alagoas. **Nematologia Brasileira**, v. 34, p.169-171, 2010.

COOLEN, W.A.; D'HERDE, C.J. **A method for quantitative extration of nematodes from plant tissue**. Merebelke, State Nematology Research Station: 77 p., 1972.

ESBENSHADE, P.R.; TRIANTAPHYLLOU, A.C. Isozyme phenotypes for the identification of *Meloidogyne* species. **Journal of Nematology**, v. 22, p.10-15, 1990.

FAO. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Disponível em: <<http://www.faostat.fao.org/site/340/default.aspx>>. Acesso em maio de 2018.

FREITAS, V.M.; CORREA, V.R.; MOTTA, F.C.; SOUSA, M.G.; GOMES, A.C.M.M.; CARNEIRO, M.D.G.; SILVA, D.B.; MATTOS, J.K.; NICOLE, M.; CARNEIRO, R.M.D.G. Resistant accessions of wild *Psidium* spp. to *Meloidogyne enterolobii* and histological characterization of resistance. **Plant Pathology**. v. 63, p. 738-746, 2014.

FREITAS, V.M.; SILVA, J.G.P.; GOMES, C.B.; CASTRO, J.M.C.; CORREA, V.R.; CARNEIRO, R.M.D.G. Host status of selected cultivated fruit crops to *Meloidogyne enterolobii*. **European Journal of Plant Pathology**, 2016.

GOMES, C.B.; COUTO, M.E.O.; CARNEIRO, R.M.D.G. Registro de ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e fumo no Sul do Brasil. **Nematologia Brasileira**. v.32, n 3, p. 244-247, 2008.

GOWEN, S.P.; QUÉNÉHERVÉ, P. Nematode parasites of bananas and abaca. In: LUC, M.; SIKORA, R.A. e BRIDGE, J. (Eds). Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture. C.A.B. International. Wallingford, U.K. p. 431-460, 1990.

HARTMAN, K. M.; SASSER, J. N. Identification of *Meloidogyne* species on basis of differential host test and perineal-pattern morphology. In: BARKER, K. R., CARTER, C.C.; SASSER, J. N. (Eds.). **An advanced treatise on Meloidogyne**. Raleigh, NC: University Graphics, v. 2, p. 525-543, 1985.

HUNT, D.J.; HANDOO, Z.A. Taxonomy, identification and principal species. In: PERRY, R.N.; MOENS, M.; STARR, J.L. Root-knot nematodes . Wallingford: CAB International, Cap. 3, p. 55-88, 2009.

HUSSEY, R.S.; BARKER, K.R. A comparison of methods of collecting inocula of *Meloidogyne* spp., including a new technique. **Plant Disease Report**, St. Paul. v. 57, p. 1.025-1.028, 1973.

LIMA, I.M.; MARTINS, M.V.V.; SERRANO, L.A.L.; CARNEIRO, R.M.D.G. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira 'Paluma' no do Estado do Espírito Santo. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba. v. 31, n. 2, p. 133, 2007.

LIMA, I.M.; SOUZA, R.M.; SILVA, C.P.; CARNEIRO, R.M.D.G. *Meloidogyne* spp. from preserved areas of Atlantic Forest in the State of Rio de Janeiro, Brazil. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba. v. 29, n. 1, p. 31-38, 2005.

NEVES, W.S; MONTEIRO, T.S.A.; OLIVEIRA, R.D.; CASTRO, D.B. Primeiro relato de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira na região de Jaíba, norte de Minas Gerais. **Revista Trópica – Ciências Agrárias e Biológicas**. v. 4, p. 8-11, 2010.

PODESTÁ, G.S.D. **Interação entre *Pochonia chlamydosporia* e rizobactérias no controle de *Meloidogyne javanica***, Tese (Doutorado em Fitopatologia) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 73 p. 2015.

QUÉNÉHERVÉ, P.; VALETTE, C.; TOPART, P.; TEZENAS DU MONTCEL, H. e SALMON, F. Nematode resistance in bananas: screening results on some wild and cultivated accessions of *Musa* spp. **Euphytica**. v. 165, p. 123-136, 2009.

RAMMAH, A.; HIRSCHMANN, H. *Meloidogyne mayaguensis* n. sp. (Meloidogynidae), a root-knot nematode from Puerto Rico. **Journal of Nematology**, Flórida. v. 20, n.1, p. 58-69, 1988.

RANDIG, O.; BONGIOVANNI, M.; CARNEIRO, R. M. D. G.; CASTAGNONE-SERENO, P. Genetic diversity of root-knot nematodes from Brazil and development of SCAR markers specific for coffee-damaging species. **Genome**, v.45, p. 862-870, 2002.

SILVA, G.S.; ATHAYDE SOBRINHO, C.; PEREIRA, A.L.; SANTOS, J.M. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Estado do Piauí. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba. v. 30, n. 3, p. 07-309, 2006.

SILVA, S.D.; CARNEIRO, R.M.D.G.; FARIA, M.; SOUZA, D.A.; MONNERAT, R.G.; LOPES, R.B. Evaluation of *Pochonia chlamydosporia* and *Purpureocillium lilacinum* for Suppression of *Meloidogyne enterolobii* on Tomato and Banana. **Journal of Nematology**. v. 49, n. 1., p. 77-85, 2017.

SILVA, R.V.; OLIVEIRA, R.D.L. Ocorrência de *Meloidogyne enterolobii* (sin. *M. mayaguensis*) em Goiabeiras no Estado de Minas Gerais, Brasil. **Nematologia Brasileira**. v. 34, n.10, p.172-177, 2010.

SIQUEIRA, K.M.S.; FREITAS, V.M.; ALMEIDA, M.R.A.; SANTOS, M.F.A.; CARES, J.A.; TIGANO, M.S.; CARNEIRO, R.M.D.G. Detecção de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e mamoeiro no estado de Goiás, usando marcadores moleculares. **Tropical Plant Pathology**. v. 34, n. 4, p. 256-260, 2009.

TIGANO, M; SIQUEIRA, K; CASTAGNONE-SERENO, P; MULET, K; QUEIROZ, P; SANTOS, M; TEIXEIRA, C; ALMEIDA, M; SILVA, J; CARNEIRO, R. Genetic diversity of the root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* and development of a SCAR marker for this guava-damaging species. **Plant Pathology**. v. 59, p. 1054-1061, 2010.

TORRES, G.R.C.; MEDEIROS, H.A.; SALES JUNIOR, R.; MOURA, R.M. *Meloidogyne mayaguensis*: Novos assinalamentos no Rio Grande do Norte associados à goiabeira. **Caatinga**, Mossoró, v. 20, n. 2, p.106-112, 2007.

TORRES, G.R.C.; SALES JÚNIOR, R.; REHN, V. N. C.; PEDROSA, E. M. R.; MOURA, R. M. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira do Estado do Ceará. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba. v. 29, n. 1, p. 105-107, 2005.

VAHIDI, H.; CURRAN, J.; NELSON, D.W.; WEBSTER, J.M.; MCCLURE, M.A.; HONDA, B.M. Unusual sequences homologous to 5S RNA, in ribosomal DNA repeats of the nematode *Meloidogyne arenaria*. **Journal of Molecular Evolution**. v. 27, p. 222-227, 1988.

YANG, B.J.; EISENBACK, J.D. *Meloidogyne enterolobii*. sp. (*Meloidogynidae*), a root-knot nematode parasitizing pacara earpod tree in China. **Journal of Nematology**. v. 15, p. 381-391, 1983.

ZHOU, X.; CHENG, X.; XIAO, S.; LIU, G. K.; ZHANG, S. S. First Report of *Meloidogyne enterolobii* on Banana in China. **Plant disease**. v. 100, n. 4, p. 863, 2016.

CONCLUSÕES GERAIS

A cultura da bananeira apresenta importante papel econômico e social no Brasil. Na Bahia, a produção de banana envolve principalmente a agricultura familiar, contribuindo na renda e sobrevivência dos pequenos agricultores. Contudo, sua produção e produtividade são afetadas por problemas fitossanitários, como a ocorrência de fitonematoides, que causa grandes prejuízos nas regiões produtoras de banana, devido à dificuldade de controle.

A sociedade requer a utilização de estratégias que permitam o aumento da produção de alimentos sem acarretar prejuízos ao meio ambiente e à saúde humana. Uma alternativa para atingir esse objetivo consiste no uso de cultivares melhoradas com resistência a doenças e pragas.

A realização do levantamento de nematoides nas principais áreas produtoras de banana do Estado da Bahia foi eficiente para avaliar quais os principais nematoides presentes nessa cultura, pois, muitas vezes os produtores não têm esse conhecimento e conseqüentemente não fazem o manejo adequado.

Os principais nematoides encontrados relacionados ao cultivo foram *H. multicinctus*, *R. reniformis* e *Meloidogyne* spp. As espécies de gênero *Meloidogyne*, encontram-se bastante disseminadas nas áreas que cultivam banana em todo o Estado da Bahia. Esta informação deve servir de alerta aos produtores, pois possibilita definir estratégias para minimizar a sua disseminação e definir manejos adequados e eficientes de modo a controlar esses fitonematoides nas áreas infestadas, além de fornecer subsídios para pesquisadores desenvolver novos estudos sobre manejo e controle desses patógenos.

Por meio do levantamento realizado, foi possível estabelecer coleções de populações de *Meloidogyne* spp. e de outros fitonematoides da cultura da bananeira na Embrapa Mandioca e Fruticultura para futuros estudos e uso no programa de melhoramento.

As treze populações avaliadas de *M. incognita*, coletadas em diferentes áreas produtoras de banana, apresentaram elevado fator de reprodução na bananeira 'Grande Naine', tendo sido a população de Bom Jesus da Lapa a que apresentou maior fator de reprodução, sendo considerada, desta forma, a mais

agressiva. Sugere-se que esta população seja estudada em trabalhos futuros visando selecionar genótipos resistentes a *M. incognita*.

Neste estudo, constatou-se, pela primeira vez, no Brasil, o parasitismo de *M. enterolobii* em bananeira. Este fato requer atenção, pois este nematoide representa um problema adicional para a cultura. Dessa forma, novos trabalhos serão necessários para elucidar as perdas causadas por *M. enterolobii* em bananeira no campo.

Trabalhos futuros deverão ser conduzidos para estudar a diversidade genética dessas populações de fitonematoides, bem como dos acessos de *Musa* spp.