



UNIVERSIDADE FEDERAL DE ALAGOAS

CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS



PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM PROTEÇÃO DE PLANTAS

Jardel Jean da Silva Araújo

**Uso de *Bacillus subtilis* no manejo de fitonematoides e efeito da solarização sobre
Pratylenchus coffeae em mudas de bananeira**

RIO LARGO – AL

2015



UNIVERSIDADE FEDERAL DE ALAGOAS

CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM PROTEÇÃO DE PLANTAS



Jardel Jean da Silva Araújo

Uso de *Bacillus subtilis* no manejo de fitonematoides e efeito da solarização sobre *Pratylenchus coffeae* em mudas de bananeira

Dissertação de Mestrado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Proteção de Plantas da Universidade Federal de Alagoas, como requisito parcial para obtenção do grau de Mestre em Proteção de Plantas.

Orientadora: Profa. Dra. Maria de Fátima Silva Muniz

RIO LARGO – AL

2015

Catlogação na fonte
Universidade Federal de Alagoas
Biblioteca Central
Divisão de Tratamento Técnico
Bibliotecário Responsável: Valter dos Santos Andrade

A663u Araújo, Jardel Jean da Silva.
 Uso de *Bacillus subtilis* no manejo de fitonematoides e efeito da
 solarização sobre *Pratylenchus coffeae* em mudas de bananeira / Jardel Jean da
 Silva Araujo. – 2015.
 53 f. : il.

Orientadora: Maria de Fátima Silva Muniz.
Dissertação (Mestrado em Proteção de Plantas) – Universidade Federal de
Alagoas. Centro de Ciências Agrárias. Programa de Pós-Graduação em
Proteção de Plantas Rio Largo, 2015.

Bibliografia: f. 43-53.

1. *Musa* spp. 2. Controle biológico. 3. Controle físico. 4. Banana –
doenças e praga. I. Título.

CDU: 632.93:634.771

JARDEL JEAN DA SILVA ARAÚJO

**Uso de *Bacillus subtilis* no manejo de fitonematoides e efeito da solarização sobre
Pratylenchus coffeae em mudas de bananeira**

Dissertação de Mestrado submetida ao corpo docente do Programa de Pós - Graduação em Proteção de Plantas da Universidade Federal de Alagoas, como requisito parcial para obtenção do grau de Mestre em Proteção de Plantas e aprovada em 31 de agosto de 2015.

Profa. Dra. Maria de Fátima Silva Muniz – Universidade Federal de Alagoas (Orientadora)

BANCA EXAMINADORA

Profa. Dra. Juliana Paiva Carnaúba – Instituto Federal de Alagoas (Examinador Externo)

Prof. Dr. Marcelo de Menezes Cruz – Universidade Federal de Alagoas (Examinador Interno)

RIO LARGO – AL

2015

Dedico:

Aos meus pais, José Cícero de Araújo e Maria de Lourdes da Silva Araújo e ao meu namorado e companheiro, Eduardo Jordão da Silva, que me apoiaram durante esta caminhada para a realização deste grande sonho. O amor e compreensão que me foi dado foram cruciais para que pudesse finalizar este projeto.

AGRADECIMENTOS

Muitas vezes, durante a correria entre um experimento e outro, ou a leitura de um artigo, pouco tempo livre sobra nas nossas vidas e nos impede de dar atenção ao que realmente vale a pena. E agradecer é uma das coisas que acabam ficando esquecidas na correria do dia-a-dia. Portanto, hoje eu gostaria de agradecer às pessoas que de alguma maneira fizeram parte da minha vida pessoal e profissional durante esses dois anos.

Agradeço primeiramente a Deus, que foi quem proporcionou e permitiu que pudesse concretizar esta conquista tão almejada.

À Universidade Federal de Alagoas e ao Centro de Ciências Agrárias pela oportunidade de realizar e concluir o curso de Mestrado em Proteção de Plantas.

Agradeço, especialmente, a minha professora e orientadora Dra. Maria de Fátima Silva Muniz, por ter me acolhido no Laboratório de Fitopatologia e Nematologia, por toda a dedicação, todos os ensinamentos, paciência e pela disponibilidade em me ajudar neste projeto. Agradeço-a por ter me mostrado o que é ser um bom pesquisador, como conduzir um bom trabalho científico, a buscar sempre o melhor para mim e, principalmente pelos ensinamentos na bancada e na escrita. Muito obrigado, Mamãe!

Ao Engenheiro Agrônomo Emanuel Estelita, pelo fornecimento das mudas de bananeira, material imprescindível à realização deste trabalho.

Ao Prof. Dr. Gilson Moura Filho, pelo apoio e ensinamentos durante a execução das análises estatísticas.

Aos Professores Dr. José Leonaldo de Souza e Dr. Ricardo Araújo Ferreira Júnior, pelo apoio e ensinamentos durante a execução dos experimentos na estação meteorológica.

À Profa. Dra. Juliana Paiva Carnaúba e ao Prof. Dr. Marcelo de Menezes Cruz, pelas preciosas sugestões, que enriqueceram o trabalho.

Aos meus professores e mestres pelas preciosas sugestões e conselhos, bem como à coordenação e ao colegiado do curso de Pós-graduação em Proteção de Plantas.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – CAPES, pela concessão da bolsa de estudo.

Agradeço, em especial, ao meu companheiro e namorado Eduardo Jordão da Silva, pela paciência, dedicação, auxílio, compreensão e muita paciência dados nesse período, pessoa fundamental na minha vida que muitas vezes abriu mão de si para me dar o apoio e ombro amigo que eu precisei. Meu maior e melhor presente e o mais precioso tesouro da minha vida. Obrigado por estar comigo nessa conquista tão almejada. Eu Te Amo meu Amor!

Aos amigos que conquistei durante a vida e caminhada acadêmica: Julliana Borba, Natália Goulart, Janaína Ferreira, Michelle Alcântara, Alexandre Bezerra, Rosângela Lima, Ana Caroline M. Morais, Deyse Rocha, Manoel Lourenço, Ronycleide Sousa, Éliada Marins, Jane Moreira, Renato Nunes, Jean Marques, Lourdes Regina, Taciana Salvador, Djison Silvestre, Warley Campos, Fátima Queiroz, Lívia Lima, Michelle Cristhina Melo, Mayara Castro por estarem sempre presentes na minha vida.

Aos meus companheiros de turma que se tornaram partes fundamentais na minha formação, pois me enriqueceram com sabedoria, companheirismo e afeto.

Aos meus companheiros do dia-a-dia do Laboratório de Fitopatologia e Nematologia, Nelson, Izael, Quitéria, Samuel, Gerlan, Cristiane, Mayara Lima e Valdeir, por fazer os meus dias no laboratório não tão solitários.

Agradeço, separadamente, aos meus pais, José Cícero de Araújo e Maria de Lourdes da Silva Araújo; aos meus irmãos, David da Silva Araújo, José Eduardo da Silva Araújo e Denisson Jordan da Silva Araújo; às minhas avós Julieta Maria da Silva e Maria José de Araújo; às minhas cunhadas Rosana Araújo, Elizângela Araújo e Shelandi Feijó; aos meus sobrinhos Débora Raisal, David Gabriel, Késia Rayanne, Benjamin Jordan, Mel Adila, José Cícero Neto; além dos meus tios e tias, primos e primas e aos meus demais familiares; pessoas iluminadas que sempre me apoiaram e acreditaram em minha capacidade de realizar todos os meus sonhos e sempre alcançar os meus objetivos.

EPIGRAFE:

*“Importante não é ver o que ninguém nunca viu, mas sim
pensar o que ninguém nunca pensou sobre algo que todo
mundo vê.”*

- Arthur Schopenhauer -

RESUMO

A baixa produtividade e qualidade da banana no Brasil são, em grande parte, devido a doenças causadas por nematoides, fungos, bactérias e vírus. Os fitonematoides são causadores de danos nas raízes e no rizoma reduzindo a capacidade de absorção de água e nutrientes e de sustentação da planta, podendo provocar o tombamento. Dentre as táticas de manejo utilizadas podem-se citar a utilização de matéria orgânica e extratos vegetais com propriedades nematicidas, inundação do solo, pousio, rotação de culturas, utilização de cultivares resistentes, nematicidas químicos, tratamento térmico e controle biológico. O presente trabalho teve como objetivos avaliar a utilização do bionematicida Nemathel[®], à base de *Bacillus subtilis*, e da solarização em mudas de bananeira do tipo chifre cv. Comprida, provenientes de área infestada com fitonematoides. No primeiro experimento foram testadas diferentes doses do referido bionematicida (50, 100, 150, 200 e 250 mL/10 L de água) mais as testemunhas positiva (Carbofurano) e negativa (Água) e um período de imersão das mudas de 30 minutos. O segundo experimento foi implantado no CECA, em área a céu aberto. As mudas infectadas foram envoltas em sacos plásticos transparentes durante 0-8 horas. A temperatura do ar do local foi registrada assim como foram obtidas medições automáticas e contínuas da temperatura dos rizomas com o sensor PROB-107. Posteriormente, as mudas foram cultivadas em vasos contendo solo esterilizado e mantidas em casa de vegetação. A avaliação do primeiro experimento foi realizada quatro meses após a aplicação dos tratamentos e a avaliação do segundo, após três meses, observando-se o percentual de brotação das mudas e a população de nematoides no solo, rizoma e raízes. Os resultados obtidos mostraram que as doses de 200 e de 250 mL do bionematicida Nemathel[®]/10 L de água, bem como os períodos de 6 e 8 horas de exposição das mudas à energia solar proporcionaram as maiores reduções das populações dos nematoides.

Palavras-chave: *Musa* spp. Controle biológico. Controle físico.

ABSTRACT

The low productivity and quality of Brazilian bananas are largely attributed to plant diseases caused by biotic factors, like nematodes, fungi, bacteria and viruses. Plant-parasitic nematodes cause damage on banana roots and rhizomes, reducing the ability for water uptake and nutrient absorption from the soil and triggering poor anchoring, that may cause toppling symptoms. Among the recommended techniques used for controlling nematodes are the use of organic matter and plant extracts with nematicidal properties, flooding, fallowing, crop rotation, use of resistant cultivars, nematicides, heat treatment and biological control. The aim of this work was to investigate the effects of the bionematicide Nemathel[®] (*Bacillus subtilis*) and solarization on banana rhizome seedlings infected with plant parasitic nematodes. In a first experiment, infected seedlings were dipped for 30 minutes in Nemathel[®] at 50, 100, 150, 200 and 250 mL/10 L water plus the positive (Carbofurano) and negative (water) controls. A second experiment was performed outdoors with infected rhizomes wrapped within two layers of clear plastic bags and exposed to sunlight for 0, 2, 6 and 8 h. The air temperatures of the area were recorded as well as the rhizome temperatures were registered by automatic and continuous measurement using a PROB-107 sensor. After solar exposition, the infected rhizomes were grown in pots containing sterilized soil in a greenhouse. The experiments were evaluated four and three months after the treatment application, respectively. The percentage of rhizome sprouting and nematode populations in the soil, rhizome and roots were recorded. The results showed that dosages of 200 and 250 mL of the bionematicide Nemathel[®]/10 L water, and periods of 6 and 8 hours of rhizome exposition to sunlight promoted the largest reduction in nematode populations.

Key Words: *Musa* spp. Biological control. Physical control.

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	13
2	REVISÃO DE LITERATURA	16
2.1	Importância socioeconômica da cultura.....	16
2.2	Problemas fitopatológicos.....	16
2.2.1	Doenças causadas por fungos.....	16
2.2.2	Doenças causadas por bactérias.....	18
2.2.3	Doenças causadas por vírus.....	18
2.2.4	Os fitonematoides parasitas da bananeira.....	19
2.2.4.1	O nematoide cavernícola, <i>Radopholus similis</i>	19
2.2.4.2	O nematoide das lesões radiculares, <i>Pratylenchus</i> spp.	20
2.2.4.3	O nematoide das galhas, <i>Meloidogyne</i> spp.	21
2.2.4.4	O nematoide espiralado, <i>Helicotylenchus multicinctus</i>	22
2.3	Técnicas de Manejo dos fitonematoides.....	23
2.3.1	Mudas certificadas.....	23
2.3.2	Tratamento de material de plantio.....	23
2.3.3	Pousio e Rotação de culturas.....	24
2.3.4	Plantas antagonistas e resíduos orgânicos.....	25
2.3.5	Controle Biológico.....	26
2.3.6	Solarização.....	28
3	MATERIAL E MÉTODOS	30
4	RESULTADOS E DISCUSSÃO	33
5	CONCLUSÕES	42
6	REFERÊNCIAS	43

1 INTRODUÇÃO

A bananeira (*Musa* spp.) é uma monocotiledônea da família Musaceae, que apresenta aproximadamente 50 espécies, é cultivada na maioria dos países tropicais, incluindo Índia, China, Filipinas, Equador e Brasil. Outros produtores importantes são Indonésia, Costa Rica, México, Tailândia, Burundi e Venezuela. Os países relacionados são responsáveis por 86,75% da produção mundial de bananas (FAO, 2013).

A cultura é a segunda frutífera mais cultivada no Brasil, com aproximadamente 7,3 milhões de toneladas, entretanto, a produtividade média brasileira ainda é baixa, apenas 14,5 t/ha, diante do desempenho de outros países que lideram o mercado global, como a Índia, com um rendimento de 36,3 t/ha (FAO, 2013). No Brasil, a região Nordeste é a principal região produtora, encarregada de aproximadamente 36% da produção nacional, destacando-se os Estados da Bahia e Ceará, tendo produzido aproximadamente 1,2 milhões de toneladas e 489,3 mil toneladas, respectivamente, no ano de 2014 (AGRIANUAL, 2015). Em Alagoas, a bananicultura constitui-se em uma importante atividade agrícola, pelo papel social que exerce na fixação do homem no campo e na geração de emprego. Em 2014, foram colhidas no estado 48.948 toneladas de banana, numa área de 3.923 ha (AGRIANUAL, 2015).

A baixa produtividade e qualidade da banana no Brasil são, em grande parte, devido a doenças causadas por fatores bióticos. Dentre as principais enfermidades fúngicas que acometem a cultura, pode-se citar a antracnose [*Colletotrichum musae* (Berk. & Curtis) Von Arx.], Mal-do-Panamá [*Fusarium oxysporum* Schlecht.: Fr. f. sp. *cubense* (Sm.) Snyder & Hans.], Sigatoka-Amarela (*Mycosphaerella musicola* Leach ex Mulder) e Sigatoka-Negra (*M. fijiensis* Morelet), Mancha de Cordana [*Cordana musae* (Zimmerm.) Hohnel]; as doenças causadas por bactérias como Murcha-bacteriana [*Ralstonia solanacearum* (Smith) Yabuuchi et al.] e Podridão-mole [*Pectobacterium carotovora* subsp. *carotovora* (Jones) Bergey et al.]; as doenças causadas por vírus como o *Banana streak virus* (BSV) e o *Cucumber mosaic virus* (CMV); e os fitonematoides parasitas das raízes (CARLIER; DE WAELE; ESCALANT, 2003).

Muitos autores constataram que os nematoides podem causar perdas severas à produção de bananas (SARAH, 1989; GOWEN; QUÉNÉHERVÉ; FOGAIN, 2005). Em plantações comerciais, perdas de produção de 10 a 50% foram documentadas (PINOCHET, 1986; DAVIDE, 1996) e, no Brasil, perdas de até 100% (ZEM, 1982a).

Dentre as muitas espécies de fitonematoides que causam problemas à cultura da banana, dá-se maior atenção ao nematoide cavernícola *Radopholus similis* (Cobb, 1893) Thorne, ao nematoide das lesões radiculares *Pratylenchus coffeae* (Zimmerman) Filipjev & Schuurmans Stekhoven, aos nematoides espiralados *Helicotylenchus multicinctus* (Cobb) Golden, e *H. dihystra* (Cobb) Sher, ao nematoide das galhas *Meloidogyne* spp. Goeldi, e ao nematoide reniforme *Rotylenchulus reniformis* Linford & Oliveira. Além destes, existem mais 140 espécies de fitonematoides parasitas associados à *Musa* spp., porém, não são considerados patógenos problemáticos à cultura (GOWEN; QUÉNÉHERVÉ; FOGAIN, 2005).

Segundo Bridge (2000), o controle químico tem sido o método mais utilizado para o manejo dos fitonematoides parasitas da bananeira, porém, já se sabe que a utilização indiscriminada de nematicidas químicos, além de prejudicar a produção, põe em risco a saúde dos aplicadores, dos consumidores, como também pode exercer forte pressão de seleção sobre os organismos presentes no solo.

Contudo, as estratégias de manejo dos fitonematoides com forte prioridade, são aquelas que reduzem os custos, elevam o índice de produção e não afetam o ambiente. As técnicas mais utilizadas são aquelas capazes de reduzir a população dos nematoides e manter saudável a biodiversidade nos diferentes agroecossistemas. Porém, é de essencial importância o conhecimento a respeito das informações básicas para o desenvolvimento dessas estratégias, como a identificação correta das espécies fitoparasitas, sua distribuição no solo, bem como a biologia, ecologia e a interação parasita-hospedeiro, como também as características químicas, físicas e qualitativas do solo e da água (ZASADA; FERRIS; ZHENG, 2002).

Dentre as principais técnicas de manejo, podem-se citar os métodos de controle alternativo com a utilização de matéria orgânica e extratos vegetais com propriedades nematicidas; as práticas culturais com o uso de adubação mineral, inundação do solo, pousio ou rotação de culturas e a biofumigação, além do uso de cultivares resistentes e do controle biológico. Os bionematicidas à base de fungos e de bactérias como *Bacillus subtilis* (Ehrenberg) Cohn têm sido desenvolvidos em todo o mundo e, no Brasil, tais produtos estão sendo comercializados (FERRAZ et al., 2010). Entretanto, não foram encontradas informações na literatura sobre o potencial desses materiais biológicos no tratamento de mudas de bananeira infectadas por fitonematoides.

Outra técnica útil é a solarização, que pode ser economicamente acessível no tratamento de solo em viveiros de mudas (BRIDGE, 1996) e ainda, para o tratamento de material de propagação (MBWANA; SESHU-REDDY, 1995; WANG; HOOKS, 2009). No entanto, não há informações disponíveis na literatura brasileira sobre a aplicação dessa técnica em mudas de bananeira.

Portanto, este trabalho teve como objetivos avaliar técnicas de manejo de fitonematoides em bananeira, por meio do tratamento do material propagativo com um bionematicida comercializado à base de *B. subtilis* (Nemathel[®]) e com a aplicação da técnica de solarização.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Importância socioeconômica da cultura

Como a segunda fruta mais consumida, de forma “*in natura*” no Brasil, e o quarto alimento mais produzido no mundo, a banana possui um grande valor econômico e social, além do seu alto valor nutritivo e medicinal. A fruta é basicamente composta de água e carboidratos, contendo pouca proteína e gordura. Além de rica em sais minerais como sódio, fósforo e especialmente potássio, a fruta contém vitaminas A, B2, B6 e C. Na medicina popular a banana é indicada contra anemias, constipações intestinais, câimbras, depressão, azia, hipertensão entre outras (WHO, 2001). Além disso, a cultura gera renda através da confecção de vários produtos artesanais com as fibras que são derivadas a partir das bainhas foliares extraídas do pseudocaule da planta (SANTOS, 2005).

2.2 Problemas Fitopatológicos

A bananicultura pode ser afetada por diversas doenças, durante todo o ciclo vegetativo e produtivo. Tais doenças podem ser causadas por fungos, bactérias, vírus e nematoides.

2.2.1 Doenças causadas por fungos

Os fungos estão entre os organismos que mais causam danos à cultura, sendo as doenças foliares as que afetam a maior parte da produção, e atuam também nas diversas partes da planta, tais como raiz, pseudocaule e fruto, na pré e pós-colheita. Em alguns casos, esses patógenos são fatores determinantes na produção do fruto (BORGES et al., 2007).

As principais doenças fúngicas na bananeira são a Sigatoka-Amarela, causada por *M. musicola* (*Pseudocercospora musae*), conhecida como cercosporiose que está entre as doenças de maior frequência na cultura (CORDEIRO, 2000; ROSA; MENEZES, 2001). Os sintomas provocados pelo patógeno são caracterizados pelo aparecimento de estrias necróticas de coloração escurecida e halo amarelo, rente às nervuras secundárias das folhas que podem coalescer tornando a área necrosada na margem foliar. Os principais danos induzidos pela doença são a perda precoce das folhas, redução da área fotossintética e queda da produção (BENZEDU; GODINHO, 1986; ALVES, 1999; CORDEIRO; MATOS, 2000; MOREIRA; CORDEIRO; VILARINHOS, 2003; JUNGHANS, 2014).

A redução da área fotossintetizante provoca o conseqüente enfraquecimento da planta, refletindo imediatamente na produção. Com isso, ocorre a diminuição das pencas, além de acelerar a taxa de maturação dos frutos em campo, conduzindo a um amadurecimento prematuro com frutos pequenos, e enfraquecimento do rizoma (FREITAS, 2013).

A Sigatoka-Negra, causada por *M. fijiensis* (*Paracercospora fijiensis*), é também uma das doenças mais graves, podendo causar grandes lesões e morte do tecido foliar em pouco tempo. A infecção tem início nas folhas mais jovens da planta, no lado abaxial. O crescimento das lesões e a disseminação dos esporos são influenciados por fatores ambientais, como umidade, temperatura e vento (STOVER; SIMMONDS, 1987; UCHÔA, 2010).

O Mal-do-Panamá, ou Fusariose, causada por *F. oxysporum* f. sp. *cubense*, é considerada a primeira doença de importância econômica para a cultura, devido ao alto índice nas perdas de produção (FURTADO et al., 2009). O fungo é um patógeno habitante do solo, e está distribuído em regiões tropicais e subtropicais com alta capacidade de sobrevivência na ausência do seu hospedeiro (PITT et al., 1994; CORDEIRO; MATOS; KIMATI; 2005).

A infecção pelo patógeno ocorre sempre via sistema radicular, sendo a entrada principal pelas raízes secundárias, alcançando posteriormente o xilema, onde os conídios serão transportados pelo fluxo da seiva. O patógeno causa, externamente, um amarelecimento foliar progressivo, começando das folhas mais velhas para as folhas mais novas, tendo início nos bordos do limbo foliar e evoluindo no sentido da nervura principal. Posteriormente, as folhas murcham, secam e se quebram próximas ao pseudocaule, como também ocorre o estreitamento do limbo foliar em folhas mais novas, engrossamento das nervuras e necrose do cartucho (FURTADO et al., 2009).

A antracnose, causada por *C. musae* é uma das doenças de grande importância econômica. O patógeno possui ampla distribuição geográfica, causando prejuízos em pós-colheita (BAZIE; AYALEW; WOLDETSADIK, 2014). A doença caracteriza-se pelo aparecimento de lesões escuras e deprimidas e em condições de alta umidade surgem corpos de frutificação. Com o progresso da doença, as lesões aumentam de tamanho, podendo coalescer. Em geral, a polpa da fruta não é afetada, exceto em casos de altas temperaturas ou quando o ponto de maturação é ultrapassado (BONETT et al., 2013).

2.2.2 Doenças causadas por bactérias

As doenças bacterianas aparecem em um grupo menos numeroso e, numa escala de importância apresentam danos de menor valor econômico em relação às doenças fúngicas (ARITUA et al., 2008).

Dentre as principais doenças bacterianas que acometem a cultura, pode-se citar o Moko, causado pela bactéria *R. solanacearum*. A doença afeta plantas jovens e adultas. Nas plantas jovens, uma das três folhas mais novas adquire uma coloração verde-pálida ou amarelada e quebra-se na junção do limbo com o pecíolo. As brotações novas escurecem e atrofiam, podendo apresentar distorções e as folhas afetadas podem amarelecer ou necrosar. A descoloração vascular do pseudocaule se torna mais intensa no centro e menos visível na periferia; os frutos apresentam podridão seca, firme e de coloração parda (EDEN-GREEN, 2006).

A podridão-mole causada pela bactéria *P. carotovora* subsp. *carotovora* inicia-se com o apodrecimento do rizoma e evolui da base para o ápice. Na parte aérea ocorre o amarelecimento e murcha das folhas, podendo ocorrer a quebra da folha no meio do limbo ou junto ao pseudocaule (MACKIE, 2007).

2.2.3 Doenças causadas por vírus

As doenças virais em bananeiras aparecem em um grupo ainda menor, porém são de grande importância para a cultura. Os vírus podem ser transmitidos por insetos vetores, como também a partir da propagação vegetativa, o que pode ocasionar uma ameaça à produção, tanto nas áreas onde os vírus são endêmicos, quanto naquelas livres de vírus, mas que recebem novas mudas (SHARMAN; THOMAS; DIETZGEN, 2000).

Dentre as viroses relatadas no Brasil, destacam-se *Banana streak virus* (BSV) e *Cucumber mosaic virus* (CMV). O BSV pertence ao gênero Badnavirus e pode ser disseminado na natureza pelas cochonilhas *Planococcus citri* Russo e *Saccharicoccus sacchari* Ckll (Homoptera: Pseudococcidae) ou transmitido pelo rizoma da planta. Quando infectadas, as plantas podem apresentar sintomas de estrias foliares, lesões foliares cloróticas, mosaico, má formação dos frutos e diminuição do cacho. Os sintomas de estria e de mosaico ocorrem esporadicamente durante o ano, dificultando a identificação visual (LOCKHART; OLSZEWSKI, 1993).

O CMV pertence ao gênero Cucumovirus, apresenta distribuição cosmopolita e diferentes graus de virulência. As plantas infectadas podem apresentar sintomas de necrose vascular, espessamento da nervura, separação da bainha foliar externa do pseudocaule, clorose, mosaico, nanismo, má formação dos frutos e, às vezes, morte da planta (BRIOSO et al., 2000).

2.2.4 Os fitonematoides parasitas da bananeira

Segundo Dias-Arieira; Molina; Costa (2008), o fitoparasitismo por nematoides na bananeira, em geral, é caracterizado pela infestação simultânea de várias espécies, entretanto, os gêneros que se destacam pelos danos são os endoparasitas *R. similis*, *Pratylenchus* spp., e os ectoparasitas *H. multincinctus* e *H. dihystra*. Porém, é bastante comum encontrar *Meloidogyne* spp. e *R. reniformis* associados, o que compõe uma população mista.

2.2.4.1 O nematoide cavernícola, *Radopholus similis*

O nematoide cavernícola, *R. similis*, é considerado o mais prejudicial à cultura da bananeira. Foi descrito inicialmente por Cobb em 1893, sendo resultado de uma visita realizada pelo pesquisador a Fiji, entre 1890 e 1891. Devido a sua ampla distribuição, está presente na maioria dos países tropicais e subtropicais produtores de banana e é considerado fator limitante à produção em várias partes do mundo, apresentando dispendioso e difícil controle (O'BANNON, 1977; GOWEN, 1979; SARAH; PINOCHET; STANTON, 1996; GOWEN; QUÉNHÉRVÉ; FOGAIN, 2005).

No Brasil, foi relatado pela primeira vez na cidade de Juquiá – SP, em 1959, sendo encontrado em raízes de bananeira 'Nanica' (CARVALHO, 1959). Em seguida, o nematoide foi relatado nos estados da Bahia, Ceará, Espírito Santo, Goiás, Distrito Federal, Maranhão, Mato Grosso do Sul, Paraíba, Pernambuco e Rio de Janeiro (ZEM; LORDELLO, 1983), e mais recente, em Alagoas, ampliando a sua distribuição pelo país (ANDRADE et al., 2009; LIMA et al., 2013).

Pertencente à família Pratylenchidae, o fitonematoide *R. similis* é um endoparasita migrador, onde os juvenis e fêmeas adultas são as formas ativas e móveis que invadem raízes sadias (SARAH; PINOCHET; STANTON, 1996). A designação de nematoide cavernícola, atribuída a essa espécie, é devida aos sintomas causados por este organismo no córtex das raízes e dos rizomas de bananeiras, como também o fato da capacidade de penetrar em qualquer parte da raiz, causando lesões e cavidades de coloração marrom-avermelhadas, que evoluem para necrose, não atingindo o cilindro central da planta (COSTA, 2003). Com isso, as raízes tornam-se necrosadas, sendo reduzida então, sua capacidade de absorção de água e nutrientes, o que leva ao enfraquecimento do sistema de sustentação da planta, favorecendo o tombamento da planta, pela ação do vento ou pelo próprio peso do cacho. O nematoide

cavernícola pode favorecer a entrada de patógenos, como o fungo causador do Mal-do-Panamá, *F. oxysporum* f. sp. *cupense* (DIAS-ARIEIRA; MOLINA; COSTA, 2008).

O nematoide pode penetrar nos rizomas a partir das raízes, cicatrizes das folhas, ao redor das brotações emergentes ou em contato direto com o solo (O'BANNON, 1977). Após a penetração, o fitonematoide migra intracelularmente para o parênquima cortical, seu sítio de alimentação, introduzindo o seu estilete no citoplasma das células parenquimáticas. O processo de alimentação leva à formação de cavidades que, posteriormente, coalescem (MONTEIRO, 2011).

A distribuição em diferentes regiões produtoras ocorre, principalmente, devido à preferência destes organismos por temperaturas entre 24°C e 32°C, pois é uma temperatura ótima para sobrevivência e disseminação. Temperaturas abaixo dos 16°C e acima dos 33°C, são desfavoráveis ao nematoide (SARAH; PINOCHET; STANTON, 1996).

A dispersão de *R. similis* se dá, principalmente, por meio do material de propagação contaminado. Outras formas de disseminação incluem o uso de implementos agrícolas contaminados, o trânsito de agricultores e animais, o escoamento de água de chuva em áreas de encosta e o constante movimento do solo contaminado com água de irrigação (COSTA, 2000).

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

Pertencente à família Pratylenchidae, os organismos do gênero *Pratylenchus* Filipjev são considerados como o segundo grupo mais importante de fitonematoides para a agricultura mundial (BRIDGE; STARR, 2007).

Segundo Sasser; Freckeman (1987), Bridge; Fogain; Speijer (1997), Gowen; Quénehervé; Fogain (2005), o gênero é provavelmente nativo de países do Pacífico, com uma ampla distribuição geográfica. Dentre as muitas espécies deste gênero, aquelas consideradas de maior importância econômica para a cultura são *P. brachyurus* (Godfrey) Filipjev & Schuurmans Stekhoven, *P. coffeae*, *P. penetrans* (Cobb) Filipjev, Schuurmans Stekhoven, *P. scribneri* Steiner in Sherbakoff & Stanley, *P. vulnus* Allen & Jensen e *P. zae* Graham. Segundo Santos (2000), *P. coffeae* é a única espécie do gênero considerada problema para a bananeira no Brasil.

O nematoide *P. coffeae*, é um endoparasita migrador, que se alimenta e se multiplica a partir dos rizomas e das raízes da bananeira, onde todos os estádios de vida de ambos os sexos

invadem e se alimentam do citoplasma das células dos tecidos dos rizomas e das raízes a partir da perfuração e sucção através do estilete (HUSSEY; GRUNDLER, 1998).

Segundo Zem (1982b), os sintomas causados pelo parasitismo de *P. coffeae* às raízes, são lesões necróticas avermelhadas, negras ou púrpuras no córtex das raízes e no rizoma, semelhantes aquelas lesões causadas por *R. similis*, porém com menos extensão. As lesões provocadas por este fitonematoide causam redução do sistema radicular, subdesenvolvimento das plantas, diminuição do peso e porte do cacho, prolongamento no ciclo de produção, desenraizamento, o que por sua vez pode provocar o tombamento ou a morte da planta (GOWEN; QUÉNÉHERVÉ; FOGAIN, 2005).

2.2.4.3 O nematoide das galhas, *Meloidogyne* spp.

De acordo com Sasser; Carter (1985), os nematoides do gênero *Meloidogyne* estão entre os fitopatógenos que mais se dissiparam e que limitam a produtividade agrícola no mundo. Diversas espécies de plantas de climas frios e quentes, que são utilizadas como fonte de alimento no mundo são suscetíveis à infecção por estes nematoides (TAYLOR; SASSER, 1978).

O gênero *Meloidogyne* pertencente à família Meloidogynidae, foi criado por Göeldi (1887), para designar espécimes de nematoides que foram encontrados em raízes de cafeeiros infestados na província do Rio de Janeiro. Devido aos sintomas provocados pelos nematoides nas raízes infectadas, sendo o principal o engrossamento, esses fitoparasitas são denominados de nematoides das galhas (DIAS-ARIEIRA; MOLINA; COSTA, 2008).

Em estudos realizados por Cofcewicz et al. (2004), com o nematoide das galhas nas principais regiões produtoras de banana no Brasil, *M. javanica* (Treub) Chitwood, *M. incognita* (Kofoid & White) Chitwood e *M. arenaria* (Neal) Chitwood foram detectados em 61,7%, 32,2% e 4,3% das amostras analisadas, respectivamente. Das 25 áreas estudadas, 20 apresentaram populações com mais de uma espécie, e as outras cinco, populações puras, com predomínio de *M. javanica* e *M. incognita*.

Os nematoides das galhas são endoparasitas sedentários. A fêmea produz em média 500 ovos numa matriz gelatinosa, que forma uma massa de ovos, que em sua maior parte está fora da raiz. Ainda dentro do ovo, após o desenvolvimento embrionário, o juvenil de primeiro estágio passa pela primeira ecdise, onde dá origem ao juvenil de segundo estágio ou a forma infectante do gênero (WHITEHEAD, 1997).

O nematoide migra para o solo em busca de raízes saudáveis, onde ele possa se alimentar. Após a penetração do tecido, local em que vai estabelecer o seu sítio de alimentação nas células parenquimatosas, o nematoide irá liberar secreções que culminam na hipertrofia e hiperplasia das células, formando então as galhas (TIHOHOD, 2000).

Os danos causados por *Meloidogyne* nos cultivos de banana são diretamente proporcionais ao crescimento da população, onde o aumento ou redução da população dependerão de fatores ambientais, que atuem direta ou indiretamente sobre o nematoide ou sobre o seu hospedeiro, além de outros fatores, como a biologia do próprio nematoide (LIMA, 2003).

Quando a infestação é severa em consequência ao ataque de *Meloidogyne*, ocorre o apodrecimento do sistema radicular, e as plantas deixam de realizar a absorção de água e nutrientes do solo de forma adequada. Esses fatores reduzem o tempo de vida da planta, ocorre um menor crescimento, menor produção e frutos pequenos (COSTA, 2000).

2.2.4.4 O nematoide espiralado, *Helicotylenchus multicinctus*

O gênero *Helicotylenchus*, pertence ao grupo dos nematoides espiralados, da família Hoplolaimidae. Foi descrito em 1893 como *Tylenchulus multicinctus* e transferido para *Helicotylenchus* em 1956. É um nematoide endoparasita, amplamente distribuído em vários plantios de banana do mundo, e considerado o segundo nematoide mais abundante em número sendo precedido por *R. similis* (McSORLEY; PARRADO, 1986).

Juvenis e adultos de ambos os sexos se alimentam do citoplasma do parênquima cortical de raízes e dos rizomas de bananeiras. As lesões causadas por estes fitoparasitas nas raízes são semelhantes a pequenas pontuações ou traços, de cor marrom-avermelhada à preta, localizadas, na maioria das vezes, em raízes mais grossas. Sob um alto índice da infestação, as lesões se tornam coalescidas, causando a morte do tecido na camada externa do córtex (COSTA, 2000).

As raízes que foram lesionadas pelo fitonematoide, podem ser colonizadas por microorganismos causadores de doenças, como *Fusarium*, *Rhizoctonia* ou *Cilindrocarpon*. As raízes absorventes por sua vez, podem exibir deterioração gradativa, o que pode levar à fragilidade e à morte e resultar no tombamento da planta (McSORLEY; PARRADO, 1986).

Em Alagoas, elevadas populações de fitonematoides já foram assinaladas em vários municípios, sendo *Helicotylenchus* o gênero mais frequente nas amostras analisadas (LIMA et al., 2013).

2.2 Técnicas de manejo dos fitonematoides

Segundo Costa (2000), a primeira medida de controle a ser adotada em relação aos fitonematoides da bananeira é evitar a sua introdução na área de cultivo. Portanto, as técnicas de manejo são realizadas no pré-plantio e no plantio. Entretanto, quando eles já se encontram estabelecidos nos cultivos, outras medidas de controle tornam-se indispensáveis como o pousio, e a rotação de culturas com plantas antagônicas, práticas que têm mostrado eficiência na redução de *R. similis*, *Pratylenchus* sp., *M. incognita* e *H. multicinctus*. Além disso, o uso de matéria orgânica e aplicações de nematicidas podem complementar o manejo das nematoses na cultura (COSTA; SANTOS, 2009).

2.3.1 Mudanças certificadas

Durante o período de pré-plantio, torna-se necessário o conhecimento da procedência do material de propagação, tendo em vista a sanidade das mudas. Então, deve-se proceder a amostragem e análise do solo e das raízes das mudas para análise nematológica (BORGES et al., 2004). Costa; Santos (2009) recomendam a utilização de mudas produzidas pela técnica de micropropagação.

2.3.2 Tratamento do material de plantio

O material de propagação deve ser previamente desinfestado antes de ocorrer o plantio em uma área livre de fitonematoides. Contudo, além do material propagativo, as ferramentas utilizadas nos tratos culturais, também podem ser higienizadas com uma solução de formaldeído a 2%, com produtos à base de hipoclorito de sódio ou cálcio, álcool ou amônia quaternária, para que não ocorra a contaminação durante a plantação (BORGES et al., 2004; FERRARI; NOGUEIRA, 2013).

A maioria dos métodos de tratamento em mudas convencionais consiste da combinação dos métodos físico, químico e mecânico. O descorticação visa a eliminação ou redução dos nematoides presentes na muda, mediante a supressão das raízes e dos tecidos

afetados no rizoma, com a ajuda de faca ou facão descontaminado. As mudas descorticadas devem ser acondicionadas de forma que evite a sua re-infestação. A quimioterapia é executada em combinação com o descortiçamento e consiste na imersão das mudas em recipiente contendo produtos de ação nematicida. Recomenda-se a sua imersão durante 15 minutos em calda preparada com 400 ml de Carbofurano 350 SC em 100 litros de água (HENNING, 2005).

A termoterapia pode também ser combinada ao método mecânico, em que, após o descortiçamento dos rizomas, as mudas são submetidas a temperaturas de 65°C, por 5 min. ou 55°C, por 20 min (CASTILLO; VOVLAS, 2007).

2.3.3 Pousio e rotação de culturas

Na renovação de bananais, o pousio completo com a destruição do bananal de forma mecânica ou por herbicidas, além da destruição de toda a vegetação da área, com o objetivo de manter o terreno limpo por um período acima de seis meses, pode ser capaz de reduzir as densidades populacionais dos fitonematoides por períodos de um a dois anos, até que esses níveis atinjam os valores anteriores (BRIDGE; FOGAIN; SPEIJER, 1997; SARAH, 1998; KASAHAIJA; FOGAIN; SPEIJER, 1998; CHABRIER; QUÉNÉHERVÉ, 2003).

A rotação de culturas é a prática mais eficiente no controle de nematoides em sistemas agrícolas (BRIDGE, 1996). Segundo esse autor, a técnica de rotação de culturas deve envolver a utilização de plantas hospedeiras pouco favoráveis, plantas não hospedeiras, plantas tolerantes ou resistentes ao nematoide, além de plantas com ação nematotóxica.

Milne; Keetch (1976) identificaram 44 plantas não hospedeiras a *R. similis*, entre elas, o maracujá, *Passiflora* sp.; abacaxi, *Ananas comosus*(L.) Merr.; batata-doce, *Ipomea batatas* (L.) Lam.; lichia, *Litchi chinensis* Sonn.; macadâmia, *Macadamia intergrifolia* Maiden & Betche; e *Tagetes* spp. Como plantas más hospedeiras, os autores identificaram algodão, *Gossypium hirsutum* L.; girassol, *Helianthus annuus* L.; manga, *Mangifera indica* L. e cana-de-acúcar, *Saccharum officinarum* L, entre outras. Ainda no mesmo estudo, os autores constataram, que o pousio sem eliminação de plantas daninhas da área por um período de aproximadamente quatro meses não reduziu a população de *R. similis*.

2.3.4 Plantas antagonistas e resíduos orgânicos

Visando a necessidade de sistemas de produção mais sustentáveis, ocorreu o surgimento de novas alternativas na agricultura. Tais técnicas são consideradas ecologicamente corretas, sendo evidenciada principalmente a preocupação com a proteção ao meio ambiente e à saúde humana (MIZUBUTI; MAFFIA, 2001).

Os aditivos são principalmente produtos biológicos e resíduos de atividades agrícolas, entre outros, podem ser inclusos as tortas de sementes oleaginosas, resíduos de culturas, compostos de plantas, adubos verdes, resíduos agroindustriais, cinzas, e resíduos animais e humanos (PEREIRA, 2006).

A utilização de plantas antagonistas nas técnicas de rotação ou plantio consorciado mostra-se uma alternativa muito atrativa. Algumas plantas são capazes de fixar nitrogênio da atmosfera e todas fornecem expressivos volumes de matéria orgânica, elevando a atividade de fungos antagonistas e melhorando as características do solo. Algumas substâncias químicas, com efeito nematicida, têm sido isoladas de algumas espécies de plantas antagonistas e produtos naturais à base dessas substâncias já aparecem no mercado. Na bananicultura, o uso de plantas antagonistas tem dado bons resultados (FERRAZ; FREITAS, 1997).

Naganathan et al. (1988) verificaram que populações de *R. similis* e *P. coffeae* foram reduzidas nas raízes de bananeira quando o cultivo foi consorciado, por quatro meses, com *Tagetes* sp., *Crotalaria juncea* L., alfafa (*Medicago sativa* L.) ou coentro (*Coriandrum sativum* L.). Em outro estudo conduzido por Sundararaju; Shathi; Sathiamoorthy (2003), foi possível verificar que houve uma redução de *R. similis* quando *C. juncea* foi consorciada ao plantio de bananeira, elevando, então, o crescimento da parte aérea da planta, produção e o rendimento da cultura. Posteriormente, Chitamba et al. (2013) observaram redução na densidade populacional de *R. similis* com a utilização de *C. juncea* em consórcio com a referida cultura.

Segundo Bridge (1996), para o uso de plantas antagonistas deve-se considerar o potencial efeito danoso que estas plantas podem exercer como plantas daninhas, superando inclusive a ação nematicida. Ainda de acordo com o mesmo autor, o efeito benéfico além da utilização destas plantas como cobertura de solo nas técnicas de rotação, será mais aceitável pelos agricultores, quando as plantas apresentarem algum valor comercial, como é o caso das crotalárias, mostarda (*Brassica* spp.), cravo-de-defunto e aspargo (*Asparagus officinalis* L.), em cultivos nos países indianos.

Contudo, nematicidas biológicos comerciais à base de plantas com efeito antagônico estão sendo utilizados, bem como resíduos, aditivos e adubos orgânicos (PEREIRA, 2006).

Os aditivos e resíduos orgânicos, servem de fonte nutricional para as plantas e promovem a elevação da capacidade de armazenamento de água no solo, além da melhoria do crescimento das plantas e a tolerância aos nematoides. Altos índices de matéria orgânica no solo, também estimulam a atividade microbiana e aumentam a presença e atividade de micro-organismos que beneficiam o solo. Além disso, a decomposição dos resíduos resulta na acumulação de compostos específicos que possuem ação nematicida (BRIDGE, 1996).

Pesquisas realizadas utilizando produtos biológicos à base de plantas e adubos orgânicos compostos de folhas, caules e sementes de mamona (*Ricinus communis* L.), tiveram um efeito redutor, controlando populações de *M. javanica*, *H. multicinctus* e *R. similis*. Além de controlar os fitonematoides, a mamona elevou significativamente o crescimento da parte aérea da bananeira (FERJI; FADILI; DE WAELE, 2004).

Em estudo realizado em campo por Jonathan; Gajerdran; Manuel (2000), utilizando 1,5 t/ha de torta de nim (*Azadirachta indica* A. Juss) ou 15 t/ha de resíduo agroindustrial da fabricação de açúcar verificou-se redução da população de *M. incognita* e *H. multicinctus*. Resultados semelhantes foram obtidos por Sundararaju; Shathi; Sathiamoorthy (2003) que constataram redução nas populações de *P. coffeae*, *M. incognita* e *H. multicinctus* com o uso de torta de nim misturado com lodo de destilaria industrial.

A manipueira, resíduo líquido do processamento das raízes da mandioca para a fabricação de farinha, tem sido utilizada no Brasil como técnica de controle de algumas espécies de *Meloidogyne* spp. em várias culturas (PONTE; TORRES; FRANCO, 1979; SENA; PONTE, 1982; DAMASCENO et al., 2008; NASU et al., 2010; BALDIN et al., 2012), incluindo a bananeira (SANTOS et al., 2015).

2.3.5 Controle Biológico

De acordo com Fernández et al. (2003), o controle biológico atua como opção ecológica em relação aos métodos de controle. A definição desta técnica se dá com o controle de um micro-organismo através da ação direta de outro micro-organismo, denominado, então, antagonista, que atua por meio de antibiose, parasitismo, competição, predação ou hipovirulência (COOK; BAKER, 1983).

Freitas et al. (2006) relataram que a bactéria *Pasteuria penetrans* (Thorne) Sayre & Starr, o fungo *Pochonia chlamydosporia* Zare & Gams e a rizobactéria *B. subtilis* são agentes

de controle biológico promissores na redução de fitonematoides, devido à sobrevivência prolongada de seus esporos no solo, não sendo prejudicial ao homem ou a outros animais, e o possível uso em conjunto com outras técnicas de manejo.

Segundo Bridge (1996), os organismos de controle biológico podem ser adicionados artificialmente ao solo, como também, podem ocorrer naturalmente por meio da introdução de materiais orgânicos, uma vez que os sistemas tradicionais já apresentam uma diversidade própria de micro-organismos no solo.

As Rizobactérias Promotoras de Crescimento de Plantas (PGPR), são colonizadoras agressivas das raízes, podem melhorar o crescimento de plantas, atuando como agentes antagonistas de micro-organismos fitopatogênicos, sobretudo de nematoides (STAFFORD et al., 2005).

Uma das principais vantagens de se trabalhar com rizobactérias está na abundância da ocorrência delas no solo, além da facilidade de produção massal e preparo de formulações comerciais. As rizobactérias têm vantagens sobre os fungos, pois a rizosfera das plantas onde elas se desenvolvem, constitui um meio estável, com uma fonte ilimitada e contínua de nutrientes produzidos por exsudatos radiculares (SCHÖNBECK et al, 1988 *apud* COIMBRA; CAMPOS; SOUZA, 2005)

Segundo Ferraz et al. (2010), as PGPR elevam a disponibilidade de nutrientes para a planta e podem produzir combinações e concentrações de substâncias promotoras de crescimento, porém, o maior efeito das rizobactérias é o de inibir patógenos de plantas. Os autores sugerem que as rizobactérias podem agir de forma direta, afetando a eclosão ou a mobilidade dos juvenis e tendo seus antibióticos e toxinas absorvidos pelos ovos dos nematoides, ou de forma indireta, alterando os exsudatos das raízes ou induzindo a resistência sistêmica.

Como exemplo do efeito inibidor das rizobactérias frente aos fitonematoides em produções agrícolas, podem-se citar experimentos mostrando o aumento de até 48% na produção de cenoura (*Daucus carota*L.), 37% na produção e nodulação de amendoim (*Arachis hypogaea* L.), ambos com a inoculação de *B. subtilis*, e de 33% na produção de ervilha (*Pisum sativum* L.) com a introdução de *Pseudomonas* sp. (MELO, 1998).

Em experimento realizado em casa de vegetação por Araújo; Silva; Araújo, (2002), utilizando solo infestado com ovos de *Heterodera glycines* Ichinohe, observou-se uma redução no número de fêmeas nas raízes de soja quando o solo ou sementes foram tratados previamente com uma suspensão contendo *B. subtilis*.

Ferraz et al. (2010) enfatizam que, a utilização de rizobactérias em pesquisas agrícolas têm sido intensificadas, devido à procura de alternativas de controle de fitopatógenos, além da intenção de substituição de produtos químicos, que geram problemas de contaminação ao meio ambiente, além de afetar os seres vivos.

2.3.6 Solarização

Outra técnica empregada no controle de fitonematoides é a solarização do solo (KATAN, 1981) que atua reduzindo as populações de nematoides por meio da energia solar através do aumento da temperatura. A solarização tem sido utilizada para o controle de nematoides em vários países, principalmente em locais com verões quentes e com alta intensidade luminosa, por exemplo, na Índia. O Brasil, por ser um país tropical, apresenta condições favoráveis à essa prática na maioria das regiões; ainda assim, é uma técnica pouco utilizada pelos agricultores (AMBRÓSIO et al., 2008).

A tecnologia consiste em cobrir o solo, manualmente ou com a utilização de máquinas, com um filme plástico transparente, preferencialmente durante períodos de maior incidência solar. O primeiro passo para a implementação da solarização é o preparo do solo, por meio da aração, gradagem e eliminação de objetos pontiagudos, que podem danificar o plástico. Além disso, o solo deve estar úmido antes da colocação do plástico, com o objetivo de estimular a germinação e atividade metabólica dos organismos infestantes, tornando-os mais suscetíveis aos efeitos da solarização, além de aumentar a condutividade do calor (FERRAZ et al., 2010).

A temperatura letal para o controle de fitonematoides gira em torno de 45°C. Solarização por quatro a seis semanas eleva a temperatura do solo para 36-50°C, dependendo do tipo de solo (FERRAZ et al., 2010). A solarização altera a composição da microbiota no solo, selecionando organismos antagonistas e com maior capacidade de colonização das raízes e pode resultar no aumento do crescimento de plantas e indução de supressividade de patógenos (GREENBERGER; YOGEV; KATAN, 1989).

A solarização também pode ser utilizada para o tratamento de material de propagação. Mbwana; Seshu-Reddy (1995) em Nairobi, Kenya, empregando uma caixa solarizadora, constataram redução da população de *P. goodeyi* Sher & Allen em mudas de bananeira cv. Nyoya, enquanto Wang; Hooks (2009) no Havaí indicaram o uso da técnica de

solarização em mudas de bananeira cv. Keiki, utilizando plástico transparente para envolver as mudas e submetendo-as à luz solar direta para eliminar fitonematoides.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Experimento I:

Efeito do bionematicida Nemathel[®] sobre mudas de bananeira infectadas por fitonematoides

O trabalho foi conduzido em casa de vegetação, localizada no Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Alagoas - CECA/UFAL (09°28'02"S; 35°49'43" W: 127 m), em Rio Largo, AL, no período de julho a novembro de 2014. Foram utilizadas mudas do tipo chifre de bananeira cv. Comprida, provenientes de área infestada por fitonematoides, do município de Japaratinga, AL (09° 05' 16"S; 35° 15' 33" W: 12 m).

Antes da aplicação dos tratamentos foi estimada a população inicial (P_i) de nematoides por muda, a partir de amostras de rizoma (10 g), por meio do método de Coolen; D'Herde (1972).

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com sete tratamentos, constituídos por doses do bionematicida Nemathel[®] (50, 100, 150, 200 e 250 mL/10 L de água), fornecido pela Empresa Caxiense de Controle Biológico Ltda – ECCB, além de água (testemunha negativa) e o nematicida Carbofurano (Furadan[®] 350 SC) a 400 mL do produto comercial/100 L de água (testemunha positiva), em cinco repetições, sendo cada uma, constituída por uma muda, as quais foram imersas por um período de 30 minutos em cada tratamento, sendo posteriormente plantadas em vasos com capacidade para oito litros, contendo solo esterilizado em estufa (100°C/24 h).

A avaliação foi realizada quatro meses após a aplicação dos tratamentos, observando-se o percentual de brotação das mudas e a população de nematoides no solo, rizoma e raízes. Os nematoides foram extraídos de 100 cm³ de solo e 10 g de cada tecido vegetal (raízes e rizoma) por meio dos métodos de Jenkins (1964) e Coolen; D'Herde (1972) respectivamente.

Após a extração, os nematoides foram mortos e fixados em formaldeído a 4% aquecido. A estimativa populacional dos nematoides foi feita em lâmina de Peters, em microscópio de objetiva invertida, de acordo com as chaves taxonômicas de Mai; Mullin (1996) e Mekete et al. (2012). O cálculo do fator de reprodução (FR) dos nematoides [FR = população final (raiz+rizoma+solo)/população inicial], nos diferentes tratamentos foi efetuado conforme Oostenbrink (1966).

Para análise estatística, os dados foram transformados em $\log(x+1)$, submetidos à análise de variância e, para comparar os dados das testemunhas com as doses do bionematicida empregou-se o teste de comparação de médias de Scott-Knott a 5% de probabilidade, utilizando o software SAEG versão 5.0. Foram também realizadas análises de regressão da população dos nematoides em solo, raízes, rizoma, população final e o fator de reprodução como variáveis dependentes das doses do bionematicida. O modelo de regressão foi selecionado de acordo com a significância dos coeficientes da regressão e os valores dos coeficientes de determinação (R^2), utilizando o mesmo programa estatístico.

3.2 Experimento II:

Efeito da solarização sobre mudas de bananeira infectadas por *Pratylenchus coffeae*

O ensaio foi implantado em 22 de dezembro de 2014, em área a céu aberto, ao lado da Estação Meteorológica do CECA/UFAL, obtendo-se os dados da temperatura do ar. As medições automática e contínua da temperatura dos rizomas foram obtidas com o sensor PROB-107 (Figura 1) e registrados a cada 10 minutos, no período de 8:30 às 16:30 h.

Figura 1. Sensor PROB-107, utilizado para medir a temperatura dos rizomas, 2014.



Fonte: Autor, 2014

O material de plantio foi constituído de mudas do tipo chifre de bananeira cv. Comprida, provenientes de área infestada por fitonematoides, do município de Japaratina, AL. Antes da aplicação dos tratamentos foram coletadas amostras dos rizomas de cada planta para determinação da Pi dos nematoides, conforme citado no experimento I.

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com quatro tratamentos e cinco repetições. Os tratamentos foram constituídos de número de horas de solarização: 0, 2,

6, 8 horas, com os rizomas individualmente envoltos em uma camada dupla de plástico transparente (Figura 2), cada unidade com 14 μm de espessura. Posteriormente, as mudas foram plantadas em vasos com capacidade para oito litros, contendo solo esterilizado e, mantidas em casa de vegetação.

Figura 2. Tratamento térmico das mudas de bananeira a céu aberto, 2014.



Fonte: Autor, 2014

A avaliação foi realizada três meses após a aplicação dos tratamentos, observando-se o percentual de brotação das mudas e a população de nematoides no solo, rizoma e raízes. Os nematoides foram extraídos de 100 cm^3 de solo e 10 g de cada tecido vegetal (raízes e rizoma) empregando os métodos citados no experimento anterior.

Após a extração, os nematoides foram mortos e fixados em solução de formaldeído a 4% aquecido. A estimativa populacional dos nematoides foi feita com base em uma contagem de 1 ml em lâmina de Peters, em microscópio de objetiva invertida. Para a confirmação da espécie de *Pratylenchus* empregou-se a chave de identificação de Gonzaga; Santos; Soares (2012). O cálculo do fator de reprodução foi efetuado conforme o experimento anterior.

Para análise estatística os dados obtidos foram transformados em $\sqrt{x+1}$. Por meio do programa SAEG, foram realizadas análises de variância e de regressão da população dos nematoides, em solo, rizoma, raízes, população final e fator de reprodução, como variáveis dependentes do número de horas de solarização.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Experimento I:

Efeito do bionematicida Nemathel[®] sobre mudas de bananeira infectadas por fitonematoides

A avaliação da população inicial (Pi) de nematoides nos rizomas mostrou a presença de uma população mista constituída por *R. similis*, *Meloidogyne* spp., *Pratylenchus* spp. E *Helicotylenchus* spp., com predomínio do último gênero e uma densidade populacional média dos tratamentos de 826,5 a 1630,62 espécimes/10 g de tecido. Não houve diferença estatística na avaliação da Pi demonstrando a uniformidade dos nematoides nas mudas de bananeira (Tabela 1). A porcentagem de brotação das mudas foi de 100%.

Em todos os tratamentos com o bionematicida, houve redução das populações finais de nematoides quando comparadas à testemunha negativa, destacando-se aqueles em que foram aplicadas as doses de 200 e de 250 mL do produto/10 L de água, nos quais foram observadas as menores densidades populacionais, com $FR < 1$ e que se igualaram estatisticamente ao nematicida Carbofurano (Tabela 1). Verificou-se, também, significância na análise de regressão efetuada com o modelo linear para as variáveis avaliadas, exceto para a população dos nematoides no solo (Figura 3).

Os resultados obtidos no presente trabalho são concordantes com aqueles obtidos por outros autores (ARAÚJO; MARCHESI, 2009; CARDOZO; ARAÚJO, 2011; FERNANDES et al., 2014; LUDWIG; MOURA; GOMES, 2013; MUTUA et al., 2011; que demonstraram o potencial de *B. subtilis* para reduzir populações de nematoides, principalmente espécies de *Meloidogyne*, em várias culturas, quando aplicado ao solo ou em microbiolização de sementes.

Segundo os autores que tentam explicar a redução da população de fitonematoides pela utilização de rizobactérias, há evidências de que estas possam atuar por mecanismos de ação, tais como, inibição da eclosão, aumento da imobilidade e mortalidade de juvenis de segundo estágio (J2) em *Meloidogyne* spp., envolvendo diferentes culturas (ARAÚJO; MARCHESI, 2009; SOUZA JÚNIOR et al., 2010; RIBEIRO et al., 2012). Araújo; Silva; Araújo (2002) trabalhando com o patossistema *H. glycines* - soja constataram que a utilização de *B. subtilis* interfere na produção de exsudatos radiculares, que servem como orientação para os J2 do nematoide.

Na cultura da bananeira, Guimarães (2011) comprovou a redução das populações de *Meloidogyne* spp., *H. multicinctus*, *R. similis* e *P. coffeae* por micro-organismos antagonistas, incluindo *B. subtilis*, aplicado ao solo, em áreas de cultivo comercial. Lopes (2011) verificou redução na reprodução de *M. javanica* em mudas micropropagadas quando imersas em suspensões de células de rizobactérias, dentre as quais *B. subtilis* e posteriormente inoculadas com uma suspensão de ovos do nematoide. Ribeiro et al. (2012) também constataram a eficiência de *B. subtilis* em mudas de bananeira micropropagadas, inoculadas com uma suspensão de juvenis de segundo estágio de *M. javanica*. Todavia, não se encontrou, na literatura científica, a utilização de *B. subtilis* no tratamento de mudas convencionais naturalmente infectadas por nematoides, o que amplia as opções de manejo desses fitopatógenos na cultura da bananeira.

Tabela 1. População inicial (Pi) em 10 g de rizoma; densidades populacionais em 10 g de rizoma ou raízes e 100 cm³ de solo, população final (Pf) e fator de reprodução (Pf/Pi) de nematoides, quatro meses após a imersão de mudas de bananeira em diferentes doses do bionematicida Nemathel[®]. Rio Largo – AL, 2014.

Tratamento	População Inicial	Densidade Populacional			Densidade Populacional Total	Fator de Reprodução (Pf/Pi)
		Rizoma	Raiz	Solo		
Água	1005,28 a	85839,98 a	91013,33 a	21,30 a	176874,60 a	207,74 a
50 mL	826,56 a	7999,98 b	7959,98 b	38,62 a	15331,98 b	31,23 b
100 mL	1630,62 a	5786,64 b	6786,64 b	14,62 a	12587,96 b	36,68 b
150 mL	1382,66 a	5679,98 b	8559,94 b	21,30 a	14261,30 b	37,08 b
200 mL	887,96 a	26,02 c	70,62 c	18,64 a	115,38 c	0,46 c
250 mL	1313,30 a	23,90 c	17,64 d	33,32 a	74,90 c	0,11 c
Nematicida	1315,96 a	1,10 d	0,56 e	17,32 a	19,04 d	0,03 c
QMR	0,0814 ^{NS}	0,0383**	0,0298**	0,1558 ^{NS}	0,0318**	0,0580**
GLR	28	28	28	28	28	28
Média	1194,62	15051,08	16344,10	23,59	31323,59	44,76
CV (%)	9,5	7,1	6,1	31,7	5,5	24,5

Médias de cinco repetições.

Valores seguidos da mesma letra, na coluna, não diferem entre si, pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade.

Análise de variância executada com os dados transformados para log (x+1).

C.V. = Coeficiente de variação.

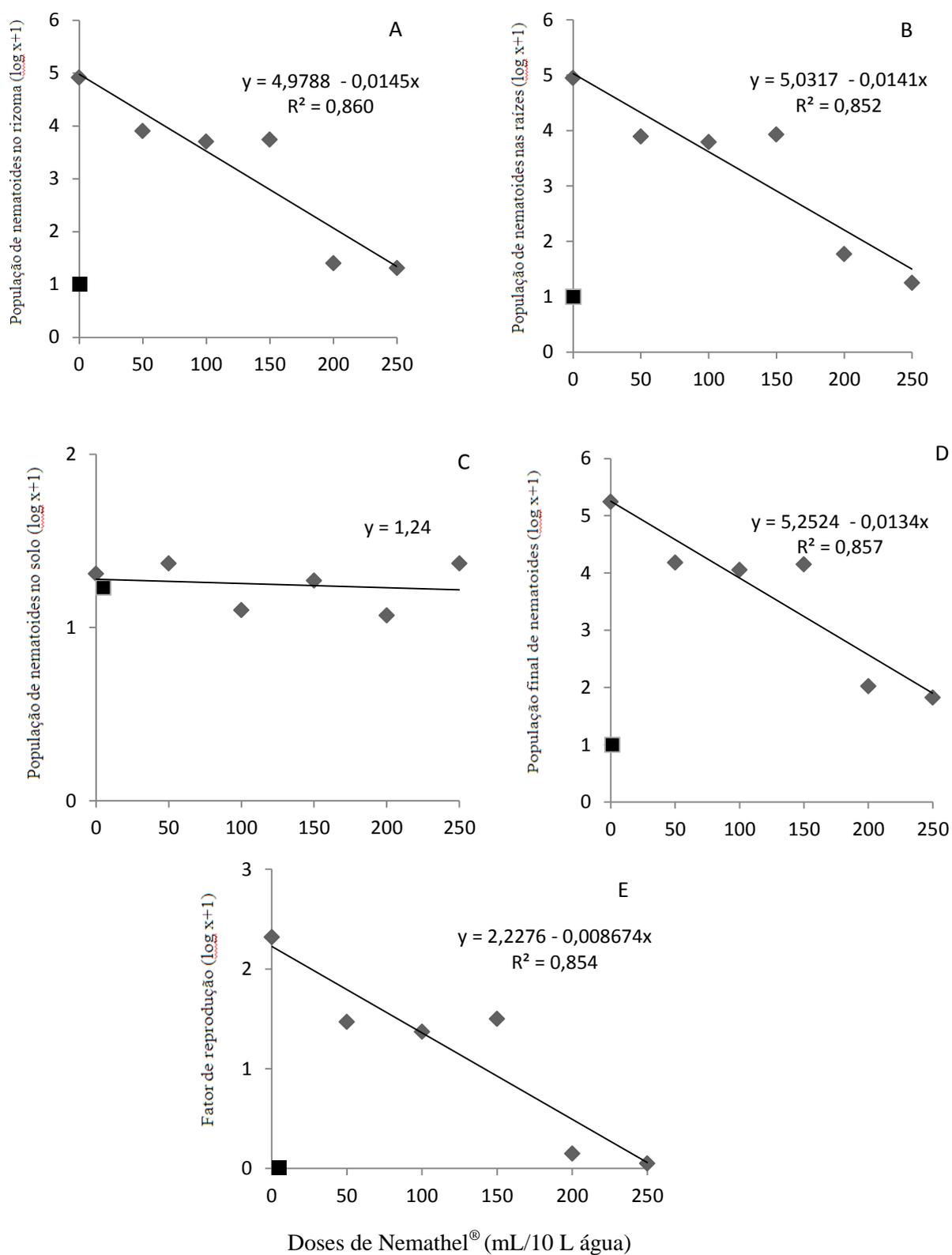
GLR = Grau de Liberdade do Resíduo

QMR = Quadrado Médio do Resíduo

NS = Não significativo até 5% de probabilidade

** = Significativo até 1% de probabilidade

Figura 3. Populações de nematoides ($\log x+1$) em resposta ao tratamento de mudas de bananeira com diferentes doses do bionemático Nematel® comparados com o nematicida químico (■). A) Rizoma; B) Raízes; C) Solo; D) População final; E) Fator de reprodução.

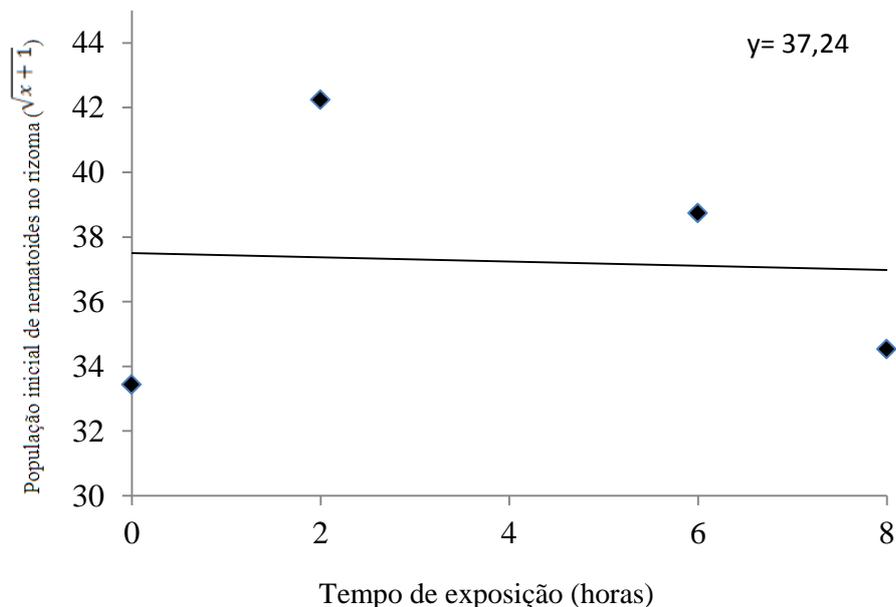


Experimento II:

Efeito da solarização sobre mudas de bananeira infectadas por *Pratylenchus coffeae*

A avaliação da Pi de nematoides nos rizomas de bananeira mostrou a presença de *P. coffeae* com médias que variaram de 1.264 a 1.925 espécimes/10 g de tecido. Não se obteve equação significativa para a Pi do nematoide, o que demonstra a uniformidade da população nas mudas de bananeira (Figura 4). Todas as mudas se desenvolveram, porém foi visível o atraso na brotação em função do tratamento térmico.

Figura 4. População inicial de *Pratylenchus coffeae* em rizomas de bananeira nos diferentes períodos de exposição das mudas à solarização.



A solarização promoveu uma elevação da temperatura dos rizomas, atingindo até 54,7 °C, registrada às 15:00 h., enquanto a temperatura ambiente nesse mesmo horário foi de 30,2 °C, conforme o modelo de regressão com efeito cúbico (Figura 5). De acordo com Ferraz; Brown (2002), temperatura próxima a 50 °C é letal a fitonematoides.

Verificou-se, significância na análise de regressão efetuada com o modelo raiz quadrática para a população dos nematoides no rizoma, raiz, solo e população final (Pf). No tempo de exposição de duas horas observou-se um ligeiro aumento na população do nematoide (Figuras 6 - 9). Observa-se na Figura 5 que a temperatura máxima alcançada nos rizomas no referido período do tratamento térmico foi de 36,5°C. *Pratylenchus coffeae* apresenta capacidade para sobreviver em uma ampla faixa de temperatura, embora se considere que o valor ótimo para o seu desenvolvimento seja de 25-30 °C (ACOSTA;

MALEK, 1979; TUYET et al., 2013). Para FR obteve-se significância para o modelo linear (Figura 10) em função dos diferentes períodos de tempo de exposição dos rizomas ao tratamento térmico.

Figura 5. Temperaturas (°C): A. Nos rizomas, registradas com o sensor PROB-107; B. No ar, registrada pela Estação Meteorológica do CECA/UFAL durante o período do tratamento térmico. As setas indicam as temperaturas máximas.

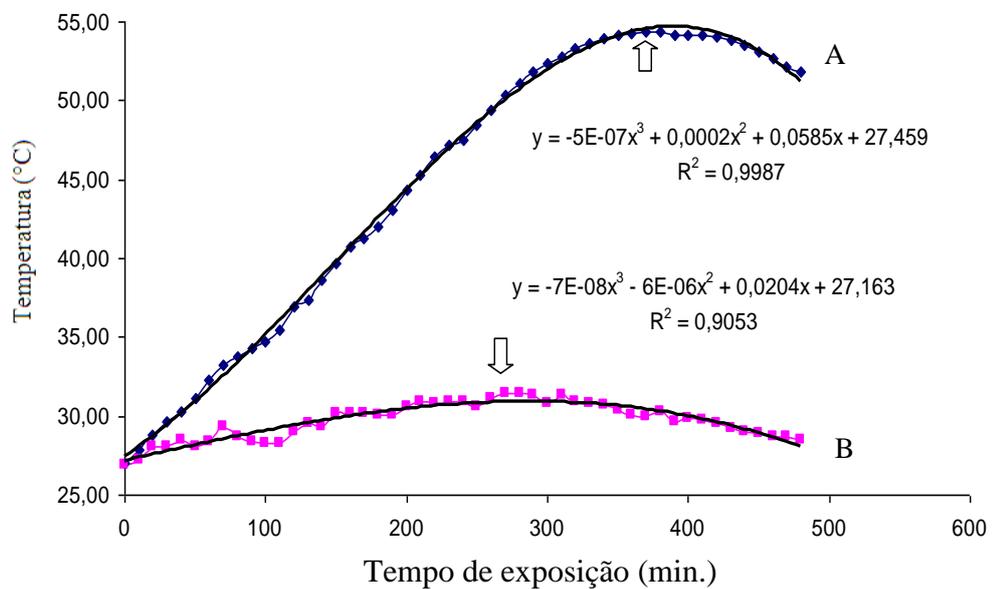


Figura 6. População de *Pratylenchus coffeae* nos rizomas em resposta a diferentes períodos de exposição das mudas à solarização.

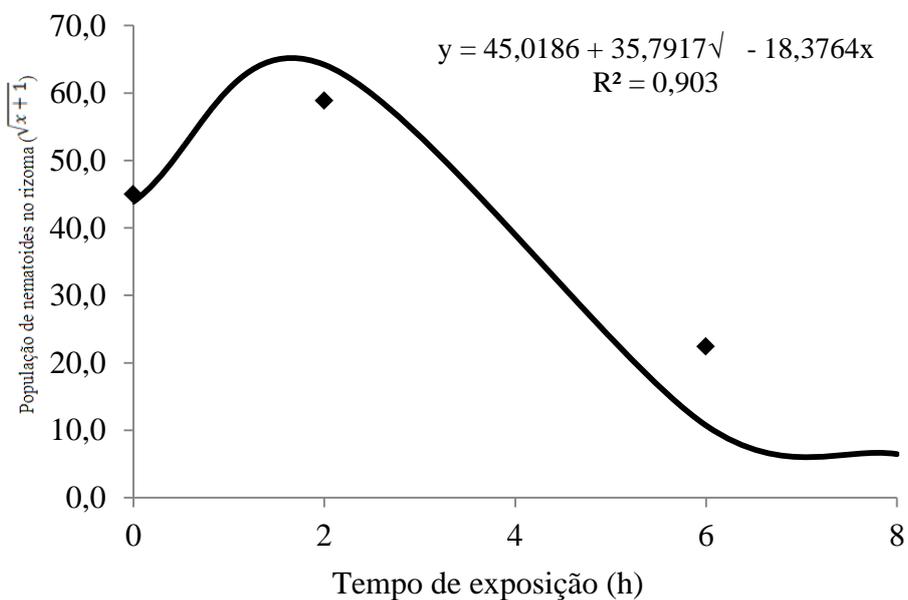


Figura 7. População de *Pratylenchus coffeae* nas raízes em resposta a diferentes períodos de exposição das mudas à solarização.

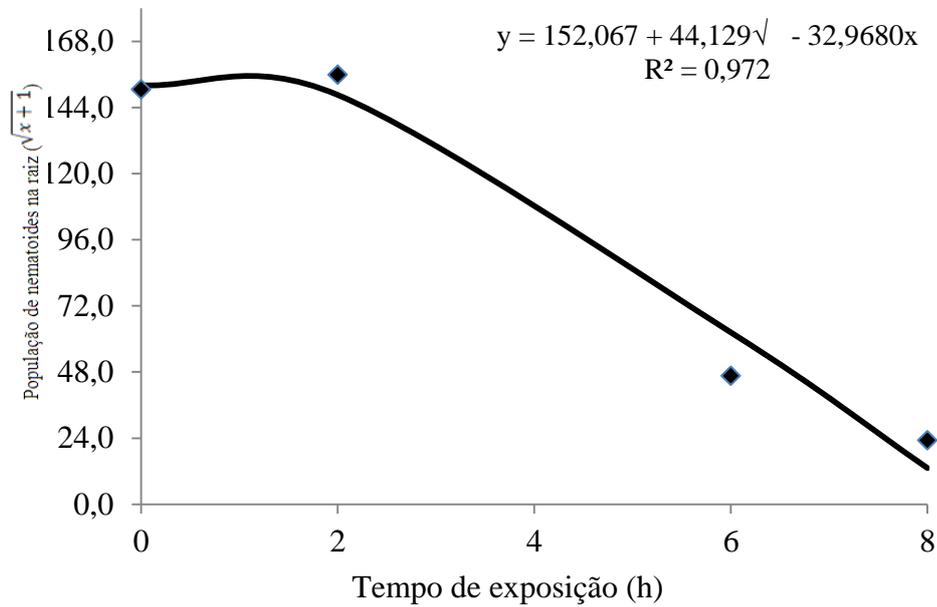


Figura 8. População de *Pratylenchus coffeae* no solo em resposta a diferentes períodos de exposição das mudas à solarização.

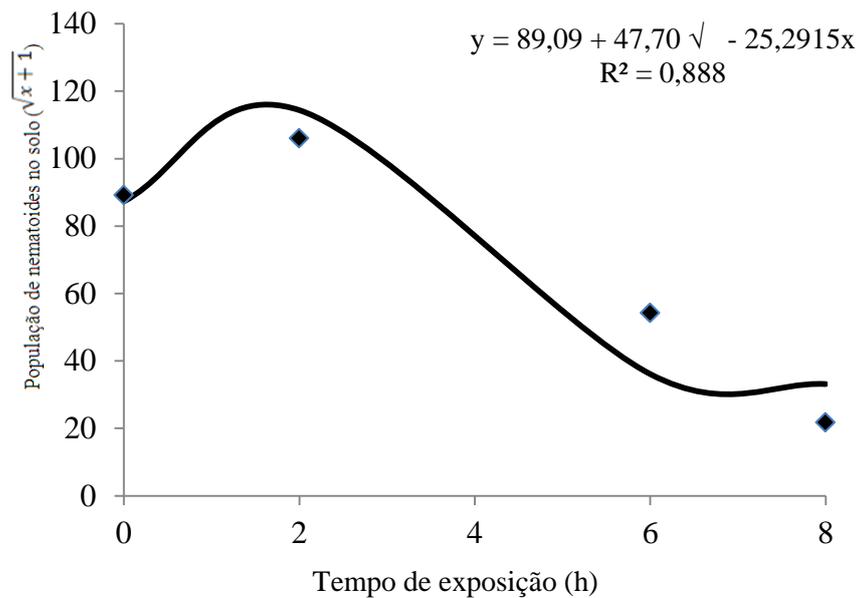


Figura 9. População final (rizoma+raízes+solo) de *Pratylenchus coffeae* em resposta a diferentes períodos de exposição das mudas de bananeira à solarização.

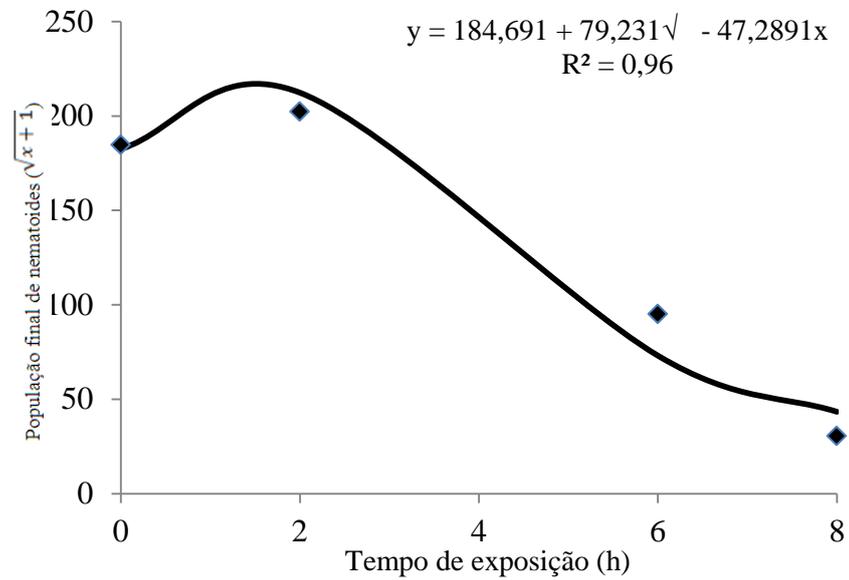
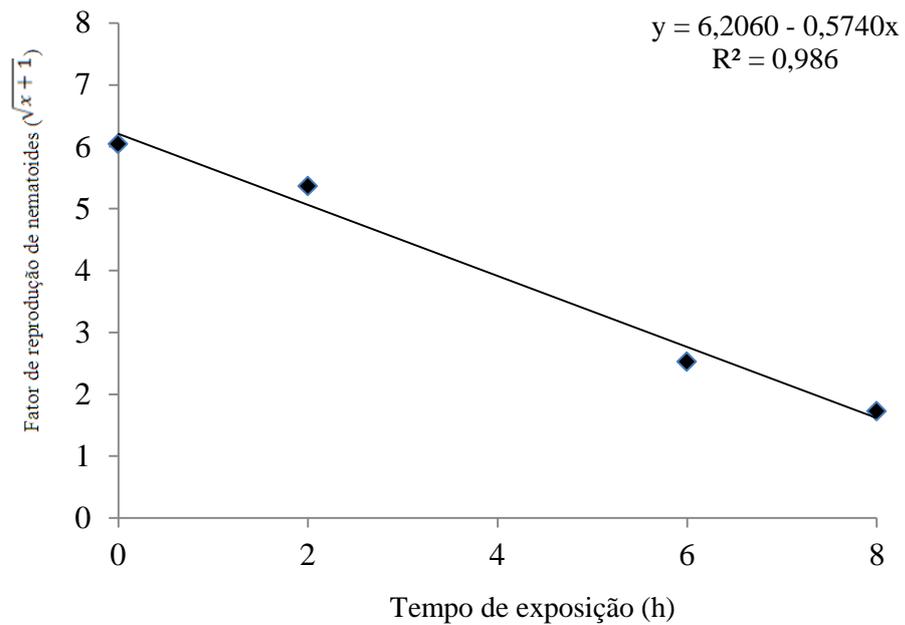


Figura 10. Fator de reprodução (Pf/Pi) de *Pratylenchus coffeae* em resposta a diferentes períodos de exposição das mudas à solarização.



Nos escassos trabalhos publicados em outros países envolvendo o uso da solarização em mudas descorticadas de bananeira infectadas por fitonematoides, empregaram-se uma caixa solarizadora construída com madeira e vidro que após atingir internamente 65°C foi usada para tratar as mudas por pelo menos 20 minutos, resultando na redução da população de *P. goodeyi* nas raízes das plantas, quando avaliadas aos 300, 450 e 650 dias após o plantio (MBWANA; SESHU-REDDY, 1995), enquanto Wang; Hooks (2009) apenas recomendam a utilização de uma camada de plástico transparente para envolver individualmente as mudas, mas não informaram o intervalo de tempo requerido para o tratamento. Outras informações tais como, os dados da população inicial de nematoides, a temperatura interna dos rizomas, a densidade populacional nesses órgãos e no solo não foram mencionados nos referidos trabalhos, impossibilitando uma análise comparativa com os resultados ora apresentados. Além disso, empregaram-se outras cultivares de bananeira e outra espécie de nematoide.

No presente trabalho utilizou-se o sistema de camada dupla de plástico visando uma maior eficiência da técnica de solarização. Outros autores constataram elevação da temperatura do solo utilizando o mesmo sistema (RAYMUNDO; ALCAZAR; SALAS, 1986; STAPLETON et al., 1999).

No Brasil, a solarização do solo para o controle de fitonematoides vem sendo testada em sacos plásticos (SANTOS; CARVALHO; SILVA, 2006) e em coletor solar (GHINE et al., 1998), no caso de pequenos volumes de solo para emprego na produção de mudas; sob cultivo protegido (SILVA; SHARMA; JUNQUEIRA; OLIVEIRA, 2006) e em campo (LEFÈVRE; SOUZA, 1993). Entretanto, não foram encontrados dados publicados sobre o uso da referida técnica em material de propagação.

Os resultados obtidos no presente trabalho evidenciam a eficiência da solarização no tratamento de mudas de bananeira infectadas por fitonematoides. Entretanto, testes em campo são necessários para confirmar a viabilidade da técnica e o aproveitamento dessas mudas pelos produtores.

5 CONCLUSÕES

Nemathel® (*Bacillus subtilis*) nas doses de 200 e de 250 mL/10 L de água, via tratamento de mudas, reduz a reprodução de fitonematoides em bananeira, com FR < 1, equiparando-se à eficiência de controle com o nematicida Carbofurano.

A solarização reduz o inóculo inicial de *P. coffeae* em mudas do tipo chifre de bananeira cultivar Comprida, após 6 ou 8 horas de exposição do material de propagação ao tratamento.

6 REFERÊNCIAS

- ACOSTA, N.; MALEK, R. B. Influence of temperature on population development of eight species of *Pratylenchus* on soybean. **Journal of Nematology**, v. 11, n. 3, p. 229-232, 1979.
- AGRIANUAL. **Anuário da Agricultura Brasileira**. São Paulo: Editora FNP Consultoria & Agroinformativos, 2015.
- ALVES, E. J. **A cultura da banana: aspectos técnicos, socioeconômicos e agroindustriais**. 2ª ed. Brasília: Embrapa-SPI/Cruz das Almas: Embrapa-CNPMF, 1999. 585p.
- AMBRÓSIO, M. M. Q. et al. Controle de fitopatógenos do solo com materiais vegetais associados à solarização. **Summa Phytopathologica**, v.34, n.4, p.354-358, 2008.
- ANDRADE, F. W. R. et al. Ocorrência de doenças em bananeiras no Estado de Alagoas. **Summa Phytopathologica**, v.35, n.4, p. 305-309, 2009.
- ARAÚJO, F. F.; MARCHESI, G. V. P. Uso de *Bacillus subtilis* no controle da meloidoginose e na promoção de crescimento do tomateiro. **Ciência Rural**, v. 39, n. 5, p. 1558-1561, 2009.
- ARAÚJO, F. F.; SILVA, J. F. V.; ARAÚJO, A. S. F. Influência de *Bacillus subtilis* na eclosão, orientação e infecção de *Heterodera glycines* em soja. **Ciência Rural**, v.32, n. 4 p.197-203, 2002.
- ARITUA, V. et al. Characterization of the *Xanthomonas* sp. causing wilt of enset and banana and its proposed reclassification as a strain of *X. vasicola*. **Plant Pathology**, v. 57, n. 2, p. 170-177, 2008.
- BALDIN, E. L. L. et al. Uso de extratos vegetais, manipueira e nematicida no controle do nematóide das galhas. **Summa Phytopathologica**, v. 38, n. 1, p. 36-41, 2012.
- BAZIE, S.; AYALEW, A.; WOLDETSADIK, K. Antifungal activity of some plant extracts against (*Colletotrichum musae*), the cause of postharvest banana anthracnose. **Journal of Plant Pathology & Microbiology**, v. 5, n. 2, p. 58-62, 2014.
- BENDEZU, J. M.; GODINHO, F. P. A. Sigatoka-amarela. **Informe Agropecuário**, v. 12, p. 39-44, 1986.

BONETT, L. P. et al. Antagonismo in vitro de *Trichoderma* spp. contra o agente causal da antracnose. **Revista de Saúde e Biologia**, v. 8, n. 1, p. 27-35, 2013.

BORGES, A. L. et al. **O cultivo da bananeira**. Cruz das Almas: EMBRAPA Mandioca e Fruticultura, 2004. p. 191.

BORGES, A. J. S. et al. Redução do mal-do-Panamá em bananeira-maçã por inoculação de fungo micorrízico arbuscular. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 42, n. 01, p. 35-41, 2007.

BRIDGE, J. 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. Nematode management in sustentable and subsistence agriculture. **Annual Review Phytopathology**, v 34, p.201-221, 1996.

BRIDGE, J.; FOGAIN, R.; SPEIJER, P. The root lesion nematodes of banana: *Pratylenchus coffeae* (Zimmermann, 1898) Filip. & Schu. Stek., 1941 and *Pratylenchus goodeyi* Sher & Allen, 1953. **Musa PestFactSheet**, n.2. 4p., 1997.

Disponível em:

<<http://bananas.bioversityinternational.org/files/files/pdf/publications/pest2.pdf>>.

Acesso em: 01 abr. 2015.

BRIDGE, J.; STARR, J. L. Tree, plantations, and cash crops. In: BRIDGE, J.; STARR, J. L. **Plant nematodes of agricultural importance**. Boston: Academic Press, 2007. p. 97-134.

BRIOSO, P. S. T. et al. Infecção mista em bananeiras pelos vírus do mosaico do pepino (“*Cucumber mosaic virus*” – CMV) e da risca da bananeira (“*Banana streak virus*” – BSV) no Brasil. **Summa Phytopathologica**, Jaboticabal, v.26, n.2, p.257-259, 2000.

CARDOZO, B. B.; ARAÚJO, F. F. Multiplicação de *Bacillus subtilis* em vinhaça e viabilidade no controle da meloidoginose, em cana-de-açúcar. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 15, n. 12, p. 1283-1288, 2011.

CARLIER, J.; DeWAELE, D.; ESCALANT, J. V. Global evaluation of *Musa* germplasm for resistance to *Fusarium* wilt, *Mycosphaerella* leaf spot diseases and nematodes. Performance evaluation. In: VÉZINA, A.; PICQ, C. (Eds). **INIBAP Technical Guidelines 7**. Montpellier:INIBAP, 2003. 57p.

Disponível em:<http://bananas.bioversityinternational.org/files/files/pdf/publications/tg7_en.pdf>. Acesso em: 02 jul. 2014.

- CARVALHO, J. C. O nematóide cavernícola e o seu aparecimento em São Paulo. **Biológico**, v. 25, n. 9, p. 195-198, 1959.
- CASTILLO, P.; VOVLAS, N. *Pratylenchus* (Nematoda: Pratylenchidae): diagnosis, biology, pathogenicity and management. Leiden: Brill, 2007. 529p.
- CHABRIER, C.; QUÉNÉHÉRVÉ, P. Control of the burrowing nematode (*Radopholus similis* Cobb) on banana: impact of the banana field destruction method on the efficiency of the following follow. **Crop Protection**, v. 22, p.121-127, 2003.
- CHITAMBA, J. et al. Evaluation of legume intercrops on the population dynamics and damage level of burrowing nematode (*Radopholus similis*) in banana (*Musa* spp.). **Archives of Phytopathology and Plant Protection**, v.47, n. 6, p. 761-773, 2013.
- COIMBRA, J. L.; CAMPOS, V. P.; SOUZA, R. M. Rizobactérias antagonistas a *Meloidogyne javanica*. **Magistra**, v. 17, p. 88-95, 2005.
- COFCEWICZ, E. T. et al. Enzyme phenotype and genetic diversity of root-knot nematode parasitizing *Musa* in Brazil. **Nematology**, v.6, n.1, p. 85-95, 2004.
- COOK, R. J.; BAKER, K. F. **The nature and practice of biological control of plant pathogens**. St. Paul: APS Press, 1983. 539p.
- COOLEN, W. A.; D'HERDE C. J. **A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue**. Ghent: State Agricultural Research Center, 1972.77 p.
- CORDEIRO, Z. J. M.; MATOS, A. P.; KIMATI, H. Doenças da bananeira (*Musa* spp.). In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A. (Ed.). **Manual de fitopatologia: doenças das plantas cultivadas**. 4.ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 2005. v.2, p.99-117.
- 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, 2000. p. 36-48. (Frutas do Brasil; 8).
- COSTA, D. da C. Variabilidade patogênica e genética de *Radopholus similis* em genótipos de bananeira (*Musa* spp.) no Brasil. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO SOBRE BANANICULTURA, 5., WORKSHOP DO GENOMA MUSA, 1., 2003. Paracatu. **Anais...** Cruz das Almas: Gráfica e Editora Nova Civilização, 2003. p.114-121.

COSTA, D. C. Doenças causadas por nematoides. In: CORDEIRO, Z. J. M. (Org.). **Banana: Fitossanidade**. Brasília: Embrapa Comunicação para Transferência de Tecnologia, 2000. p. 66-77.

COSTA, D.C.; SANTOS, J. R. P. **Occurrence, damage and management of plant parasitic nematodes on bananas in Brazil**. In: INTERNATIONAL CONGRESS OF TROPICAL NEMATODOLOGY, 2.,2009. Maceió: ONTA:SBN, 2009. 1 CD-ROM.

DAMASCENO, J. C. A. et al. Nematode community and damage level in banana roots under two levels of lime application and cover crops. **Nematologia Brasileira**, v. 33, n. 4, p. 336, 2008. (Resumo).

DAVIDE, R. G. Overview of nematodes as limiting factor in *Musa* production. In: FRISON, E.A.; HERRY, J.P.; DE WAELE, D. (Eds.). **New frontiers in resistance breeding for nematode, fusario and sigatoka**. Montpellier: Inibap, 1996. p. 27-31.

Disponível em: <http://musalit.inibap.org/pdf/IN970046_en.pdf>. Acesso em: 15 jul. 2014.

DIAS-ARIEIRA, C. R. D.; MOLINA, R. O.; COSTA, A. T. Nematoides causadores de doenças em frutíferas. **Agro@mbiente**, v.2, p.46-56, 2008.

EDEN-GREEN, S. J. Banana bacterial wilts: comparisons, contrasts and constraints. In: SADDLER, G.; ELPHINSTONE, J.; SMITH, J. (Eds.). INTERNATIONAL BACTERIAL WILT SYMPOSIUM, 4., 2006. **Programme and abstract book**. York, UK: Scottish Agricultural Science Agency, 2006. p. 55.

FAO. Agricultural Data – FAOSTAT. 2013. Disponível em: <<http://faostat.fao.org>>. Acesso em: 23 jul. 2015.

FERJI, Z.; FADILI, J.; DeWAELE, D. Management of *Meloidogyne javanica*, *Helicotylenchus multincinctus* and *Radopholus similis* in banana with Armorex, Rootgurd and *Ricinus communis*. In: INTERNATIONAL SYMPOSIUM OF EUROPEAN SOCIETY OF NEMATOLOGISTS, 27,2004, Rome, **Abstract...**Rome: European Society of Nematologists, 2004.

Disponível em: <<http://www.esn-symposium.ba.cnr.it/postsymposium/main.html>>. Acesso em 21 mar. 2015.

FERNÁNDEZ, E. et al. Biological control of nematodes in banana. In: TURNER, D. W.; ROSALES, F. E. (eds.). Banana root system: towards a better understanding for its productive management. **Proceedings**. San José: Inibap, 2003.193p.

FERRARI, J. T.; NOGUEIRA, E. M. C. Principais doenças fúngicas da bananeira. In: NOGUEIRA, E. M. C. et al. **Banicultura** : manejo fitossanitário e aspectos econômicos e sociais da cultura. São Paulo: Instituto Biológico, 2013. p. 41-61. Disponível em: <http://www.biológico.sp.gov.br/docs/livro_banana/capitulo3.pdf>. Acesso em: 08 jan.2015.

FERRAZ, L. C. C. B.; BROWN, D. J. F. **An introduction to nematodes**: Plant Nematology. Sofia – Moscow: Pensoft, 2002. 221p.

FERRAZ, S.; FREITAS, L. G. **O controle de fitonematoides por plantas antagonistas e produtos naturais**. 1997, 17p.
Disponível em: <<http://www.ufv.br/dfp/lab/nematologia/antagonistas.pdf>>.
Acesso em: 10 jan. 2015

FERRAZ, S. et al. **Manejo sustentável de fitonematoides**. Viçosa, MG: Ed. UFV, 2010. 306p.

FREITAS, A. S. **Sigatoka-amarela da banana em função da nutrição mineral em solução nutritiva e da distribuição espacial da fertilidade do solo**. 2013. 80 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, MG, 2013.

FREITAS, L. G. et al. Isolamento e seleção de microrganismos para controle de nematóides formadores de galhas (*Meloidogyne* spp.) na cultura do tomateiro. **Nematologia Brasileira**, v. 29, p. 215-220, 2005.

FURTADO, E. L. et al. Relação entre ocorrência do Mal-do-Panamá em bananeira da cv. Nanicão e nutrientes no solo e nas folhas. **Tropical Plant Pathology**, v. 34, n. 4, p. 211-215, 2009.

GHINI, R. Solarização do solo. In: GOTO, R.; TIVELLI, S.W. (Eds.) **Produção de hortaliças em ambiente protegido**: condições subtropicais. Botucatu: Ed. UNESP, 1998. p.31-52.

GONZAGA, V.; SANTOS, J. M.; SOARES, P. L. M. **Chave ilustrada para a identificação das seis espécies de *Pratylenchus* mais comuns no Brasil**. 2012. 7p.
Disponível em: <<http://nematologia.com.br/wp-content/uploads/2012/08/chavigo.pdf>>.
Acesso em: 14 out. 2013.

GOWEN, S. R. Some considerations of problems associated with the nematode pests of bananas. **Nematropica**, v. 9, n. 1, p. 79-91, 1979.
Disponível em:<http://fulltext10.fcla.edu/DLData/SN/SN00995444/0009_001/00P01553.pdf>.
>. Acesso em: 02 fev. 2015.

GOWEN, S.R.; QUÉNÉHERVÉ, P.; FOGAIN, R. Nematodes of banana and plantains. In: LUC, M; SIKORA, R.; BRIDGE, J. (eds). **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**, 2 ed. London: CAB international, 2005. p. 611 – 643.

GREENBERGER, A.; YOGEV, A.; KATAN, J. Induced suppressiveness in solarized soils. **Phytopathology**, v. 77, p. 1633-1667, 1989.

GUIMARÃES, C. P. **Controle biológico de fitonematoides na cultura da banana no norte de Minas Gerais**. 2011. 90 f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) - Universidade Estadual de Montes Claros, Montes Claros, MG, 2011.

HENNING, A. A. **Patologia e tratamento de material de plantio: noções gerais**. 2.ed. Londrina: Embrapa Soja, 2005. 587p.

HUSSEY, R. S., GRUNDLER, F. M. W. Nematode parasitism of plants. In: PERRY, R. N., WRIGHT, D. J. **The physiology and biochemistry of free-living and plant-parasitic nematodes**. Wallingford, UK: CABI, 1998. p.213-244.

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

JONATHAN, E. I.; GAJENDRAN, G.; MANUEL, W. W. Management of *Meloidogyne incognita* and *Helicotylenchus multicinctus* in banana with organic amendments.

Nematologia Mediterranea, v. 28, p.103-105, 2000.

Disponível em:<http://fulltext10.fcla.edu/DLData/SN/SN03919749/0028_001/vol28_1q.pdf

>. Acesso em: 02 mar. 2015.

JUNGHANS, D. Sigatoka: a maior inimiga do bananal. **Revista Rural**, v. 13, p. 38-42, 2014.

KASHAIJA, I. N., FOGAIN, R., SPEIJER, P.R. Habitat management for control of banana nematodes. In: FRISON, E. A., GOLD, C. S., KARAMURA E. B.; SIKORA, R. A. (Eds).

Mobilizing IPM for sustainable banana production in Africa. **Proceedings**. Nelspruit:

Inibap,1998. p. 109-118. Disponível

em:<[http://bananas.bioversityinternational.org/files/files/pdf/publications/mobilizing_ipm99.p](http://bananas.bioversityinternational.org/files/files/pdf/publications/mobilizing_ipm99.pdf)

[df](http://bananas.bioversityinternational.org/files/files/pdf/publications/mobilizing_ipm99.pdf)>. Acesso em: 06 abr. 2015.

KATAN, J. Solar heating (solarization) of soil for control of soilborne pests. **Annual Review of Phytopathology**, v.19, p.211-236, 1981.

LEFÈVRE, A. F. V.; SOUZA, N. L. Efeitos da solarização sobre algumas variáveis do solo. **Summa Phytopathologica**, v. 19, n. 2, p. 113-118, 1993.

LIMA, I. M. **Detecção de *Meloidogyne* spp. (Nematoda) em remanescentes de mata atlântica das regiões noroeste e serrana do estado do Rio de Janeiro**. 2003. 61 f. Dissertação (Mestrado em Genética e Melhoramento de Plantas) - Universidade Estadual Norte Fluminense, Rio de Janeiro, RJ, 2003.

LIMA, R. S. et al. Frequencies and population densities of the major phytonematodes associated with banana in the state of Alagoas, Brazil. **Nematropica**. v. 43, p. 186-193, 2013.

LOCKHART, B.E.L.; OLSZEWSKI, N.E. Serological and genomic heterogeneity of *Banana streak badnavirus*: implications for virus detection in *Musa* germplasm. In: INTERNATIONAL SYMPOSIUM ON GENETIC IMPROVEMENT OF BANANAS FOR RESISTANCE TO DISEASES AND PESTS, 1993, Montpellier, **Proceedings**. 1993. p. 207-213.

LOPES, P. S. **Aplicação de rizobactérias em explantes e plântulas de bananeira “prata-anã” no controle de *Meloidogyne javanica* e no desenvolvimento de mudas**. 2011. 123 p. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) - Universidade Estadual de Montes Claros, Montes Claros, MG, 2011.

LUDWIG, J.; MOURA, A. B.; GOMES, C. B. Potencial da microbiolização de sementes de arroz com rizobactérias para o biocontrole do nematoide das galhas. **Tropical Plant Pathology**, v. 38, p. 264-268, 2013. Disponível em: <<http://www.scielo.br/pdf/tpp/2013nahead/tpp2012-0005.pdf>>. Acesso em: 03 nov. 2014.

MACKIE, A.; HAMMOND, N.; KUMAR, S. **Banana blood disease: blood disease bacterium: exotic threat to Western Australia**. Factsheet (Western Australia. Dept. of Agriculture and Food; note 186). 2007. 2p.

MAI, W. F.; MULLIN, P. G. **Plant-parasitic nematodes: a pictorial key to genera**. 5th ed. New York: Cornell University, 1996. 277p.

MBWANA, A. S. S.; SESHU-REDDY, K. V. Solarization equipment for treatment of Banana planting material against endoparasites phytonematodes. **Nematologia Mediterránea**, v. 23, p. 195-197, 1995. Disponível em: <http://fulltext10.fcla.edu/DLData/SN/SN03919749/0023_002/vol23_2c.pdf>. Acesso em: 02 jul. 2014.

McSORLEY, R.; PARRADO, J. L. *Helicotylenchus multicinctus* on bananas: an international problem. **Nematropica**, v. 16, n. 1, p. 73-91, 1986.

Disponível em: <http://fulltext10.fcla.edu/DLData/SN/SN00995444/0016_001/00P0352B.pdf>
> Acesso em: 02 abr. 2015.

MEKETE, T. et al. **Identification key for agriculturally important plant-parasitic nematodes** - A manual for nematology. Mexico: CIMMYT, 2012. 39p. Disponível em:

<<http://nematologia.com.br/wp-content/uploads/2013/07/nemkeymex.pdf>>. Acesso em: 20 mar. 2014.

MELO, I. S. Agentes microbianos de controle de fungos fitopatogênicos. In: MELO, I. S.; AZEVEDO, J. L. (ed.). **Controle Biológico**. Jaguariúna: EMBRAPA-CNPMA, 1998. p. 17 – 67.

MILNE, D. L.; KEETCH, D. P. Some observations on the host plant relationships of *Radopholus similis* in Natal. **Nematropica**, v. 6, p.13-17, 1976. Disponível

em: <http://fulltext10.fcla.edu/DLData/SN/SN00995444/0006_001/00P0065I.pdf>. Acesso em: 02 mar. 2015.

MIZUBUTI, E. S. G.; MAFFIA, L. A. Aplicação de princípios de controle no manejo ecológico de doenças. **Informe Agropecuário**, v. 22, p. 9-18, 2001.

MONTEIRO, J. M. S. **Resistência a *Radopholus similis* e detecção de nematoides fitoparasitas em bananeiras triploides e tetraploides no Brasil**. 2011. 89 f. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) - Universidade de Brasília, Brasília, DF, 2011.

MOREIRA, R.F.C., CORDEIRO, Z. J. M. ;VILARINHOS, A. D. Caracterização genética de isolados de *Mycosphaerella musicola* por marcadores RAPD. **Summa Phytopathologica**, v. 29, p. 275-277, 2003.

MUTUA, G. K.; KARANJA, N. K.; AYUKEI, F.; NDUKHU, H.; KIMENJU, J. W. The potential of *Bacillus subtilis* and *Rhizobium leguminosarum* in controlling plant-parasitic nematodes in farmers' fields. **African Crop Science Conference Proceedings**, v.10, p. 209-215, 2011.

NAGANATHAN, T. G. et al. Worldwide dissemination of *Radopholus similis* and its importance in crop production. **Journal of Nematology**, v. 9, p.16-25, 1988.

NASU, E. G. C. et al. Efeito de manipueira sobre *Meloidogyne incognita* em ensaios in vitro e em tomateiros em casa de vegetação. **Tropical Plant Pathology**, v. 35, n.1, p.32-36, 2010.

O'BANNON, J. H. Worldwide dissemination of *Radopholus similis* and its importance of bananas. **Nematropica**, v. 9, n. 1, p. 79-91, 1977.

Disponível

em: <http://fulltext10.fcla.edu/DLData/SN/SN00995444/0009_001/00P01553.pdf>. Acesso em: 02 fev. 2015.

OOSTENBRINK, M. **Major characteristics of the relation between nematodes and plants**. Wageningen: Mededelingen Landbouwhoge School, 1966. 46p.

PEREIRA, A. M. **Identificação e manejo de nematoides da bananeira no leste do Estado do Paraná**. 2006. 89 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Federal do Paraná, Londrina, PR, 2006.

PINOCHET, J. A note on nematode control practice on bananas in Central America. **Nematropica**, v. 16, n. 2, p. 197-203, 1986.

Disponível

em: <http://fulltext10.fcla.edu/DLData/SN/SN00995444/0016_002/00P0365H.pdf>. Acesso em: 02 jul. 2014.

PITT, J. I. et al. The normal mycoflora of commodities from Thailand. 2. Beans, rice, small grains and other commodities. **International Journal of Food Microbiology**, v. 23, p. 35-43, 1994.

PONTE, J. J.; TORRES, J.; FRANCO, A. Investigações sobre uma possível ação nematicida da manipueira. **Fitopatologia Brasileira**, v. 4, n. 3, p. 431-434, 1979.

RAYMUNDO, S.A.; ALCAZAR, J.; SALAS, R. Effects of soil solarization, dazomet and bromoethane on root knot nematode, *Meloidogyne incognita* (Kofoid and White) Chitwood and yield of potato under seedbed conditions. **CMU Journal of Agriculture, Food and Nutrition**, v.8, n.2, p. 75-87, 1986. Disponível em: <<http://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=PH871114888>>. Acesso em: 03 set. 2015.

RIBEIRO, R. C. F. et al. Rizobactérias no controle de *Meloidogyne javanica* e mal do Panamá em bananeira. **Nematropica**, v. 42, p. 218-226, 2012.

ROSA, R. C. T.; MENEZES, M. Caracterização patogênica, fisiológica e morfológica de *Pseudocercospora musae*. **Fitopatologia Brasileira**, v. 26, n. 2, p. 141-147, 2001.

SANTOS, J. M. Doenças causadas por nematóides. **Fitopatologia Brasileira**, v. 25, p. 311-317, 2005.

SANTOS, J. M. Doenças da bananeira. **Fitopatologia Brasileira**, v. 28, p. 328-337, 2000.

SANTOS, C. D. G.; CARVALHO, S. L. F.; SILVA, M. C. L. Solarização do solo em sacos plásticos para o controle dos nematoides das galhas, *Meloidogyne incognita* e *M. javanica*. **Revista Ciência Agronômica**, v. 37, n. 3, p. 350-356, 2006.

SANTOS, A. C. et al. Uso do resíduo de sisal, manipueira e lixiviado do engaço no controle de *Meloidogyne incognita* em bananeira. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 32., 2015, Londrina. **Anais...** Londrina, PR: SBN, 2015, p. 157-158.

SARAH, J. L. Bananas nematodes and their control in Africa. **Nematropica**, v. 19, n. 2, p. 199-216, 1989.

Disponível em: <http://fulltext10.fcla.edu/DLData/SN/SN00995444/0019_002/00P00492.pdf>. Acesso em: 02 jul. 2015.

SARAH, J. L. Las prácticas culturales como medio de control de nematodos em el banano. In: ROSALES, F. E.; TRIPON, S. C.; CERNA, J. **Producción de banano orgánico y, o ambientalmente amigable**. Memorias. Guáximo: Inibap, 1998. Disponível em: <http://bananas.bioversityinternational.org/files/files/pdf/publications/organicoea_rth_es.pdf> Acesso em: 27 mar. 2015.

SARAH, J. L., PINOCHET, J; STANTON, J. **The burrowing nematode of bananas, *Radopholus similis*** Cobb, 1913. *Musa* PestFactSheet, n. 1, 1996.

Disponível em:

<http://bananas.bioversityinternational.org/files/files/pdf/publications/pest1.pdf>.

Acesso em: 25 fev. 2015.

SASSER, J. N.; CARTER, C. C. **An advanced treatise on *Meloidogyne***: Biology and Control. Raleigh: North Carolina State University Graphics, 1985. v. I. 422 p.

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

SENA, E. S.; PONTE, J. J. A manipueira no controle de Meloidoginose da cenoura. **Sociedade Brasileira de Nematologia**, v. 6, p. 95-98, 1982.

SHARMAN, M.; THOMAS, J.E.; DIETZGEN, R.G. Development of a multiplex immune capture PCR with colourimetric detection for viruses of banana. **Journal of Virological Methods**, v. 89, n. 1, p. 75-88, 2000.

SILVA, M. G.; SHARMA, R. D.; JUNQUEIRA, A. M. R.; OLIVEIRA, C. M. Efeito da solarização, adubação química e orgânica no controle de nematoides em alface sob cultivo protegido. **Horticultura Brasileira**, v. 24, n. 4, p. 489-494, 2006.

SOUZA JUNIOR, I. T. de. et al. Biocontrole da queima-das-bainhas e do nematoide-das-galhas e promoção de crescimento de plantas de arroz por rizobactérias. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.45, n.11, p.1259-1267, 2010.

STAPLETON, J. J. Using solarization to disinfest soil for olive nurse production. **Acta Horticulturae**, v. 474, p. 589-594, 1999.

STAFFORD, W. H. L. et al. Bacterial diversity in the rhizosphere of proteaceae species. **Environmental Microbiology**, v. 7, p.1755-1768, 2005.

STOVER, R.H.; SIMMONDS, N.W. **Bananas**.3ed. Essex, UK:Longman Scientific & Technical, 1987, p. 123-137.

SUNDARARAJU, P.; SHANTHI, A.; SATHIAMOORTHY, S. Status report on Musa nematode problems and their management in India. In: DELA CRUZ JR., F. S.; VANDEN BERGH, I.; DE WAELE, D.; HAUTEA, M. D.; MOLINA, A. B. (Eds.). **Towards management of Musa nematode in Asia and the Pacific. Country reports**. Los Baños: Inibap, 2003. p. 21-46. Disponível em:
<<http://www.bioversityinternational.org/publications/Pdf/1102.pdf>>
Acesso em: 15 jan. 2015.

TAYLOR, A. L.; SASSER, J. N. **Biology, identification and control of some root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.)**.Raleigh: North Carolina StateUniversityGraphics, 1978. 111p.

TIHOHOD, D. **Nematologia Agrícola Aplicada**. 2. ed. Jaboticabal: Funep, 2000. 473p.

TUYET, N. T. et al. Effect of temperature on the in vitro reproductive fitness of *Pratylenchus coffeae* populations of Vietnam. **Archives of Phytopathology and Plant Protection**, v.46, n.5, p. 556-568, 2013.

UCHÔA, C. N. **Estudos epidemiológicos e diagnose molecular da Sigatoka-negra**. 2010. 107f. Tese (Doutorado em Fitopatologia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, MG, 2010.

WANG, K. H., HOOKS, C. R. R. **Survey of nematodes on banana in Hawai'i, and methods used for their control.** Honolulu: CTAHR, 2009, p. 1 – 7.

WHITEHEAD, A. G. Sedentary endoparasites of roots and tubers (*Meloidogyne* spp. and *Nacobbus* spp.). In: CAB INTERNATIONAL. Plant Nematode Control. Wallingford: CAB, 1997. p. 209-260.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). **Iron deficiency anaemia: assessment, prevention, and control.** A guide for programme managers.2001. 114p.

Disponível em:

<http://www.who.int/iris/bitstream/10665/66914/http://apps.who.int/iris/bitstream/10665/66914/1/WHO_NHD_01.3.pdf?ua=1>. Acesso em: 21 abr. 2014

ZASADA, I.A.; FERRIS, H.; ZHENG, L. Plant sources of Chinese herbal remedies: Laboratory efficacy, suppression of *Meloidogyne javanica* in soil, and phytotoxicity assays. **Journal of Nematology**, v.34, p.124-129, 2002.

ZEM, A.C. Controle de *Radopholus similis* em bananeira ‘nanicão’ através de nematicidas granulados aplicados em cobertura. **Sociedade Brasileira de Nematologia**, n. 6, p. 149-156,1982a.

ZEM, A.C. **Problemas nematológicos em bananeiras (*Musa* spp.) no Brasil (Contribuição ao seu conhecimento e controle).** 1982b. 140 f. Tese (Doutorado em Fitopatologia) - Universidade de São Paulo, Piracicaba, SP, 1982.

ZEM, A.C.; LORDELLO, L.G.E. Estudos sobre hospedeiros de *Radopholus similis* e *Helicotylenchus multicinctus*. **Sociedade Brasileira de Nematologia**, n.7, p. 175-187, 1983.