



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL
DE PERNAMBUCO**
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO



**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO
EM FITOPATOLOGIA**

Dissertação de Mestrado

**VARIABILIDADE ESPACIAL DE FITONEMATOIDES EM
ÁREA DE CULTIVO DE FEIJOEIRO APÓS ERRADICAÇÃO
DE GOIABEIRAS**

Carmem Lúcia Pereira Abade

Recife – PE

2016

CARMEM LÚCIA PEREIRA ABADE

**VARIABILIDADE ESPACIAL DE FITONEMATOIDES EM ÁREA DE CULTIVO
DE FEIJOEIRO APÓS ERRADICAÇÃO DE GOIABEIRAS**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia da Universidade Federal Rural de Pernambuco, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Fitopatologia.

COMITÊ DE ORIENTAÇÃO:

Orientadora: Dra. Elvira Maria Régis Pedrosa

Co-Orientadora: Sandra Roberta Vaz Lira Maranhão

**RECIFE-PE
FEVEREIRO–2016**

Ficha catalográfica

A116v Abade, Carmem Lúcia Pereira
Variabilidade espacial de fitonematoides em área de cultivo de feijoeiro após erradicação de goiabeiras / Carmem Lúcia Pereira Abade. – Recife, 2016.
75 f. : il.

Orientadora: Elvira Maria Régis Pedrosa.
Dissertação (Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departamento de Agronomia, Recife, 2016.
Referencias.

1. Estrutura trófica 2. Manejo 3. *Meloidogyne* 4. *Pratylenchus*
5. *Psidium guajava* 6. Variabilidade espacial 7. *Vigna unguiculada*
I. Pedrosa, Elvira Maria Régis, orientadora II. Título

CDD 632

**VARIABILIDADE ESPACIAL DE FITONEMATOIDES EM ÁREA DE CULTIVO
DE FEJJOEIRO APÓS ERRADICAÇÃO DE GOIABEIRAS**

CARMEM LÚCIA PEREIRA ABADE

Dissertação defendida e aprovada pela Banca Examinadora em: 29/02/2016.

ORIENTADORA:

Profa. Dra. Elvira Maria Régis Pedrosa

EXAMINADORES:

Dra. Daniela Silva Salgues de Matos

Profa. Dra. Lílian Margarete Paes Guimarães

**RECFE-PE
FEVEREIRO – 2016**

*For the LORD giveth wisdom: out of his
mouth cometh knowledge and understanding.*

(PROVERBS 2:6)

*A toda minha família que sempre me apoiou, sempre
acreditou em mim, sempre me amou incondicionalmente e
incansavelmente, nunca desistiu de mim, e sempre me
incentivou a cada etapa dessa caminhada. Eu os amo muito,
a todos vocês que Deus me presenteou,*

DEDICO.

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente ao meu único e eterno **Deus**, razão pela qual existo e vivo, pela sua infinita misericórdia e amor leal que dura para sempre.

A minha amada mãe **Solimar dos Reis Pereira Abade** por tudo o que tem me proporcionado em toda a minha vida, pela amizade, amor, apoio, “colo”, abraços infinitos que me ajudaram a prosseguir e a chegar até aqui com o título de Mestre.

A minha orientadora e amiga **Dr^a. Elvira Maria Régis Pedrosa**, pela excelente orientação e contribuição na minha formação, pela amizade, compreensão, paciência e grandiosos conselhos que serviram de tripé’ pra realização e contribuição desse trabalho. Obrigada “Profer”, você tem minha eterna admiração, carinho e respeito.

À **Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE)** e ao Programa de **Pós-graduação em Fitopatologia**, pela oportunidade de cursar o Mestrado.

Ao **Conselho Nacional de desenvolvimento Científico e Tecnológico-CNPq** pela concessão da bolsa de estudo. E agradeço ao **corpo docente** do Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia pelos ensinamentos.

A Professora **Dr^a. Lílian Guimarães** e **Dr^a. Sandra Maranhão**, pela amizade, conselhos, ajuda em todas as etapas, principalmente nas etapas de idas ao campo. Obrigado por tudo. E ao Professor **Dr^o. Abelardo Antônio de Assunção Montenegro** pela área de estudo e ajuda.

A minha família Piauí e “agregado”, **Tamiris Joana, Luana Maria, Emanuel Feitosa, Rezanio Martins** (Pelas idas ao campo) e o meu cunhas agregado ao PI, número 1 **Guilherme Rolim**, pelo apoio, amizade e carinho.

Aos meus amigos e amigas do laboratório de Fitonematologia que muito contribuíram para a realização desse trabalho desde do campo ao laboratório, são eles e elas, **Carol** (Grande companheira de estudo e discussão de trabalho), **Mércia Cardoso, Mariana David** (Pela ajuda na eletroforese e contagem), **Matheus Silva, Alain Sousa, Rossanna, Alessandro, Stan, Thais** (Pela ajuda nos dados), **Diego Huggins** (Pela Geoestatística e ajuda incansável).

Aos funcionários **Darcy** e **Romildo** pela ajuda nas horas necessária. E ao seu **Luiz** pela ajuda na condução do experimento.

Aos **amigos e amigas da igreja em Bom Jesus-PI e Recife-PE**, juntamente com as **crianças** do círculo de oração infantil, que sempre oraram e torceram pela minha vitória.

Enfim, a todos (as) que contribuíram direta e indiretamente para a realização desse trabalho. **OBRIGADO** a todos e todas.

LISTA DE TABELAS

	Página
Tabela 1: Abundancia, média, desvio padrão e dominância da nematofauna dos dados de solo no ano de 2012 durante o cultivo de goiabeiras.	56
Tabela 2: Abundancia, média, desvio padrão e dominância da nematofauna dos dados de raiz de feijão no ano de 2015 após a erradicação de goiabeiras e adoção do novo cultivo.	58
Tabela 3. Estatística descritiva dos nematoides do solo, grupos tróficos e coeficiente de variação após transformação $\text{Log}(x+1)$ na região do Semiárido Pernambucano. (Dados referentes a coleta do ano 2012).	61
Tabela 4. Estatística descritiva dos nematoides do solo e raiz, grupos coeficiente de variação (Dados referentes a coleta do ano 2015).	63
Tabela 5. Parâmetros dos Semivariogramas, grau de dependência espacial e validação cruzada, referentes aos nematoides do solo na região do Semiárido Pernambucano (2012).	64
Tabela 6. Parâmetros dos Semivariogramas, grau de dependência espacial e validação cruzada, referentes aos nematoides do solo e raiz na região do Semiárido Pernambucano (2015).	66

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1: Semivariogramas teóricos para as variáveis nematológicas de solo coletado no ano de 2012.	68
Figura 2. Semivariogramas teóricos para as variáveis nematológicas de solo e raiz coletadas no ano de 2015.	69
Figura 3: Mapas da distribuição espacial dos nematoides no solo coletado referente ao ano de 2012.	70
Figura 4: Mapas da distribuição espacial dos nematoides de solo e raíz referentes ao ano de 2015.	71

SUMÁRIO

	Página
LISTA DE TABELAS	
LISTA DE FIGURAS	
RESUMO GERAL	ix
GENERAL ABSTRACT	x
CAPÍTULO I – Introdução Geral	12
Referências Bibliográficas	23
CAPÍTULO II – Variabilidade Espacial de Fitonematoides em Área de Cultivo de Feijoeiro Após Erradicação de Goiabeiras	32
Resumo	32
Abstract	33
Introdução	34
Material e Métodos	36
Resultados	39
Discussão	42
Conclusões	48
Referências Bibliográficas	48
Conclusões Gerais	75

RESUMO GERAL

Um dos principais fatores limitantes para a produção agrícola são os fitonematoides, especialmente *Meloidogyne* e *Pratylenchus*, por parasitarem importantes culturas agrícolas e causarem sérios prejuízos econômicos. O controle desses nematoides é complexo, pois uma vez estabelecidos, as populações não serão erradicadas. Dessa forma, o entendimento de como as práticas de manejo afetam a estrutura da comunidade dos nematoides e, conseqüentemente, a variabilidade espacial de suas populações, permitirá a adoção de medidas mais efetivas e duradouras. Este trabalho teve como objetivo analisar variações na estrutura e distribuição espacial de fitonematoides em área de cultivo de feijoeiro caupi após erradicação de goiabeiras. O estudo foi realizado na Fazenda Nossa Senhora do Rosário no município de Pesqueira-PE. As amostras de solo e raiz foram coletadas em 2012 e 2015, em malha de 10×10 m, com 64 pontos, e os dados submetidos à análise de Geoestatística. Durante o cultivo da goiabeira, exclusivamente a distribuição de *Meloidogyne* no solo apresentou forte grau de dependência espacial, ajustando-se ao modelo exponencial. Após a erradicação das goiabeiras e cultivo de feijoeiro, as populações de *Pratylenchus* e *Helicotylenchus* no solo passaram a apresentar forte dependência espacial, ajustando-se ao modelo esférico, enquanto os bacteriófagos, especialmente Rhabditidae, ajustaram-se ao modelo gaussiano. A densidade de *Meloidogyne* no solo foi baixa não apresentando dependência espacial, ao contrário da raiz, onde o nematoide mostrou dependência espacial moderada, ajustando-se ao modelo esférico. Todos os gêneros de nematoides encontrados nos dois períodos de estudo apresentaram alcance maior que 10 m. A falta de um manejo adequado, caracterizado pela introdução de hospedeira susceptível (feijoeiro) ao nematoide deu continuidade aos problemas, aumentando a densidade populacional e disseminação no solo de importantes fitoparasitas.

Palavras-chaves: Estrutura trófica, manejo, *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Psidium guajava*, variabilidade espacial, *Vigna unguiculada*.

GENERAL ABSTRACT

One of the main limiting factors for agricultural production is the plant parasitic nematodes, particularly *Meloidogyne* and *Pratylenchus*, because they parasitize important crops causing high economic losses. Their control is very complex, after introduction, these nematodes cannot be eradicated. Therefore, understanding how management practices affect nematode community structure and the spatial variability of their populations will improve the effectiveness of long-term measures. This work had as its objective to evaluate variations in plant-parasitic nematode structure and spatial distribution and cultivation area of cowpea after guava orchard eradication. The study was carried out at Nossa Senhora do Rosário Farm in Pesqueira municipality in Pernambuco State. Soil and roots samples were collected in 2012 and 2015, in a 10×10-m mesh with 64 points, with data submitted to geostatistical analysis. Before guava eradication, only *Meloidogyne* in soil presented a high level of spatial dependence, fitting to an exponential model. After cowpea cultivation, each *Pratylenchus* and *Helicotylenchus* populations turned to a high level of spatial dependence in soil, with the exponential model as the best fit, as well as the bacterivorous, particularly Rhabditidae, except for the Gaussian model which fitted best. *Meloidogyne* density in soil was low showing no spatial dependency, in contrast to roots, where *Meloidogyne* spatial dependency was moderate, fitting to a spherical model. In both periods, the range of all nematode genera was longer than 10 m. The use of an inadequate management, as the introduction of a susceptible host, as cowpea, increased density and dissemination of important plant parasitic nematodes in the field.

Keywords: Trophic structure, management, *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Psidium guajava*, spatial variability, *Vigna unguiculada*.

CAPÍTULO I

Introdução Geral

VARIABILIDADE ESPACIAL DE FITONEMATOIDES EM ÁREA DE CULTIVO DE FEIJOEIRO APÓS ERRADICAÇÃO DE GOIABEIRAS

INTRODUÇÃO GERAL

- **Fitonematoides e a cultura da goiabeira**

Os nematoides são organismos que podem ser encontrados em diferentes habitats, desde oceanos, rios, lagos e todo tipo de solo. Em sua maioria são considerados de vida livre e se alimentam desde microrganismos como bactérias e fungos, como também de outros nematoides e plantas. Conforme as formas de alimentação, os nematoides no solo são classificados em diferentes grupos, dentre os quais se destacam os fitoparasitas que se alimentam de plantas vasculares, os micófagos que têm como fonte de alimento hifas de fungos saprófitos, os bacteriófagos que se alimentam de qualquer fonte procariótica, os predadores que têm os protistas, rotíferos e outros nematoides como fonte de alimentação, e os onívoros que têm mais de uma fonte de alimentação durante seu ciclo de vida, podendo se alimentar desde plantas, como também de algas e esporos de fungos (YEATES et al., 1993). Os fitoparasitas, também chamados de fitonematoides, são geralmente alongados, não segmentados, com comprimento variando de 0,3 a 3,0 mm e diâmetro de 15 a 50 μm (FERRAZ et al., 2010).

Os fitonematoides constituem um dos principais fatores limitantes para a produção agrícola, podendo causar grande impacto na economia por parasitar diferentes e importantes culturas agrícolas, como por exemplo, o algodão (*Gossypium* L.) e a soja (*Glycine max* L.) (LOPES, 2015), o alho (*Allium sativum* L.) e a cebola (*Allium cepa* L.) (PINHEIRO et al, 2014), a alface (*Lactuca sativa* L.) (PINHEIRO et al, 2014), o tomate (*Lycopersicon lycopersicum* L.) (PINHEIRO et al, 2014), a uva (*Vitis vinifera* L.) (NAVES, 2005), a banana (*Musa* spp) (OLIVEIRA et al., 2015), a batata (*Solanum tuberosum* L.) (PINHEIRO et al, 2015), o café (*Coffea arabica* L.) (LOPES, 2015), o maracujá (*Passiflora incarnata* L.) (SHARMA et al., 2000), o feijão (*Phaseolus vulgaris* L.) e a goiaba (*Psidium guajava* L.) (CUNHA et al., 2015; FERREIRA et al., 2007).

Pertencente à família Myrtaceae, a goiabeira (*Psidium guajava* L.) tem como centro de origem a região compreendida entre o sul do México e o norte da América do Sul, possuindo grande rentabilidade e aceitabilidade entre todas as frutíferas de uma forma geral (MEDINA, 1988; CARNEIRO, 2001). A família Myrtaceae é uma das mais importantes no Brasil

(LANDRUM; KAWASAKI, 1997). O Brasil é o terceiro colocado no ranking das principais nações produtoras de frutas, estando atrás apenas da China e da Índia. O Estado de São Paulo está entre os maiores produtores de frutas do Brasil, dentre as quais está a goiaba (SANTOS et al., 2014; REETZ et al., 2015).

A Goiabeira é uma cultura que tem muito problemas fitossanitários, como a ferrugem (*Puccinia psidii* Winter), bacteriose (*Erwinia psidii* Rodrigues Neto), moscas-das-frutas (*Ceratitidis* spp, *Anastrepha* spp), psilídeo (*Triozyda* sp.) e a morte súbita causada pelo nematoide *Meloidogyne enterolobii* Yang e Eisenback (1983) (ALMEIDA, 2008).

Embora vários nematoides estejam associados à rizosfera de goiabeira, a exemplo de *Aorolaimus* sp, *Aphelenchus* sp, *Basiria* sp, *Belonolaimus* sp, *Criconemoides* sp, *Ditylenchus* sp, *Dolichodorus* sp, *Helicotylenchus* sp, *Hemicycliophora* sp, *Hoplolaimus* sp, *Longidorus* sp, *Macrophostonia* sp, *Peltamigratus* sp, *Pratylenchus* sp, *Rotylenchulus* sp, *Tylenchorhynchus* sp e *Xiphinema* sp, a espécie *Meloidogyne enterolobii* é a mais prejudicial à cultura e, conseqüentemente, ao agronegócio nacional (JUNQUEIRA, 2000; MOREIRA et al., 2003; KHAN et al., 2007; CARNEIRO, 2001). Foi estimado, somente no ano de 2008, que a área infestada pelo *M. enterolobii* foi de 5.000 ha, distribuída por 16 Estados, gerando perda de 66 milhões de dólares na economia (PEREIRA et al., 2009).

O fitonematoide *M. enterolobii* está entre as principais espécies economicamente importantes do gênero *Meloidogyne*, sendo altamente polígafa, e capaz de vencer a resistência da cultivar de tomateiro (*Solanum lycopersicum* Mill.) ‘Rossol’ portadora do gene Mi, e também da batata doce (*Ipomoea batatas* L.) cv. ‘CDH’ e de soja (*Glycine max* L.) cv. ‘Forest’, todas resistentes a *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria* (FARGETTE, 1987).

O *M. enterolobii* foi primeiramente descrito na China em uma leguminosa chamada tamboril, tempos depois foi relatado parasitando raízes de berinjela (*Solanum melongena* L.) em Porto Rico, e logo depois foi descrito em goiabeira e outras culturas (YANG; EISENBACK, 1983; RAMMAH; HIRSCHMANN, 1988; XU et al., 2004). No Brasil, a espécie *M. enterolobii* foi detectada pela primeira vez em Petrolina (PE), Curaçá e Maniçoba (BA), ocasionando danos em plantios comerciais de goiabeira, onde acarretou redução de mais de 70 % da área produtiva (CARNEIRO et al., 2007; CARNEIRO et al., 2001).

No início das primeiras pesquisas e identificações de *M. enterolobii* Yang & Eisenback, (1983) (sinonímia *Meloidogyne mayaguensis* Rammah & Hirschmann, 1988), acreditavam se tratar de uma nova espécie, no entanto estudos das sequências do mtDNA, testes fenótipos das enzimas EST e MDH, dados morfológicos e a semelhança na gama de

hospedeiros mostraram que *M. enterolobii* e *M. mayaguensis* eram a mesma espécie (XU et al., 2004).

Sabemos que a correta identificação de fitonematoides é de caráter importante e possui algumas dificuldades, pois ele possuem características que são de difícil observação em microscopia convencional, por isso, o uso da técnica de eletroforese vem sendo a ferramenta chave utilizada para a identificação de espécies do gênero *Meloidogyne*. Por meio da eletroforese, as espécies desse gênero de nematoide podem ser diferenciadas a nível específico através de padrões enzimáticos. Vinte e seis espécies de nematoides já foram descritas utilizando essa técnica (CARNEIRO et al., 2000). Dickson et al., (1971) e Hussey et al., (1972), diferenciaram as espécies *M. incognita*, *M. arenaria*, *M. javanica* e *M. hapla*, comparando com o número total de bandas e agrupadas por Hyman e Powers (1991).

Kiewnick et al., (2008) foram os primeiros na Suíça a relatar em seu trabalho a espécie *M. enterolobii* em tomateiro resistente a *M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria* e em pepino, por meio da identificação pela técnica de eletroforese. Almeida et al., (2008) relataram o primeiro registro da ocorrência de *M. enterolobii* nas culturas de alface, pepino, pimentão e tomate cereja no estado do Mato Grosso, e o primeiro em soja no Estado de São Paulo, utilizando também a técnica de eletroforese. Por meio da eletroforese, Takahashi et al., (2015) relataram o primeiro registro de parasitismo de *M. enterolobii* em mudas de amoreira (*Morus nigra* L.) no mundo.

Muitos são os estados brasileiros com relatos de *M. enterolobii* em goiabeiras, dentre os quais estão o Rio Grande do Norte, Ceará, Paraná, Piauí, Santa Catarina, Espírito Santo, Paraíba, Maranhão, Mato Grosso do Sul, Goiás, Tocantins e Alagoas (TORRES et al., 2004; TORRES et al., 2005; CARNEIRO et al., 2006; SILVA et al., 2006; GOMES et al., 2008; LIMA et al., 2007; GOMES et al., 2007; SILVA et al., 2008; ASMUS et al., 2007; SIQUEIRA et al., 2009; CHARCHAR et al., 2009; CASTRO; SANTANA, 2010). Além do Brasil, esse fitonematoide encontra-se distribuído em muitos países, dentre os quais se encontram Cuba, Martinica, Porto Rico, Trinidad e Tobago (CARNEIRO, 2003), Costa Rica, Guatemala (VILLAIN et al., 2007) e Vietnã (IWAHORI et al., 2009).

Na cultura da goiabeira, os sintomas ocasionados por *M. enterolobii* vão desde forte bronzeamento e acinzentamento dos bordos das folhas e ramos, redução de tamanho de frutos, amadurecimento precoce, formação de galhas e de necroses no sistema radicular, diminuição drástica das raízes finas, amarelecimento total da parte aérea, desfolhamento generalizado até a morte da planta (CARNEIRO et al., 2001). Devido a esse conjunto de sintomas, a doença é conhecida como declínio da goiabeira. Diante disso, medidas de manejo, principalmente a

erradicação juntamente com o controle do trânsito de mudas e órgãos vegetais infectados devem ser urgentemente adotadas nas visando redução de fonte de inoculo e sua disseminação (TORRES et al., 2004). Além dessas medidas, é importante ressaltar que outros aspectos também devem ser levados em consideração quando se trata de manejo de fitonematoides, pois é primordial que se faça a análise de solo da área a ser cultivada, como também a limpeza de equipamentos agrícolas utilizados etc.

A falta de conhecimento dos produtores com relação ao patógeno e a sua presença na área de produção é um dos fatores que auxilia sua disseminação e multiplicação (FERRAZ et al., 2010).

- **Fitonematoides e a cultura do feijoeiro**

O feijão caupi (*Vigna unguiculata* L. Walp.) é uma dicotiledônea da ordem Fabales, pertencente à família Fabaceae, possui grande importância socioeconômica e papel fundamental na produção agrícola, sendo uma das principais fontes proteicas da alimentação humana e alimento básico das populações, exercendo importante função social no suprimento das necessidades nutricionais das pessoas, além de desempenhar papel fundamental na composição da produção agrícola brasileira, particularmente das regiões Norte e Nordeste (SOUSA et al., 2015; SELLSCHOP, 1962).

O feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) de uma forma geral é cultivado em vários Estados brasileiros, sendo os principais produtores: Paraná, Minas Gerais, Mato Grosso, Bahia, Ceará e Goiás, responsáveis por 74,9% da produção nacional (MAPA, 2014). No ano de 2009 o Brasil foi o maior produtor mundial, no entanto, perdeu o posto para a Índia e Myanmar. No panorama do Mercosul, o Brasil se destaca como o maior produtor e consumidor de feijão (CONAB, 2014).

Dentre os fatores que mais afetam negativamente a produtividade da cultura do feijoeiro ocasionando perdas elevadas, estão as doenças causadas por nematoides. Há relatos de vários nematoides relacionados à cultura, tais como, *Rotylenchulus reniformis*, *Heterodera glycines*, *Belonolaimus longicaudatus*, *Helicotylenchus dihystera*, *Tylenchorhynchus* spp. e *Criconemoides oventus*, no entanto, o gênero *Meloidogyne* é o mais importante, apresentando ampla distribuição geográfica e polifagia (ABAWI; MULLÍN; MAÍ, 2005; BAIDA et al., 2011). Patogênicos a diferentes espécies botânicas (BALDIN et al., 2012) e encontrados em toda a zona temperada e tropical, *Meloidogyne* spp. estão entre os patógenos de plantas mais prejudiciais em todo o mundo (SIDDIQI, 2000; TRUDGILL; BLOK, 2001). Durante o ciclo

evolutivo *Meloidogyne* estabelecem uma relação muito especializada com a planta hospedeira, induzindo várias modificações no seu sistema radicular.

O ciclo de *Meloidogyne* inicia-se quando o primeiro estágio de desenvolvimento e a primeira ecdise ocorrem dentro do ovo, originando o juvenil do segundo estágio (J2), que é a forma infectiva e a única migrante, excetuando-se o macho adulto. Em condições de temperatura e umidade adequadas, ocorre a eclosão do J2 que, atraído por exsudatos radiculares, migram no solo em direção às raízes de alimentação das plantas hospedeiras (PERRY; AUMANN, 2006). Após a penetração, que se verifica, quase sempre, na região adjacente à coifa da raiz, o juvenil migra intercelularmente na região do córtex até uma área de diferenciação celular (WYSS et al., 1992). Embora o movimento migratório raramente cause ruptura celular, ocorre uma desagregação das células corticais que se desprendem da lamela média, mas não há evidências de que o juvenil se alimente nessa área. A estrutura de alimentação é induzida em células específicas do protoxilema por secreções produzidas pelo parasito (HUSSEY, 1992). A célula eleita sofre profundas mudanças caracterizadas por hipertrofia, aumento no número de núcleos e organelas, ausência de vacúolo central, engrossamento da parede celular e elevação das taxas metabólicas e são conhecidas como células gigantes (HUSSEY; WILLIAMSON, 1998; KARSSSEN; MOENS, 2006).

Dentro das células gigantes os nutrientes obtidos são transformados em um denso citoplasma com alta concentração de lipídios e proteínas. Tubos de alimentação são formados, via estilete, no citoplasma da célula parasitada (SOBCZAK; GOLONOWSKI, 2008; BERG et al., 2009). Esses tubos funcionam como peneira e condutor dos nutrientes celulares para alimentação do nematoide. As células gigantes são comumente formadas a partir de células parenquimáticas que cercam a extremidade anterior do nematoide, o que sugere que as moléculas da secreção esofágica é o principal estímulo para a formação das células gigantes. Essas secreções são liberadas através do estilete do nematoide, que é uma estrutura oca utilizada para perfurar a parede celular e entrar em contato com a membrana celular, onde em minutos é formado um orifício na membrana para facilitar o acesso ao citoplasma da célula parasitada (BERG et al., 2009). Ao mesmo tempo, com o estabelecimento das células gigantes, os tecidos da raiz em volta do nematoide passam por hiperplasia e hipertrofia, formando as galhas nas raízes das plantas (TAYLOR; SASSER, 1983).

Com base na literatura, a cultura do feijoeiro é suscetível a diferentes espécies de nematoide do gênero *Meloidogyne*, dentre as quais se destacam, *M. incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii*. Esta última dispõe-se de alto poder de polifagia e está disseminada em muitas regiões brasileiras conforme relatos de Torres et al., (2005), Carneiro et al., (2006); Silva et

al., (2006), Gomes et al., (2008); Lima et al., (2007), Asmus et al., (2007), Siqueira et al., (2009), Charchar et al., (2009), e Castro e Santana, (2010).

Existem várias pesquisas que relatam a suscetibilidade do feijoeiro às principais espécies de nematoide do gênero *Meloidogyne*, a exemplo, o trabalho realizado por Pereira et al., (2013) que avaliaram as cultivares de feijão comum BRS Requite, BRS Pontal, CNFC 10470, IPR Tangará, IPR Colibri, Princesa, IPR Siriri, Aporé, Engopa 202 Rubi, IPR Juriti, e BRS Magestoso quanto a resistência ao *M. incognita* raça 2, e concluíram que os genótipos BRS Requite, BRS Pontal, CNFC 10470, IPR Tangará, IPR Colibri, Princesa, IPR Siriri e Aporé foram levemente resistente e os genótipos Engopa 202 Rubi, Ipr Juriti e Brs Magestoso foram susceptíveis a esse nematoide.

Simão et al., (2010) avaliando as cultivares ‘Rubi’, ‘IPR Graúna’, ‘Xamego’, ‘IPR Juriti’, ‘IAPAR 81’, ‘IAPAR 14’, ‘Pérola’, ‘IPR Uirapuru’ e ‘IPR Chopim’ e duas linhagens de feijoeiros, LP99-85 e LP98-123, com relação ao parasitismo de *M. javanica* e *F. oxysporum* f. sp. *phaseoli* e a interação entre eles, observaram em seu estudo que todas as cultivares e linhagens de feijoeiro avaliadas comportaram-se como suscetíveis à *M. javanica*. Wanderley et al., (2007) estudando a resistência das cultivares de feijão caupi Cariri, Canapú, Corujinha, Costela de Vaca, Sedinha, Sempre-verde e Sertanejo a *M. javanica*, concluíram que todas as cultivares avaliadas foram suscetíveis a *M. javanica*.

Brida, (2012) avaliando o comportamento de quatro diferentes culturas agrícolas, onde inclui sete genótipos de feijão, a saber, o C2-1-6-1-1, IAC-Diplomata, IAC-Una, IAC-Alvorada, C4-8-1-1, PR11-6- 4-1-2, e Pr11-6-4-1-2, a três espécies de nematoides do gênero *Meloidogyne* spp, dentre as quais está a espécie *M. enterolobii*, concluiu que todos os genótipos de feijoeiro estudados foram suscetíveis a *M. enterolobii*.

Guimarães et al., (2003) estudando o parasitismo de *M. enterolobii* em diferentes culturas em casa de vegetação, verificaram que dentre as culturas avaliadas, tanto o feijão caupi cv. ‘IPA – 206’, como o feijão comum cv. ‘IPA – 9’, e as cultivares de tomateiro Santa Cruz e Viradouro que são portadoras do gene Mi, se comportaram como suscetíveis a essa espécie de nematoide, e o amendoim cv. ‘BR-1’, o milho cv. ‘São José BR – 5026’ e a *C. spectabilis* como imunes. Esses resultados de pesquisas apenas reforçam o que já vem sendo relatado sobre o parasitismo e polifagia dessa espécie de nematoide, evidenciando seu alto potencial reprodutivo.

Os sintomas causados nas plantas hospedeiras pelo nematoide das galhas de uma maneira geral, variam desde o aparecimento de galhas no sistema radicular, como sintomas de deficiência mineral, clorose, redução e deformação do sistema radicular, decréscimo da

eficiência das raízes em absorver e translocar água e nutrientes e redução do crescimento da parte aérea (TIHOHOD, 2000). Esses sintomas afetam diretamente a produção e consequente produtividade da cultura agrícola, por isso, diante do exposto, fica evidente a importância de estudos que auxiliem na elaboração de estratégias de manejo que visem a redução desses patógenos no campo, e também contribuem para a minimização da disseminação de uma área contaminada para outra indene.

- **Manejo de fitonematoides e o uso da Geoestatística**

O manejo de fitonematoides em áreas cultivadas é basicamente realizado com o uso intensivo de nematicidas. No entanto, apesar de muito utilizado, o nematicida não erradica o nematoide, apenas reduz temporariamente as populações, gerando dependência de aplicações sistemáticas nas áreas infestadas (FERRAZ, 2006). Por isso, é de extrema importância a adoção de métodos de manejo associados que auxiliem na redução desses patógenos no campo, a exemplo, a rotação de culturas com plantas antagonistas, uso de adubos verdes e plantas resistentes, e ainda o uso de ferramentas como a Geoestatística, que auxilia no levantamento das densidades populacionais desses patógenos por meio do mapeamento da área.

A rotação de cultura, especialmente quando associada a plantas antagonistas e/ou não hospedeiras, permite que os fatores naturais de mortalidade reduzam a população (SILVA, 2001). Para várias culturas, a exemplo do feijoeiro, a rotação com plantas que apresentem algum nível de resistência seria uma ferramenta de manejo desejável, no entanto, a ausência de materiais que concilie resistência e boas características agronômicas limita a prática, pois a maioria dos cultivares é suscetível aos nematoides (SILVA; DEL PELOSO, 2006). Por isso, estudos dessa natureza estão sendo realizados, a exemplo, o trabalho realizado por Silva e Silva, (2009) estudando a reação de seis gramíneas e cinco leguminosas com relação a *M. enterolobii*, concluíram que dentre as espécies de plantas avaliadas, a mucunã preta (*Mucuna pruriens* L.), e crotalária (*Crotalaria paulina* Schranck), apresentam potencial bastante significativo para serem utilizadas em rotação de culturas em áreas infestadas por esse patógeno.

Santos e Gomes, (2011) estudando a reação de cultivares de mamona BRS Energia, CPACT 40, AL Guarani, IAC 80, Sara, Lyra e Nordeste a *Meloidogyne* spp. e efeito dos exsudatos radiculares sobre *Meloidogyne enterolobii* e *M. graminicola* concluíram que as cultivares de mamona são resistentes a *M. enterolobii*, *M. arenaria*, *M. javanica*, *M.*

ethiopica, *M. incognita* e *M. graminicola*, e podem ser utilizadas no manejo com rotação de culturas em áreas infestadas por esses nematoides.

A utilização de adubos verdes como o azevém, *Crotalaria breviflora* L., *C. juncea* L., *C. spectabilis* Roth, *C. mucronata* L., *C. ochroleuca* L., *Dolichos lablab* L., *Pennisetum glaucum* L., *Mucuna deeringiana* Bort, *M. cinereum* L., *M. aterrima* Piper & Tracy, e *Raphanus sativus* L., constituem uma opção viável para a rotação de culturas em áreas infestadas com *M. enterolobii* (ROSA et al., 2015). Morillo e Silva, (2015) estudando o efeito antagônico do feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis* L.) sobre *M. enterolobii* em tomateiro (*Solanum lycopersicum* L.), concluíram que a utilização de extratos à base de feijão-de-porco na forma de rega no solo é efetivo no controle de *M. enterolobii*.

Estudando a hospedabilidade de fruteiras a *M. enterolobii*, Freitas et al. (2015) encontraram dezesseis fruteiras consideradas má hospedeiras desse patógeno, dentre as quais o abacateiro (*Persea americana* Mill.), o açaizeiro (*Euterpe oleracea* Mart), a amoreira comum (*Rubus* sp), o cajueiro (*Anacardium occidentale* L.), a caramboleira (*Averrhoa carambola*), coqueiro (*Cocos nucifera* L.), gravioleira (*Annona muricata* L.), jabuticabeira (*Myrciaria jaboticaba* Vell.), mangueira (*Mangifera indica* L.), mamoeiro (*Carica papaya* L.), a tangerineira (*Citrus sunki* Hort.) e sapotizeiro (*Malnikara sapota* L.), e concluíram que essas espécies podem ser utilizadas para substituir as goiabeiras mortas em áreas infestadas por *M. enterolobii* servindo como uma alternativa para o manejo.

Silva e Krasuski, (2012) avaliaram a reação de vinte e duas espécies frutíferas tropicais a *M. enterolobii*, em condições de casa de vegetação, e observaram que dezesseis espécies de frutíferas das vinte e duas avaliadas se mostraram-se imunes ao nematoide, dentre elas estão o abacaxizeiro (*Ananas comosus* L. Merrill) ‘Turiaçu’, variedade nativa do município de Turiaçu, no Maranhão, e o maracujazeiro amarelo (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa*).

Biazatti et al., (2016) avaliando a resistência de genótipos de araçazeiros a *Meloidogyne enterolobii*, observaram que os genótipos *Psidium guajava*, e *P. catteyanum*, foram resistentes a *M. enterolobii*, pois obtiveram fator de reprodução igual ou inferior a 0,2.

Medidas preventivas com a finalidade de evitar a introdução desses parasitas na área, principalmente por meio de mudas sadias é de extrema importância, pois a prevenção é o princípio para o controle de nematoides, impedindo a disseminação de uma área para outra (SANTOS, 2012). Contudo, depois que o nematoide é introduzido, o manejo é muito difícil, principalmente para *Meloidogyne* spp., devido a ampla distribuição, polifagia e existência de raças dentro da mesma espécie (GONÇALVES, 2014). A correta identificação da espécie de

nematoide presente na área, a determinação do nível populacional e distribuição espacial constituem elementos chave para a adequada recomendação de manejo.

Devido a distribuição no solo de maneira agregada, os fitonematoides causam reboleiras em áreas bem delimitadas. Dessa forma, a geoestatística permite determinar a distribuição espacial desses parasitas por meio de mapeamento da área, auxiliando nas tomadas de decisões para o manejo, (BARKER, 1985; CLARK, 1979).

A Geoestatística é um conjunto de métodos apropriados para analisar um atributo de um fenômeno que tem distribuição contínua sobre uma área geográfica. Surgiu na África do Sul, através de pesquisas relacionadas com concentrações de ouro por Krige (1951), onde ele viu que era impossível encontrar sentido em variâncias se não levasse em consideração a distância entre as unidades amostrais. A ferramenta básica da Geoestatística é o semivariograma, por meio deste, pode-se relacionar a distância entre pares de amostras com a semivariância estatística para todos os pares possíveis a cada distância sugerida (ELLSBEURY et al., 1998).

Com a obtenção do semivariograma, determina-se a dependência espacial entre as unidades amostrais e o alcance de influência de cada ponto amostrado. O semivariograma é definido por três parâmetros, o patamar que é o valor do semivariograma correspondente ao seu alcance, ou seja, desse ponto em diante não existe mais dependência espacial entre as amostras representado por $C_0 + C_1$; o efeito pepita (C_0), que é a semivariância nos pontos muito próximos, quando a distância entre as unidades amostrais são bem pequenas; e o alcance (a), que mede a distância limite da dependência espacial (VIEIRA et al., 1983).

O processo Geoestatístico mais utilizado para o ajuste do modelo ideal do semivariograma é o da krigagem, que estima os valores de variáveis distribuídas no espaço e/ou no tempo com base nos valores adjacentes quando considerados interdependentes pela análise variográfica que envolve a dependência de distância, efeito pepita, da amplitude e da presença de anisotropia (FREITAS, 2013).

A geoestatística permite a análise de dados espacialmente correlacionados, e suas técnicas envolvidas possibilitam a quantificação da dependência espacial entre amostras, permitindo que as densidades populacionais de nematoides sejam mapeadas (FARIAS et al., 2002). Isso contribui para a adoção de medidas de manejo adequadas para os locais específicos de infestação desses patógenos.

Maranhão (2008), assinalou a dependência espacial de *Pratylenchus* sp. em raízes de cana-de-açúcar e mapeou as densidades populacionais utilizando o método de krigagem. Como resultado, a autora observou que o modelo esférico se adequou como o melhor ajuste

para a maioria das áreas estudadas, e os mapas adquiridos por meio de krigagem expressaram a variabilidade espacial de *Pratylenchus* sp. com acréscimo paulatino entre as amostragens.

Torres et al. (2006), avaliando a estrutura de uma comunidade de nematoides associada ao cultivo comercial do meloeiro (*Cucumis melo* L.), em Baraúnas, Rio Grande do Norte, observaram correlação positiva entre *R. reniformis* e dorilaimídeos em ambas as áreas analisadas, e uma moderada dependência espacial para os nematoides da família Dorylaimidae e Aphelenchidae. Os autores destacam também que o fitonematoide *R. reniformis* evidenciou grau de dependência espacial forte e moderado nas áreas havendo plantas com sintomas e sem sintomas, respectivamente, ambas obtendo o modelo gaussiano como melhor ajuste descrito.

Freitas (2013) estudando a distribuição espacial dos nematoides das lesões radiculares em área de cultivo de soja e sua relação com a variabilidade de produtividade e atributos químicos do solo no leste do maranhão, encontrou o modelo exponencial como melhor ajuste para todas as variáveis de produção e população de nematoides, com presença de anisotropia e alcances maiores na direção de 135°, em virtude do preparo do solo e direção do plantio e variogramas isotrópicos para as características químicas do solo. O autor concluiu ainda que o aumento da população de nematoides está correlacionado com a presença de raízes da planta hospedeira no solo, pois ele verificou que com relação as variáveis número de nematoides no solo, número de nematoides na raiz, número de ovos na raiz e soma do número de nematoides na raiz e ovos expressaram um forte grau de dependência espacial.

Farias et al., (2002) estudando a distribuição espacial de *Rotylenchulus reniformis* em campo continuamente cultivado com algodoeiro durante vinte anos e submetido a rotação de culturas com sorgo (*Sorghum vulgare* Pers.), amendoim (*Arachis hypogaea* L.) e mucunã (*Mucuna pruriens* (L.)), por meio da Geoestatística, observaram que o modelo esférico foi o melhor descrito para essa espécie de nematoide, que apresentou uma distribuição agregada alta e alcance médio de 15 m. Os autores ressaltam ainda que as densidades populacionais do nematoide foram mapeadas e as áreas de risco precisamente identificadas, assim o monitoramento das áreas infestadas foi possível propiciando a condução de técnicas de manejo adequadas para os sítios específicos de infestação desse patógeno.

O sucesso do manejo dos fitonematoides requer uma caracterização precisa da variabilidade espacial de suas populações (ORTIZ et al., 2010). Assim, a avaliação da variabilidade espacial desses patógenos por meio da Geoestatística, é uma ferramenta na determinação de estratégias de manejo para reduzir a população do patógeno na área de cultivo. Diante do exposto, o objetivo desse trabalho foi analisar variações na estrutura e

distribuição espacial de fitonematoides após erradicação de goiabeiras e cultivo de feijoeiro caupi no município de Pesqueira-PE.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AGRIOS, G. N. Plant Diseases Caused by nematodes. In: AGRIOS, G. N. **Plant Pathology**. 5. Ed. Amsterdam: Elsevier, 2005. p. 825-874.
- ABAWI, G.S.; MULLÍN, B.A.; MAÍ, W.F. Diseases caused by nematodes. In: SCHWARTZ, H.F.; STEADMAN, J.R.; HALL, R. (Ed.). **Compendium of bean diseases**. 2nd ed. St. Paul: American Phytopathological Society Press, 2005. p. 54– 57.
- ALMEIDA, E. J. **O nematoide de galha da goiabeira (*Meloidogyne mayaguensis* Rammah & Hirschmann, 1988): identificação, hospedeiros e ação patogênica sobre goiabeiras**. 2008, 95 f. Tese (Doutorado em Agronomia) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias. Jaboticabal-São Paulo, 2008.
- ALMEIDA, E. J.; SOARES, P. L. M.; SILVA, A. R. D. S.; SANTOS, J. M. D.; Novos Registros sobre *Meloidogyne mayaguensis* no Brasil e estudo morfológico comparativo com *M. incognita*. **Nematologia Brasileira**. Piracicaba, v. 32. n. 3.p. 236-241, 2008.
- ASMUS, G. L.; VICENTINI, E. M.; CARNEIRO, R. M. D. G. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Estado do Mato Grosso do Sul. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba. v.31. n. 2, p. 112, 2007.
- BAIDA, F. C.; SANTIAGO, D. C.; TAKAHASHI, L. S. A.; ATHANÁZIO, J. C.; CADIOLI, M. C.; LEVY, R. M. Reação de linhagens de feijão-vagem ao *Meloidogyne javanica* e *M. paranaenses* em casa-de-vegetação. **Ciência Rural**. Santa Maria. v. 33. n. 2. p. 237-241, 2011.
- BALDIN, E. L. L; WILCKEN, S. R. S.; PANNUTI, L. E. R.; SCHLICK-SOUZA, E. C.; VANZEI, F. P. Uso de extratos vegetais, manípueira e nematicida no controle do nematoide das galhas em cenoura. **Summa Phytopathologica**. v. 38, n.1, p. 36-41, 2012.
- BARKER, K.R. Sampling nematode communities. In: BAKER, K.R.; CARTER, C.C.; SASSER, J.N. (Ed.). **An advanced treatise on Meloidogyne: II. Methodology**, Raleigh: North Caroline State University/USAID, 1985. p. 3-17.
- BERG, R. H.; FESTER, T.; TAYLOR, C. G. Development of the root-knot nematode feeding cell. In: BERG, R. H.; TAYLOR, C. G. (Eds.). **Cell biology of plant nemato parasitism**. Heidelberg: Spring, 2009. v. 15, p. 115-152.
- BERNACCI, L.C.; SOARES-SCOTT, M.D.; JUNQUEIRA, N.T.V.; PASSOS, I.R.S.; MELETTI, L. M. M. Revisão *Passiflora edulis* Sims: the correct taxonomic way to cite the yellow passion fruit (and of others colors). **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal - SP, v. 30, n. 2, p. 566-576, 2008.
- BIAZATTI, M. A.; SOUZA, R. M.; MARINHO, C. S.; GUILHERME, D. O.; CAMPOS, G. S.; GOMES, V. M.; BREMENKAMP, C. A. Resistência de genótipos de araçazeiros a *Meloidogyne enterolobii*. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 46, n.3, p. 418-420, 2016.

BRIDA, A. L. **Reação de aveia branca, feijão, sorgo e trigo a *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii***. Dissertação de Mestrado em Agronomia (Proteção de Plantas). 2012, 87 f. Universidade Estadual Paulista-Faculdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu, 2012.

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

CARNEIRO, R.M.D.G. Uma visão mundial sobre a ocorrência e patogenicidade de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e outras culturas. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, XXIV. 2003, **Resumos...** Petrolina-PE, p 22.

CARNEIRO, R.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**. v. 30. n. 3. p. 293-298, 2006.

CARNEIRO, R.M.D.G.; CIROTTO, P.A.; SILVA, D. B.; GOMES CARNEIRO, R. Resistance to *Meloidogyne mayaguensis* in *Psidium* spp. accessions and their grafting compatibility with *P. guajava* cv. Paluma. **Fitopatologia Brasileira** v. 32. n. 4. p. 281-284, 2007.

CASTRO, J. M.C.; SANTANA, T. A. S. Primeiro registro de *Meloidogyne enterolobii* em goiabeira no Estado de Alagoas. **Nematologia Brasileira**. Piracicaba, v. 34. n. 3. p. 169-171, 2010.

CAVICHIOLO, J. K.; SEIITI KASAI, F.; NASSER, M. D. Produtividade e características físicas de Frutos de *Passiflora edulis* enxertado sobre *Passiflora gibertii* em diferentes espaçamentos de plantio. **Revista Brasileira Fruticultura**, Jaboticabal, v. 36, n. 1, p. 243-247, 2014.

CLARK, I. Practical Geostatistics. Applied Science Publishers, Essex, 1979. 129 p.

CONANB-Companhia Nacional de Abastecimento. **Perspectivas para a agropecuária. Feijão**. Perspec. agropec, Brasília, v. 2, p. 1-155, 2014. Disponível em: <<http://pt.slideshare.net/luizvaleriano/perspectivas-para-a-agricultura-20142015-volume-2-conab-11092014>>.

CUNHA, M. A. P.; BARBOSA, L. V.; FARIA, G. A. Aspectos Botânica. In: LIMA, A. A.; CUNHA, M. A. P. (Eds.). **Maracujá: Produção e qualidade na Passicultura**. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura, 2004. p. 69-93.

CUNHA, T. P. L.; MINGOTTE, F. L. C.; CHIAMOLERA, F. M.; FILHO, A. C. A. C.; SOARES, P. L. M.; LEMOS, L. B.; VENDRAMINI, A. R. Ocorrência de nematoides e produtividade de feijoeiro e milho em função de sistemas de cultivo sob plantio direto. **Nematropica**, v. 45, n. 1, p. 33-42, 2015.

- CHARCHAR, J. M.; M. E. N.; FONSECA, L. B.; BOITEUX, A. F.; NETO, L. 2009. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no estado do Tocantins. **Nematologia Brasileira**. Piracicaba-SP. v. 33. n. 2. p. 183– 186, 2009.
- DICKSON D, HUISINGH D, SASSER J. DEHYDROGENASES, acid and alkaline phosphatases and esterases for chemotaxonomy of selected *Meloidogyne*, *Ditylenchus*, *Heterodera* and *Aphelenchus* spp. **Journal of Nematology**. v. 1, p.1–16, 1971.
- ELLSBEURY, M. M.; WOODSON, W. D.; CLAY, S. A.; MALO, D.; SCHUMACHER, J.; CLAY, D. E.; CARLSON, C. G. Geostatistical characterization of special distribution of adult corn rootworm (Coleoptera: Chrysomelidae) emergence. **Environmental Entomology**, Salt Lake City, v. 27, n. 4, p. 910-917, 1998.
- FARIAS, P.R.S., BARBOSA, J.C., VIEIRA, S.R., SÁNCHEZ-VILLA, X. & FERRAZ, L.C.B. Geostatistical analysis of the spatial distribution of *Rotylenchulus reniformis* on cotton cultivated under crop rotation. **Russian Journal of Nematology**, Moscow, v. 10. p. 1–9. 2002.
- FARGETTE, M. Use of esterase phenotype in the taxonomy of the genus *Meloidogyne*. 2. Esterase phenotypes observed in West African populations and their characterization. **Revue de Nématologie**, Bondy, v. 10, p. 45-56. 1987.
- FERRAZ, L. C. C. B. O nematoide *Pratylenchus brachyurus* e a soja sob plantio direto. **Revista Plantio Direto**. Passo Fundo, n. 96, p. 23-32, 2006.
- FERRAZ, S.; FREITAS, L. G.; LOPES, E. A.; DIAS-ARIEIRA, C. R. **Manejo sustentável de fitonematoides**. Viçosa - MG, Ed: UFV, 2010. 306 p.
- FERREIRA, R. V. O.; CRUZ, C. E. M.; GOULART, M. C.; LOPES, S. Ocorrência de nematoides nas culturas da aceroleira, goiabeira e pessegueiro. **Revista Científica Eletrônica de agronomia**. Periódico Semestral, Garça-SP. 7 ed, n. 12, p. 1-7, 2007.
- FISCHER, I. H.; REZENDE, J. A. M. Diseases of passion flower (*Passiflora* spp.). **Pest Technology**. Takamatsu. v.2, n. 1. p. 1-19, 2008.
- FREITAS, J. R. B. **Distribuição espacial de *Pratylenchus brachyurus* em soja no leste do Maranhão**. 2013, 72 f. Doutorado em Agronomia (Ciência do Solo) -Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal, 2013.
- FREITAS, V. M.; II. MATTOS, J. K. A.; SILVA, J. G. P.; CARNEIRO, M. D. G.; GOMES, C. B.; CASTRO, J. M. D. C. E.; CARNEIRO, R. M. D. G. 2015. **Hospedabilidade de fruteiras a *Meloidogyne enterolobii*: uma sugestão de manejo para áreas infestadas**. Brasília, DF: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 310). 36 p.

GONÇALVES, L. A. **Levantamento e manejo de nematoides fitoparasitas em áreas cultivadas com olerícolas na região Centro-Oeste do estado de São Paulo**. 2014, 58 f. Tese (Doutorado em Agronomia-Proteção Plantas) -Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho". Botucatu, 2014.

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**. Piracicaba, v. 32. n. 3. p. 244-247, 2008.

GOMES, A. R.; FAUSTINO, J. F.; WILCKEN, S. R. S.; CARNEIRO, R. M. D. G.; AMBRÓSIO, M. M. Q.; SOUZA, N. L. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em *Psidium guajava* L. no Estado da Paraíba. **Fitopatologia Brasileira**. **Resumo**... Brasília. v. 32, p. 273, 2007.

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

HUSSEY, R.S., SASSER, J.N. AND HUISINGH, D. Disc-electrophoretic studies of soluble proteins and enzymes of *Meloidogyne incognita* and *M. arenaria*. **Journal of Nematology**, v. 4, p.183-189, 1972.

HUSSEY, R.S. Secretions of esophageal glands in root-knot nematodes. In: GOMMERS, F.J.; MAAS, P.W.T. (Ed.) **Nematology from Molecule to Ecosystem**. Wageningen, The Netherlands. European Society of Nematologists, 1992. p. 41-50.

HUSSEY, R.S. & WILLIAMSON, V.M. Physiological and molecular aspects of nematode parasitism. In: BARKER, K.R.; PEDERSON, G.A.; WINDHAM, G.L. (Ed.) **Plant Nematode Interactions**. Madison, WI. ASA-CSSA-SSSA. Agronomy Monograph, 1998. n. 36, p. 87-108.

HYMAN, B. C.; POWERS, T. O. Integration of molecular data with systematics of plant parasitic nematodes. **Annual Review Phytopathology**, v. 29, p.89-107, 1991.

IBGE-Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Produção agrícola municipal. **Culturas temporárias e permanentes. Produção agrícola municipal**. Rio de Janeiro, v. 40, p.1-102, 2013.

IWAHORI, H.; TRUC, N.T.N.; BAN, D.V.; ICHINOSE, K. First report of root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* on guava in Vietnam. **Plant Disease**. v. 93. p. 675, 2009.

JUNQUEIRA, N.T.V. Doenças e pragas. In: MANICA, I.; ICUMA, I.M.; JUNQUEIRA, N.T.V.; SALVADOR, J.O.; MOREIRA, A.; MALAVOLTA, E. (Ed.). **Fruticultura Tropical 6: Goiaba**. Porto Alegre, RS: CINCO CONTINENTES EDITORA LTDA., 2000, p. 225-247.

KARSSSEN, G.; MOENS, M. **Root-Knot Nematodes** In: Perry RN, Moens M (Eds) **Plant Nematology**. Cambridge, USA, CABI North American Office, 2006. p. 60-90.

KIEWNICK, S.; DESSIMOZ, M.; FRANCK, L. Effects of the Mi – 1 and the N root – knot nematode resistance gene on infection and reproduction of *Meloidogyne enterolobii* on tomato and pepper cultivars. **Journal of Nematology**, v. 41, n. 2, p.134-139, 2009.

- KHAN, M.R.; HASSAN, A.; GHOSH, B.; DAS, B.; GHOSH, S.; RAY, S.K. Diversity and community analyses of soil nematodes associated with guava from West Bengal, India. **Acta Horticulturae**, v. 735. p. 483-487, 2007.
- LANDRUM, L.R.; KAWASAKI, M.L. The genera of Myrtaceae in Brazil: an illustrated synoptic treatment and identification keys. **Brittonia**, v.49, n.4, p.508-36, 1997.
- LIMA, I. M., M.V.V. MARTINS, L.A.L. SERRANO & R.M.D.G. CARNEIRO. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira ‘Paluma’ no Estado do Espírito Santo. **Nematologia Brasileira**. v. 31 n. 2. p. 133. 2007.
- LOPES, C. M. L. **Populações de nematoides fitoparasitas em áreas de cultivo de soja, algodão, café e de vegetação nativa do Cerrado na região Oeste da Bahia.** / Carina Mariani Leite Lopes. Brasília. 2015, 70 f. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia). Universidade de Brasília. Brasília, 2015.
- MAPA- Brasil. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Projeções do Agronegócio: Brasil 2013/2014 a 2023/2024 projeções de longo prazo.** Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Assessoria de Gestão Estratégica. Brasília: MAPA/ACS, 2014. 100 p.
- MEDINA, J.C. **Cultura Goiaba.** In: Instituto de tecnologias de alimentos. 2. ed. Campinas: ITAL, 1988. p. 1-21.
- MOREIRA, W.A.; MAGALHÃES, E.E.; MOURA, A.O.S; PEREIRA, A.V.S.; LOPES, D.B. & BARBOSA, F.R. (2003) Nematoides associados à goiabeira no Vale do Submédio São Francisco. In: XXIV CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, Petrolina-PE. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 27. n. 2. p. 256-257, 2003.
- MORILLO, C. S. R.; SILVA, G.S. 2015. Antagonistic effect of jack bean on *Meloidogyne enterolobii* in tomato plants. **Summa Phytopathologica**. 41: 305-310.
- NAVES, R. L. **Diagnose e manejo de doenças causadas por fitonematoides na cultura da videira.** Embrapa. Bento Gonçalves-RS. 2005. 12 p. (Circular Técnica, 57).
- OLIVEIRA, U. L. C.; SILVEIRA, A. J.; SOARES, P. L. M.; BITTENCOURT, M. A. L. Fitonematoides associados a cultivos de bananeiras na região sul da Bahia. Centro de Pesquisas do Cacau, Ilhéus-BA. **Agrotropica**, Ilhéus-Itabuna, v. 27, n. 1, p. 5 -14, 2015.
- ORTIZ, B. V.; PERRY, C.; GOOVAERTS, P.; VELLIDIS, G.; SULLIVAN, D. Geostatistical modeling of the spatial variability and risk areas of southern root-knot nematodes in relation to soil properties. **Geoderma**, v. 165, n. 3-4, p. 243-252, 2010.
- PEREIRA, F. O. M.; SOUZA, R. M.; SOUZA, P. M.; DOLINSKI, C.; SANTOS, G. K. Estimativa do impacto econômico e social direto de *Meloidogyne mayaguensis* na cultura da goiaba no Brasil. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.33, n.2, p.176-181, 2009.

- PEREIRA, P. R.; FIDELIS, R. R.; SANTOS, M. M.; SANTOS, G. R.; NASCIMENTO, I. R. Tolerância de cultivares de feijoeiro comum a *Meloidogyne incognita* raça 2 em condições de temperatura elevada. **Revista Verde**, Mossoró, v. 8, n.4, p.202 - 207, 2013.
- PERRY, R. N.; AUMANN J. Behavior and sensory responses. In: PERRY, R. N.; WRIGHT, D. J. (eds). **The physiology and biochemistry of free-living and plant-parasitic nematodes**. CABI –Publishing, Wallingford, UK. 1998. 2006. p. 75 – 102.
- PINHEIRO, A. B.; SILVA, G. O.; PEREIRA, R. B. **Nematoides na Cultura da Batata**. Embrapa. Brasília-DF, 2015. p. 1-12. (Circular Técnica, 143).
- PINHEIRO, J. B.; BOITEUX, L. S.; PEREIRA, R. B.; ALMEIDA, M. R. A.; CARNEIRO, R. M. D. G. **Identificação de espécies de Meloidogyne em tomateiro no Brasil**. Embrapa Hortaliças. Brasília-DF, 2014. (Boletim Pesquisa e Desenvolvimento, 102).
- PINHEIRO, J. B.; CARVALHO, A. D. F.; PEREIRA, R. B. RODRIGUES, C. S. **Nematoides na cultura do alho e cebola**. Embrapa. Brasília- DF, 2014, p. 1-8. (Circular Técnica, 130).
- PINHEIRO, J. B.; RODRIGUES, C. S.; PEREIRA, R. B.; CARVALHO, A. D. F. SUINAGA, F. A. **Avaliação preliminar de cultivares de alface para resistência ao nematoide das galhas (*Meloidogyne* spp.)**. Embrapa Hortaliças, Brasília-DF, 2014. p. 2-20. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 103).
- RAMMAH, A.; HIRSCHMANN, H. *Meloidogyne enterolobii*. sp. (Meloigogynidae) a root knot nematode from Puerto Rico. **Journal of Nematology**. v. 20. n. 1. p. 58-69, 1988.
- REETZ, E. R.; KIST, B. B.; SANTOS, C. E.; CARVALHO, C.; DRUM, M. **Anuário brasileiro da fruticultura 2015**. Principais frutas. Editora: Gazeta Santa Cruz, 2015. Santa Cruz do Sul-RS, 2015. p. 104.
- ROSA, J. M. O.; WESTERICH, J. N.; WILCKEN, S. R. S. 2015. Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas e plantas utilizadas na adubação verde. **Revista Ciência Agronômica**. 46: 826-835.
- MARANHÃO, S. R.V. L. **Comunidade, Dinâmica Populacional e Variabilidade Espacial de Nematoides em áreas de cultivo da Cana-de-Açúcar sob diferentes condições edafoclimáticas no Nordeste**. 2008, 127 f. Tese (Doutorado em Fitopatologia) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2008.
- SANTOS, A. V.; GOMES, C. B. Reação de cultivares de mamona a *Meloidogyne* spp. e efeito dos exsudatos radiculares sobre *Meloidogyne enterolobii* e *M. graminicola*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 35. n. 1-2. p. 1-9, 2011.
- SANTOS, C. E.; KIST, B. B.; CARVALHO, C.; REETZ, E. R.; DRUM, M. **Anuário brasileiro da fruticultura 2014. Principais frutas**. Editora: Gazeta Santa Cruz. Santa Cruz do Sul-RS, 2014. p. 140.
- SANTOS, T. F. S. **Metodologia de avaliação a *Pratylenchus brachyurus* e reação de genótipos de soja aos nematoides das galhas e das lesões**. 2012, 85 f. Dissertação. (Mestrado em Engenharia Agrícola) -Instituto de Ciências Agrárias e Tecnológicas. Universidade Federal de Mato Grosso. Rondonópolis, 2012.

SELLSCHOP, J. P. F. Cowpeas. *Vigna unguiculata* (L.) Walp. **Field Crop Abstract**, Wallingford, v. 15, n. 4, p. 259-266, 1962.

SIDDIQI, M. R. **Tylenchida: Parasites of plant and insects**. 2 ed. St. Oxon: CABI. Publishing, 2000. p. 852.

SILVA, C.C.; DEL PELOSO, M.J. **Informações técnicas para o cultivo do feijoeiro comum na Região Central-brasileira 2005-2007**. Santo Antônio de Goiás: Embrapa Arroz e Feijão, 2006. 139 p. (Documentos, 193).

SILVA, J. F. V. Resistência genética de soja a nematoides do gênero *Meloidogyne*. In: FERRAZ, L. C. C. B.; ASMUS, G. L.; CARNEIRO, R. G.; MAZAFFERA, P.; SILVA, J. F. V. **Relações parasito-hospedeiro nas meloidogoses da soja**. Londrina: Embrapa, 2001. p. 95-127.

SILVA, G. S.; PEREIRA, A. L.; ARAÚJO, J. R. G.; CARNEIRO, R. M. D. G. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em *Psidium guajava* no Estado do Maranhão. **Nematologia Brasileira**. Piracicaba-SP. v. 32. n. 3. p. 242-243, 2008.

SILVA, G.S.; ATHAYDE SOBRINHO, C.; PEREIRA, A. L.; SANTOS, J. M. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Estado do Piauí. **Nematologia Brasileira**. v. 30. n. 3. p. 307-309, 2006.

SILVA, K. C.; SILVA, G. S. Reação de Gramíneas e Leguminosas a *Meloidogyne mayaguensis*. **Nematologia Brasileira**. Piracicaba-SP. v. 33. n. 2. p. 198-200. 2009.

SILVA, S. D. G.; KRASUSKI, A. I. Reação de algumas espécies frutíferas tropicais a *Meloidogyne enterolobii*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 36. n. 1-2. p. 83-86, 2012.

SIMÃO, G.; ORSINI, O. P.; SUMIDA, C. H.; HOMECHIN, M.; SANTIAGO, D. C.; CIRINO, V. M. Reação de cultivares e linhagens de feijoeiro em relação a *Meloidogyne javanica* e *Fusarium oxysporum* f. sp. *phaseoli*. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 40. n. 5. p. 1003-1008, 2010.

SIQUEIRA, K.M.S.; FREITAS, V. M.; ALMEIDA, M. R. A.; SANTOS, M. F.A.; CARES, J. E.; 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.

SOBCZAK, M.; GOLINOWSKI, W. Structure of cyst nematode feeding sites. **Plant Cell Monograph**. v. 38, p. 1007, 2008.

SOUSA, C. C. M.; PEDROSA, E. M. R.; ROLIM, M. M.; FILHO, R. A. O.; SOUZA, M. A. L. M.; FILHO, J. V. P. Crescimento e respostas enzimáticas do feijoeiro caupi sob estresse hídrico e nematoide de galhas. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande-PB, v. 19, n. 2, p. 113-118, 2015.

SHARMA, R. D.; JUNQUEIRA, N. T. V.; GOMES, A. C. **Nematoides nocivos ao maracujazeiro**. Embrapa. Planaltina, 2000, p.1-4. (Comunicado Técnico, 4).

SHARMA, R.D.; JUNQUEIRA, N.T.V.; GOMES, A.C. Comportamento do Maracujá-doce (*Passiflora alata*) relacionado com o nematóide formador de galhas. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 28, n. 1, p. 97-100, 2004.

TAKAHASHI, V. D. S. P.; SOARES, P. L. M.; CARNEIRO, F. A.; FERREIRA, R. J. ALMEIDA, E. J. D.; SANTOS, J. M. D. Detecção de *Meloidogyne enterolobii* em mudas de amoreira (*Morus nigra* L.). **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 45. n. 5. p. 757-759, 2015.

TAYLOR, D. T.; SASSER, J. N. Biología identificación y control de los nematodos de nódulo de la raíz (*Meloidogyne* species). **A Cooperative Publication of the Department of Plant Pathology**, Davis, p. 111, 1983.

TIHOHOD, D. **Nematologia agrícola aplicada**. Jaboticabal: Funep. 2000. 372 p.

TORRES, G.R.C.; COVELLO, V. N.; SALES JÚNIOR, R.; PEDROSA, E. M. R.; MOURA, R. M. *Meloidogyne mayaguensis* em *Psidium guajava* no Rio Grande do Norte. **Fitopatologia Brasileira**. v. 29. n. 5. p. 570, 2004.

TORRES, G.R.C.; SALES JÚNIOR, R.; REHN, V. N. C.; PEDROSA, E. M. R.; MOURA, R. M. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Estado do Ceará. **Nematologia Brasileira**. v. 29. n. 1. p. 105- 107, 2005.

TORRES, C. R. G.; PEDROSA, E. M. R.; MONTENEGRO, A. A. A.; MICHEREFF, S. M.; MOURA, R. M. Aspectos Ecológicos de Comunidade de Nematoides Associada a Cultivo de *Cucumis melo* no Rio Grande do Norte. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 30, p. 1-9, 2006.

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

VIEIRA, S. R.; HATFIELD, J. L.; NIELSEN, D. R.; BIGGAR, J. W. Geostatistical theory and application to variability of some agronomical properties. **Hilgardia**, Oakland, v.51, n.3, p.1-75, 1983.

VILLAIN, L.; SARAH, J.L.; HERNANDEZ, A.; CHARMETANT, P.; BERTRAND, B.; ANTHONY, F.; TOPART, P.; LASHERMES, P.; ANZUETO F.; CARNEIRO, R.M.D.G. Biodiversity of root knot nematodes, *Meloidogyne* spp., on coffee in Central America. In: INTERNATIONAL CONFERENCE ON COFFEE SCIENCE, 21st, 2007, **Abstracts...** Montpellier-France p. 1321-1324.

WANDERLEY, M. J. A.; WANDERLEY, P. A.; FILHO, P. F. A.; SANTOS, J. M.; PEREIRA, E. R. Resistência genética do feijão caupi ao nematoide *Meloidogyne javanica*. **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 2. n.1, 2007.

WYSS, U.; GRUNDLER, F. M.W.; MUNCH, A. The parasitic behavior of 2nd-stage juveniles of *Meloidogyne incognita* in roots of *Arabidopsis thaliana*. **Nematologica**. n. 38. p. 98-111, 1992.

XU, J.; PEILEI, L.; QINGPENG, M.; HAI, L. Characterisation of *Meloidogyne* species from China using isozyme phenotypes and amplified mitochondrial DNA restriction fragment length polymorphism. **European Journal of Plant Pathology**, v.110. p. 309-315, 2004.

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

YEATES, G. W.; BONGERS, T.; DE GOEDE, R. G. M.; FRECKMAN, D. W.; GEORGIEVA, S. S. Feeding habits in nematodes families – an outline for soil ecologists. **Journal of Nematology**. v.25, p.315-331, 1993.

CAPÍTULO II

Variabilidade espacial de fitonematoides em área de cultivo de feijoeiro após erradicação de goiabeiras

23 após erradicação de goiabeiras. O estudo foi realizado na Fazenda Nossa Senhora do Rosário
24 no município de Pesqueira-PE. As amostras de solo e raiz foram coletadas em 2012 e 2015,
25 em malha de 10×10 m, com 64 pontos, e os dados submetidos à análise de Geoestatística.
26 Durante o cultivo da goiabeira, exclusivamente a distribuição de *Meloidogyne* no solo
27 apresentou forte grau de dependência espacial, ajustando-se ao modelo exponencial. Após a
28 erradicação das goiabeiras e cultivo de feijoeiro, as populações de *Pratylenchus* e
29 *Helicotylenchus* no solo passaram a apresentar forte dependência espacial, ajustando-se ao
30 modelo esférico, enquanto os bacteriófagos, especialmente Rhabditidae, ajustaram-se ao
31 modelo gaussiano. A densidade de *Meloidogyne* no solo foi baixa não apresentando
32 dependência espacial, ao contrário da raiz, onde o nematoide mostrou dependência espacial
33 moderada, ajustando-se ao modelo esférico. Todos os gêneros de nematoides encontrados nos
34 dois períodos de estudo apresentaram alcance maior que 10 m. A falta de um manejo
35 adequado, caracterizado pela introdução de hospedeira susceptível (feijoeiro) ao nematoide
36 deu continuidade aos problemas, aumentando a densidade populacional e disseminação no
37 solo de importantes fitoparasitas.

38 Palavras-chaves: Estrutura trófica, Manejo, *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Psidium guajava*,
39 Variabilidade espacial, *Vigna unguiculada*.

40 ABSTRACT

41 Abade, C. L. P., E. M. R. Pedrosa, T. F. S. Vicente, A. A. A. Montenegro and M. M. Rolim
42 and D. A. S. Leitão, 2016. Spatial variation of plant-parasitic nematodes in area growing
43 cowpea after eradication of guava orchard. *Nematropica* 41: 00-00.

44 The management of plant-parasitic nematodes is complex and requires understanding how the
45 management practices affects nematode community structure and the spatial variability of
46 their populations. This work had as objective to evaluate variations on plant-parasitic

47 nematodes structure and spatial distribution and cultivation area of cowpea after guava
48 orchard eradication. The study was carried out at Nossa Senhora do Rosário Farm in
49 Pesqueira municipality in Pernambuco State. Soil and roots samples were collected in 2012
50 and 2015, in a 10×10-m mesh with 64 points, being data submitted to Geostatistical analysis.
51 Before guava eradication, only *Meloidogyne* in soil presented high level of spatial
52 dependence, fitting to exponential model. After cowpea cultivation, each *Pratylenchus* and
53 *Helicotylenchus* populations turn to high level of spatial dependence in soil, with the
54 exponential model as best fit, as well the bacterivorus, particularly Rhabditidae, except
55 Gaussian model fitted best. *Meloidogyne* density in soil was low showing no spatial
56 dependency, in contrast to roots, where *Meloidogyne* spatial dependency was moderate, fitting
57 to spherical model. In both periods, the range of all nematode genera was longer than 10 m.
58 The use of a non adequate management, as the introduction of a susceptible host, as cowpea,
59 increased density and dissemination of important plant parasitic nematodes in the field.
60 Keywords: Trophic structure, management, *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Psidium guajava*,
61 spatial variability, *Vigna unguiculada*.

62

63

INTRODUÇÃO

64

65

66

67

68

69

70

Os fitonematoides representam um dos principais fatores limitantes para a produção agrícola no mundo. As perdas anuais decorrentes do parasitismo desses organismos são estimadas em até 13,5% no mundo e o prejuízo calculado, entre os anos de 2010 a 2013, em até 358,24 bilhões de dólares ao ano (ABD-ELGAWAD, 2014). Entre as culturas agrícolas com grandes perdas econômicas destaca-se a goiabeira (*Psidium guajava* L.), embora outras, a exemplo, o feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) seja severamente afetada (CUNHA et al., 2015; FERREIRA et al., 2007).

71 A goiabeira é suscetível a muitos gêneros de fitonematoides, dentre os quais
72 *Aphelenchus* sp, *Pratylenchus* sp, *Rotylenchulus* sp, *Tylenchorhynchus* sp, *Xiphinema* sp e
73 *Meloidogyne* sp, sendo a espécie *Meloidogyne enterolobii* Yang e Eisenback (1983), a mais
74 danosa a goiabeira, causando a doença conhecida como morte súbita (ALMEIDA, 2008).
75 Somente no ano de 2008, foi estimado que a área infestada pelo *M. enterolobii* foi de 5.000
76 ha, distribuída por 16 Estados, gerando perda de 66 milhões de dólares na economia
77 (PEREIRA et al., 2009).

78 Os gêneros de fitonematoides que parasitam o feijoeiro também são diversos, dentre
79 os quais se destacam *Rotylenchulus reniformis*, *Heterodera glycines*, *Belonolaimus*
80 *longicaudatus*, *Helicotylenchus dihystera*, *Tylenchorhynchus* spp. e *Criconemoides ovantus*,
81 no entanto, o gênero *Meloidogyne* é o mais importante, apresentando ampla distribuição
82 geográfica e polifagia (ABAWI; MULLÍN; MAÍ, 2005; BAIDA et al., 2011).

83 O manejo desses fitonematoides é bastante complexo, e deve integrar uma associação
84 de métodos biológicos, culturais, químicos, físicos e genéticos. No entanto, a eficiência dos
85 métodos depende de um completo e complexo conhecimento do comportamento e
86 distribuição do nematoide em seu habitat. Distribuídos horizontalmente na superfície do solo
87 de maneira agregada os fitonematoides causam as conhecidas reboleiras. Dessa forma, através
88 da Geoestatística, pode-se determinar a distribuição espacial desses parasitas por meio de
89 mapeamento na área de interesse (BARKER, 1985; CLARK, 1979). Apesar da
90 importância do uso da Geoestatística para a tomada de decisão em uma agricultura de
91 precisão (ORTIZ et al., 2010), essa ferramenta é fundamental para compreensão de como as
92 medidas adotadas afetam a estrutura e distribuição espacial da comunidade de nematoides
93 presentes, permitindo aprimorar o manejo. Assim, a avaliação dessa variabilidade espacial
94 desses patógenos de plantas, serve como uma nova ferramenta na determinação de estratégias
95 de manejo que visem tanto reduzir a população do patógeno na área cultivada, como aumentar
96 a produtividade agrícola.

97 O objetivo do presente estudo foi avaliar variações na estrutura e distribuição espacial
98 de fitonematoides após erradicação de goiabeiras e cultivo de feijoeiro caupi no município de
99 Pesqueira-PE.

100

101 MATERIAL E MÉTODOS

102

103 *Área experimental*

104 O estudo foi realizado na Fazenda Nossa Senhora do Rosário, localizada na sub-bacia do
105 Rio Ipanema no município de Pesqueira-PE, nos anos de 2012 e 2015. A área de estudo
106 possui 0,7 ha e se situa entre as coordenadas 8° 15' e 8° 30' de latitude sul e 31° 45' e 37° 00'
107 de longitude oeste. O solo da área foi descrito de acordo com Corrêa e Ribeiro (2001) como
108 Neossolo Flúvico, o clima da região, segundo a classificação de Köppen, é do tipo BSh
109 (extremamente quente, semiárido), a precipitação anual média é de 730 mm e
110 evapotranspiração potencial anual média de 1683 mm (HARGREAVES, 1974).

111 No ano de 2012 foram implantadas mudas de Goiabeira na área de cultivo. Após a
112 implantação das mudas, o proprietário passou a ter problemas na área com *Meloidogyne* spp.
113 Após três anos, em janeiro de 2015, as goiabeiras foram erradicadas, devido à severidade dos
114 sintomas, e a cultura do feijão caupi foi implementada, aplicando-se irrigação por
115 microaspersão uma vez por dia, dependendo da ocorrência de chuvas na região.

116

117 *Amostragem*

118 A amostragem foi realizada em duas épocas. A primeira em novembro do ano de 2012,
119 durante o cultivo da goiabeira, onde foram coletadas apenas amostras de solo nos pontos
120 amostrados, e na segunda foi realizada coleta de solo e raiz em setembro do ano de 2015,
121 durante o cultivo do feijoeiro. As amostras para análise dos nematoides constituíram de 1kg

122 de solo e foram coletadas em uma malha com 64 pontos com espaçamento de 10×10 m. Na
123 primeira coleta, os pontos de amostragem foram localizados abaixo da copa da goiabeira,
124 onde foram abertas mini trincheiras para a retirada das amostras na camada de 10 a 25 cm de
125 profundidade, próximo ao sistema radicular da cultura. Na segunda coleta, em 2015, as
126 amostras de solo foram retiradas nos mesmos pontos utilizados para a amostragem em 2012,
127 realizando-se também coleta de raízes de aproximadamente 10 g por ponto.

128

129 *Extração dos nematoides do solo e raíz*

130 As amostras de solo coletadas foram homogeneizadas e os nematoides extraídos de
131 alíquotas de 300 cm^3 de solo pelo método da flotação centrífuga em solução de sacarose
132 conforme Jenkins (1964). As suspensões obtidas foram colocadas em frascos e os nematoides
133 foram mortos por meio do aquecimento dos recipientes em banho-maria a $55 \text{ }^\circ\text{C}$.

134 A estimativa populacional foi obtida através da contagem em lâminas de Peters, com o
135 auxílio de um microscópio óptico, em duas repetições, cada uma delas correspondendo à
136 metade da área de contagem total da lâmina, o que equivale a aproximadamente 0,5 ml cada, e
137 os resultados computados em número de espécimes por 300 cm^3 de solo.

138 Para o estudo da estrutura trófica da nematofauna, os nematoides foram classificados
139 quanto ao hábito alimentar em cinco grupos tróficos (parasitos de plantas, bacteriófagos,
140 micófagos, predadores e onívoros), baseado na morfologia do estoma e esôfago, segundo
141 Yeates et al. (1993). Para os nematoides parasitos de plantas foram efetuadas identificações ao
142 nível de gênero segundo a chave de Mai et al. (1996).

143 As raízes foram lavadas e cortadas em pedaços de aproximadamente 1 cm. Em seguida
144 retirou-se 10 g de cada amostra que foram trituradas em liquidificador por 15 segundos, em
145 volume de água suficiente para cobrir os fragmentos. A suspensão resultante foi vertida em
146 peneira de 20 sobre a de 325 meshes, e em seguida submetida a técnica do liquidificador
147 associada a centrifugação em sacarose. Os nematoides foram identificados e mensurados em

148 microscópio óptico utilizando uma lâmina de contagem de Peters (COOLEN e D'HERDE,
149 1972).

150

151 *Estatística e análise espacial dos nematoides*

152 Os dados foram submetidos à análise descritiva, analisados quanto à distribuição
153 normal através do teste de aderência à normalidade de Kolmogorov-Smirnov ao nível de 5%
154 de significância e os que apresentaram elevados coeficientes de variação sofreram
155 transformação logarítmica $\log(x+1)$. O coeficiente de variação foi classificado de acordo com
156 Warrick & Nielsen (1980) em baixo ($CV \leq 12\%$), médio ($12 < CV \leq 60\%$) e alto ($CV > 60\%$).

157 A análise da dependência espacial foi realizada, através do ajuste do semivariograma
158 clássico construído a partir da estimativa das semivariâncias (JOURNEL, 1989), como
159 descrito na Eq. 1, com o auxílio da ferramenta GEO-EAS (ENGLUND e SPARKS, 1991). Os
160 parâmetros representados no semivariograma clássico que são apresentados no gráfico são:
161 efeito pepita (C_0), patamar ($C_0 + C_1$) e o alcance (A_0).

162

163 Equação da semivariância

$$164 \quad \hat{\gamma}(h) = \frac{1}{2N(h)} \sum_{i=1}^n [Z(x_i + h) - Z(x_i)]^2 \quad (1)$$

165 onde:

166 $\gamma(h)$ - Valor estimado da semivariância dos dados experimentais

167 $Z(x_i + h)$ e $Z(x_i)$ - Valores observados da variável regionalizada

168 $N(h)$ - Número de pares de valores medidos, separados por uma distância h (LANDIM, 2003)

169 Os dados foram ajustados a semivariogramas experimentais e em seguida foram testados os
170 modelos esférico, gaussiano e exponencial (Eq. 2, 3 e 4).

171

172 Modelo Esférico

173
$$\hat{\gamma}(h) = C_0 + C_1 \left[1.5 \frac{h}{A} - 0.5 \left(\frac{h}{A} \right)^3 \right] \quad 0 < h < A \quad (2)$$

174

175 Modelo Gaussiano

176
$$\hat{\gamma}(h) = C_0 + C_1 \left[1 - e^{-\left(\frac{h^2}{A^2} \right)} \right] \quad h \neq 0 \quad (3)$$

177

178 Modelo Exponencial

179
$$\hat{\gamma}(h) = C_0 + C_1 \left[1 - e^{-\left(\frac{h}{A} \right)} \right] \quad h \neq 0 \quad (4)$$

180

181 Os modelos ajustados foram submetidos à validação cruzada, utilizando-se o critério de
 182 *Jack-Knifing* (VAUCLIN et al., 1983), observando os valores da média próximo a zero e do
 183 desvio padrão próximo a unidade, sendo também observado o valor do coeficiente de
 184 determinação (R^2). Em seguida foi realizada a Krigagem dos dados sob a hipótese da
 185 krigagem universal no GEO-EAS. Os mapas que representam a distribuição espacial foram
 186 confeccionados com o auxílio do software Surfer 7.0 (GOLDEN SOFTWARE, 1999).

187 O grau de dependência espacial (GDE) foi avaliado de acordo com Cambardella et al.
 188 (1994) que observaram a proporção do efeito pepita (C_0) em relação ao patamar (C_0+C_1)
 189 sendo assim, forte ($GDE < 25\%$), moderada ($25 > GDE \leq 75\%$) e fraca ($GDE > 75\%$).

190

191

RESULTADOS

192

193 Os dados relativos à nematofauna nos anos 2012 e 2015 encontram-se descritos nas
 194 Tabelas 1 e 2. O total de nematoides encontrados em 2012 foi de 84604 em 300 cm³ de solo,
 sendo que desse valor total, 70103 eram fitoparasitos (Tabela 1). Dentro dos fitoparasitos em

195 2012 os mais abundantes foram *Hemicycliophora*, *Helicotylenchus* e *Meloidogyne* com 51,51,
196 12, 58, e 10, 96% de dominância respectivamente (Tabela 1).

197 Conforme os dados evidenciados para os nematoides nas raízes do feijoeiro (Tabela
198 2), os parasitos de planta foram os mais abundantes com 99,70 % da dominância, e dentro
199 desse grupo, o gênero *Meloidogyne* foi o mais representativo com 58, 71 % de dominância,
200 seguido por *Pratylenchus* e *Rotylenchulus* com 21, 05 e 19, 35 %, respectivamente. Em 2015,
201 o total de nematoides encontrados foi de 82270 em 300 cm³ de solo, dos quais 33606 eram
202 parasitas de plantas (40,85% de dominância) e 29498 bacteriófagos (35, 86% de dominância)
203 (Tabela 2). Os nematoides de vida livre no solo apresentaram dominância de 59,15 % (Tabela
204 2).

205 O resumo da estatística descritiva dos dados referentes aos dois períodos de coleta
206 encontra-se nas Tabelas 3 e 4. Os resultados de assimetria e de curtose (Tabela 3) mostram
207 que em 2012 apenas os grupos de nematoides de vida livre, ectoparasitos e parasitos de
208 plantas apresentaram valores de curtose próximo do estabelecido por Snedecor e Cochran
209 (1967), pois os demais grupos obtiveram valores de curtose acima de 3, que é o valor máximo
210 estabelecido para configurar uma distribuição normal, ao contrário de 2015 (Tabela 4), em
211 que todos os grupos de nematoides obtiveram valores de curtose de 0 e 3.

212 Baseado nos limites de coeficiente de variação (CV) propostos por Warrick e Nielsen
213 (1980), em 2012 (Tabela 3) todos os grupos de nematoides tiveram CV médio ($12\% < CV <$
214 60%), mas em 2015 (Tabela 4) as densidades populacionais de *Pratylenchus*,
215 *Helicotylenchus*, *Rotylenchulus* e *Pratylenchoides* no solo e de *Pratylenchus*, *Meloidogyne* e
216 *Rotylenchulus* nas raízes do feijoeiro apresentaram CV alto ($CV > 60\%$) os demais grupos
217 apresentaram CV médio ($CV > 12\% < 60\%$), evidenciando média variabilidade.

218 Para o ano de 2012 o teste de Kolmogorov-Smirnov (KS) mostrou normalidade para
219 todos os dados encontrados (Tabela 3). Contudo, para o ano de 2015, o teste KS mostrou
220 normalidade dos dados ao nível de 1% de significância para quase todos os grupos de

221 nematoides encontrados na área, exceto para *Pratylenchus* e *Rotylenchulus* no solo e na raiz, e
222 *Pratylenchoides* e *Helicotylenchus* no solo os quais não apresentaram distribuição normal
223 (Tabela 4).

224 Com base nos parâmetros descritivos apresentados nos semivariogramas, os melhores
225 ajustes foram obtidos com os modelos esférico, gaussiano e exponencial (Tabelas 5 e 6). O
226 gaussiano apresentou melhor ajuste para os endoparasitas, onívoros e bacteriófagos em 2012,
227 e o exponencial para *Meloidogyne* no solo em 2012 (Tabela 5). O gaussiano também foi o
228 melhor modelo ajustado para Rhabditidae e Bacteriófagos em 2015, enquanto que o esférico
229 foi o mais indicado para *Pratylenchus* e *Helicotylenchus* no solo e *Meloidogyne* na raiz no
230 mesmo ano (Tabela 6). *Pratylenchus* no solo em 2012 apresentou efeito pepita puro (Tabela
231 5), e quando avaliado na raiz em 2015 também apresentou esse mesmo efeito (Tabela 6).

232 Conforme a classificação proposta por Cambardella et al., (1994), em 2012
233 *Pratylenchus* e o grupo ectoparasitos não evidenciou dependência espacial. Entretanto,
234 *Meloidogyne* apresentou um forte grau de dependência espacial, ao contrário do baixo grau de
235 dependência espacial apresentado pelos onívoros, micófagos e bacteriófagos (Tabela 5).
236 *Pratylenchus* e *Helicotylenchus* foram os gêneros que apresentaram um alto grau de
237 dependência espacial em 2015, enquanto os bacteriófagos, Rhabditidae, onívoros e
238 nematoides de vida livre, de uma forma geral, tiveram dependência espacial moderada
239 (Tabela 6).

240 Nos dois períodos de estudo, foi observado valores de alcance superiores a 10 m
241 (Tabelas 5 e 6). *Meloidogyne* obteve alcance de 54 m em 2012 quando avaliado no solo, e 14
242 m em 2015 quando avaliado na raiz, visto que no ano de 2015 o mesmo só foi detectado em
243 raiz (Tabelas 5 e 6).

244 Os semivariogramas obtidos referentes a 2012 e 2015 são apresentados nas Figuras 1 e
245 2 evidenciando os melhores modelos ajustados para os nematoides estudados. Os mapas
246 apresentados nas figuras 3 e 4, mostram que os nematoides estão distribuídos em regiões com

247 maior e menor concentração ao longo da área, formando “reboleiras”. Os dados de 2015
248 evidenciam sítios específicos onde ocorreram os maiores índices desses parasitos, havendo
249 locais no campo onde as populações de *Helicotylenchus* e *Meloidogyne* não foram detectadas
250 (Figura 4) e, paralelamente, onde ocorreu predominância de bacteriófagos, principalmente de
251 Rhabditidae (Figuras 3 e 4).

252 De uma forma geral, em 2015, os nematoides de vida livre estavam presentes em toda
253 a área (Figuras 4), ao contrário dos fitonematoides *Meloidogyne* e *Helicotylenchus*, que
254 tiveram suas densidades populacionais mais expressivas a leste, oeste e um pouco para o sul
255 da área, respectivamente (Figura 4), mostrando relação com 2012 quando as maiores
256 concentrações de nematoides fitoparasitos estavam mais a leste da área, apesar dos diferentes
257 picos populacionais no campo (Figura 3).

258

259 DISCUSSÃO

260

261 No ano de 2012 ficou evidente que os nematoides mais abundantes foram
262 *Hemicycliophora*, *Helicotylenchus* e *Meloidogyne*, e em 2015 além dos parasitas de plantas,
263 os bacteriófagos também se mostraram com maiores porcentagens de abundância, o que é
264 reflexo do sistema de manejo que foi empregado desde o plantio e logo anos depois a
265 erradicação das goiabeiras, como a implantação do cultivo de feijão caupi aliada as demais
266 práticas de manejo, que influenciou as populações desses nematoides. Andrade (2004)
267 avaliando a comunidade de nematoides em oito diferentes sistemas de uso da terra no Mato
268 Grosso do Sul, observou em seus resultados que as abundâncias totais de nematoides
269 aumentam em áreas com tratos culturais intensivos.

270 Os altos coeficientes de variação dos nematoides mostram a alta variabilidade
271 (OLIVEIRA et al., 2013) em campo destes fitoparasitas, relacionada à distribuição agregada e
272 irregular. Essa distribuição é visível pela não uniformidade no crescimento das plantas

273 (FERRAZ e MONTEIRO, 1995) e foi verificada no presente estudo em 2012 nas goiabeiras e
274 em 2015 no feijoeiro caupi.

275 O efeito pepita puro encontrado para alguns dos nematoides estudados, a exemplo o
276 *Pratylenchus*, indica independência espacial, ou seja, é necessário usar espaçamentos menores
277 do que o espaçamento utilizado no presente trabalho para poder caracterizar a dependência
278 espacial para esses nematoides. De acordo com Coutinho (2014), o efeito pepita puro pode ser
279 devido a erros de medição, a variabilidade não detectada ou indicativo de que os dados não
280 foram coletados a intervalos menores o suficiente para manifestar a dependência espacial dos
281 nematoides. O autor frisa ainda que sem a determinação dessa dependência espacial é
282 impossível gerar mapas da distribuição dos mesmos.

283 Os valores de alcance acima de 10 m obtidos no presente trabalho indicam que a
284 amostragem dos solos nas condições de estudo para caracterizar a dependência espacial
285 desses nematoides, pode ser realizada com espaçamentos a partir de 10 m, pois o alcance
286 define a distância máxima até onde a variável possui relação de dependência espacial com o
287 seu próximo (GUERRA, 1988). O alcance garante que todos os pontos dentro de um círculo
288 com este raio são tão semelhantes que podem ser usados para estimar valores para qualquer
289 ponto entre eles (MACHADO et al., 2007).

290 O forte grau de dependência espacial apresentado por *Meloidogyne* associado ao baixo
291 grau de dependência espacial dos onívoros, micófagos e bacteriófagos em 2012 (Tabela 5),
292 pode ser reflexo do mau desenvolvimento das plantas, decorrente de um sistema radicular
293 debilitado e pouco desenvolvido devido ao parasitismo do nematoide das galhas, pois a
294 dependência espacial desses nematoides está relacionada desde fatores do solo, como também
295 da planta e da fisiologia de parasitismo do patógeno. Além do mais, a forte dependência
296 espacial e o rápido aparecimento de sintomas e morte das plantas, que levaram a erradicação
297 do pomar, reforça a hipótese de que as mudas de goiabeiras oriundas da região do Vale do
298 São Francisco introduzidas na área estavam contaminadas, o que já foi relatado várias vezes

299 em outras áreas. Siqueira et al. (2009) relataram ocorrência de *M. enterolobii* em goiabeiras
300 no estado de Goiás, onde ressaltam que a presença do parasito nos municípios estudados se
301 devia provavelmente a introdução de mudas de goiabeira provenientes de viveiro da região de
302 Petrolina.

303 Silva et al. (2006) também relataram ocorrência desse nematoide no Piauí, no
304 município de Parnaíba, levantando a hipótese de introdução por meio de mudas oriundas de
305 Petrolina. Torres et al. (2004 e 2005) fizeram o assinalamento da espécie no Rio Grande do
306 Norte e no estado do Ceará, em amostras oriundas de pomar com plantas também obtidas a
307 partir de mudas importadas do município de Petrolina, o que reforça a ideia de introdução e
308 disseminação desse patógeno.

309 A falta de um manejo adequado, caracterizado pela introdução de hospedeiras
310 susceptíveis ao nematoide (feijão caupi) deu continuidade aos problemas, aumentando e
311 densidade populacional e permitindo maior distribuição e, conseqüentemente, disseminação
312 no solo de outros dois importantes fitoparasitas que se mostraram abundantes nesse trabalho,
313 a exemplo de *Helicotylenchus* e *Pratylenchus* (Tabelas 1 e 2).

314 Após a erradicação das goiabeiras, o agricultor poderia ter optado pela queima das
315 raízes plantas, tratado o solo com algum nematicida fumegante e realizado um plantio com
316 plantas antagonistas que pudessem auxiliar na redução da população desses patógenos na
317 área, visto que o manejo adotado proporcionou aumento da população desse parasita no
318 campo. Com base na literatura recomenda-se que o agricultor associe várias estratégias, a
319 exemplos, de rotação de culturas com o uso de adubos verdes, plantas antagonistas e más
320 hospedeiras do patógeno, tratamento do solo com adubação equilibrada e incremento da
321 matéria orgânica, e, principalmente, uso de mudas certificadas.

322 A utilização de adubos verdes como o azevém, *Crotalaria breviflora* L., *C. juncea* L.,
323 *C. spectabilis* Roth, *C. mucronata* L., *C. ochroleuca* L., *Dolichos lablab* L., *Pennisetum*
324 *glaucum* L., *Mucuna deeringiana* Bort., *M. cinereum* L., *M. aterrima* Piper & Tracy., e

325 *Raphanus sativus* L., constituem opção viável para a rotação de culturas em áreas infestadas
326 com *M. enterolobii* (ROSA et al., 2015). Morillo e Silva, (2015) estudando o efeito
327 antagônico do feijão-de-porco (*Canavalia ensiformis* L.) sobre *M. enterolobii* em tomateiro
328 (*Solanum lycopersicum* L.), concluíram que a utilização de extratos à base de feijão-de-porco
329 na forma de rega no solo pode ser utilizado no manejo de *M. enterolobii*.

330 Estudando a hospedabilidade de fruteiras a *M. enterolobii*, Freitas et al., (2015)
331 encontraram dezesseis fruteiras consideradas má hospedeiras desse patógeno, dentre as quais
332 o abacateiro (*Persea americana* Mill.), o açaizeiro (*Euterpe oleracea* Mart), a amoreira
333 comum (*Rubus* sp), o cajueiro (*Anacardium occidentale* L.), a caramboleira (*Averrhoa*
334 *carambola*), coqueiro (*Cocos nucifera* L.), gravioleira (*Annona muricata* L.), jaboticabeira
335 (*Myrciaria jaboticaba* Vell.), mangueira (*Mangifera indica* L.), mamoeiro (*Carica papaya*
336 L.), a tangerineira (*Citrus sunki* Hort.) e sapotizeiro (*Malnikara sapota* L.), e concluíram que
337 essas espécies podem ser utilizadas para substituir as goiabeiras mortas em áreas infestadas
338 por *M. enterolobii* servindo como uma alternativa para o manejo.

339 Silva e Silva, (2009) estudando a reação de seis gramíneas e cinco leguminosas com
340 relação a *M. enterolobii*, concluíram que dentre as espécies de plantas avaliadas, a mucunã
341 preta (*Mucuna pruriens* L.), e crotalária (*Crotalaria paulina* Schranck), apresentam potencial
342 bastante significativo para serem utilizadas em rotação de culturas em áreas infestadas por
343 esse patógeno.

344 Santos e Gomes, (2011) estudando a reação de cultivares de mamona BRS Energia,
345 CPACT 40, AL Guarani, IAC 80, Sara, Lyra e Nordestina a *Meloidogyne* spp. e efeito dos
346 exsudatos radiculares sobre *Meloidogyne enterolobii* e *M. graminicola* concluíram que as
347 cultivares de mamona são resistentes a *M. enterolobii*, *M. arenaria*, *M. javanica*, *M.*
348 *ethiopica*, *M. incognita* e *M. graminicola*, e podem ser utilizadas no manejo com rotação de
349 culturas em áreas infestadas por esses nematoides.

350 As perspectivas para o manejo de *M. enterolobii* estão centradas no desenvolvimento e
351 identificação de cultivares ou porta enxertos resistentes. Assim estudos dessa natureza estão
352 sendo desenvolvidos, como por exemplo o estudo realizado por Chiamolera (2015), que
353 avaliou a reação de araçazeiros a *M. enterolobii* e enxertia da goiabeira ‘Paluma’ em porta
354 enxertos resistentes, e concluiu que os araçazeiros *E. stipitata*, *P. cattleyanum* ‘amarelo’ e *P.*
355 *friedrichsthalianum* são resistentes a *M. enterolobii* e podem ser testados como porta enxertos
356 de goiabeira. Um grande entrave nesse estudos tem sido conseguir material que seja resistente
357 ao patógeno e compatível como porta enxerto.

358 Silva e Krasuski, (2012) avaliaram a reação de vinte e duas espécies frutíferas
359 tropicais a *M. enterolobii*, em condições de casa de vegetação, e observaram que dezesseis
360 espécies de frutíferas das vinte e duas avaliadas se mostraram-se imunes ao nematoide, dentre
361 elas estão o abacaxizeiro (*Ananas comosus* L. Merrill) ‘Turiaçu’, variedade nativa do
362 município de Turiaçu, no Maranhão, e o maracujazeiro amarelo (*Passiflora edulis* f.
363 *flavicarpa*).

364 Biazatti et al., (2016) avaliando a resistência de genótipos de araçazeiros a
365 *Meloidogyne enterolobii*, observaram que os genótipos *Psidium guajava*, e *P. catteyanum*,
366 foram resistentes a *M. enterolobii*, pois obtiveram fator de reprodução igual ou inferior a 0,2.

367 Medidas preventivas com a finalidade de evitar a introdução desses parasitas na área,
368 principalmente por meio de mudas sadias é de extrema importância, pois a prevenção é o
369 princípio para o controle de nematoídes, impedindo a disseminação de uma área para outra
370 (SANTOS, 2012). Contudo, depois que o nematoide é introduzido, o manejo é muito difícil,
371 principalmente para *Meloidogyne* spp., devido a ampla distribuição, polifagia e existência de
372 raças dentro da mesma espécie (GONÇALVES, 2014). A correta identificação da espécie de
373 nematoide presente na área, a determinação do nível populacional e distribuição espacial
374 constituem elementos chave para a adequada recomendação de manejo.

375 Para evitar-se os danos causados por fitonematoides deve haver prevenção, desde
376 cuidados na escolha do plantio em áreas indenens, como uso de mudas comprovadamente
377 sadias e realização de análises do solo que se pretende cultivar, limpeza dos implementos
378 agrícolas utilizados e fiscalização na entrada de material propagativo, são formas de se evitar
379 a presença desse patógeno em áreas cultivadas. No entanto, existe pouco conhecimento entre
380 os agricultores, principalmente de pequenos produtores, sobre como manejar esses parasitas
381 de plantas, o que foi observado durante a execução desse trabalho. Falta maior incentivo por
382 parte dos órgãos públicos com assistência técnica e a fiscalização deve funcionar de tal forma
383 que possa realmente evitar a propagação de novos patógenos em áreas isentas.

384 Os mapas obtidos permitiram visualizar as zonas de distribuição espacial distintas para
385 cada grupo de nematoide, evidenciando que o cultivo do feijão e as demais práticas de manejo
386 como por exemplo a gradagem após a erradicação da goiabeira influenciou a nematofauna
387 contribuindo para o aumento e distribuição das populações dos nematoides encontrados,
388 principalmente dos parasitas de plantas e bacteriófagos. Neher e Campbell, (1994) ressaltam
389 que os nematoides parasitas de plantas e também os bacteriófagos são mais predominantes em
390 solos cultivados com culturas anuais, perenes e pastos, o que foi evidente nesse trabalho, onde
391 o cultivo do feijão caupi favoreceu a predominância desses nematoides conforme observado
392 nas figuras 3 e 4.

393 O mapeamento da área mostrou que pode ser usado como ferramenta útil para
394 planejamento de estratégias mais adequadas, especialmente se for considerado os efeitos por
395 períodos mais longos. Entretanto, além dos conhecimentos técnicos, aspectos econômicos e
396 sociais precisam ser incorporados às estratégias de manejo se for desejado alcançar uma
397 agricultura verdadeiramente sustentável. A geoestatística permite a análise de dados
398 espacialmente correlacionados, e suas técnicas envolvidas possibilitam a quantificação da
399 dependência espacial entre amostras, permitindo que as densidades populacionais do

400 nematoide seja mapeada (FARIAS et al., 2002). Isso contribui para a adoção de medidas de
401 manejo adequadas para os locais específicos de infestação desses patógenos.

402 Com o presente trabalho, pode-se concluir que o cultivo de feijoeiro caupi após a
403 erradicação das goiabeiras contribuiu para o aumento da densidade populacional de
404 nematoides fitoparasitas, principalmente dos gêneros *Meloidogyne*, *Rotylenchulus*,
405 *Helicotylenchus* e *Pratylenchus*, mostrando-se não recomendado para a área em estudo. E a
406 presença do gênero *Meloidogyne* na área reforça a hipótese de que o patógeno provavelmente
407 tenha sido introduzido na área, uma vez que as mudas de goiabeira utilizadas no cultivo foram
408 oriundas da cidade Petrolina-PE, local onde a espécie *M. enterolobii* é potencialmente
409 expressiva e já dizimou grandes pomares. No entanto, mais estudos envolvendo análises da
410 nematofauna da Mata Nativa e identificação da espécie na área do agroecossistema, são
411 necessários para poder assim afirmar que a espécie foi introduzida na área.

412

413

AGRADECIMENTOS

414 Os autores agradecem ao Conselho Nacional de desenvolvimento Científico e
415 Tecnológico (CNPq) pela concessão de bolsa e recursos financeiros para a realização desse
416 trabalho.

417

418

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- 419 ABD-ELGAWAD, M. M. M. 2014. Plant-parasitic nematode threats to global food security.
420 161 p. In: International Congress of Nematology, 6. Cidade do Cabo, África do Sul.
421 Resumos... Nematology Society of Southern Africa (NSSA).
- 422 ABAWI, G.S., MULLÍN, B.A., MAÍ, W.F. 2005. Diseases caused by nematodes. p. 54-57.
423 In: SCHWARTZ, H.F., STEADMAN, J.R., HALL, R. (Ed.). Compendium of bean
424 diseases. 2nd ed. St. Paul: American Phytopathological Society Press.

- 425 ALMEIDA, E. J. 2008. O nematoide de galha da goiabeira (*Meloidogyne mayaguensis*
426 Ramah e Hirschmann, 1988): identificação, hospedeiros e ação patogênica sobre
427 goiabeiras. 95 f. Tese (doutorado) – Universidade Estadual Paulista, Faculdade de
428 Ciências Agrárias e Veterinárias. Jaboticabal.
- 429 ANDRADE, E.P., HUANG, S.P., MIRANDA, C.H.B. 2004. Comunidade de nematoides em
430 oito sistemas de uso da terra em Mato Grosso do Sul. *Fitopatologia Brasileira* 29: 186.
- 431 BAIDA, F., SANTIAGO, D. C., TAKAHASHI, L. S. A., ATHANÁZIO, J. C., CADIOLI, M.
432 C., LEVY, R. M. 2011. Reação de linhagens de feijão-vagem ao *Meloidogyne javanica*
433 e *M. paranaenses* em casa-de-vegetação. *Ciência Rural* 33: 237-241.
- 434 BARKER, K.R. 1985. Sampling nematode communities. p. 3-17. In: BAKER, K.R.,
435 CARTER, C.C., SASSER, J.N. (Ed.). *An advanced treatise on Meloidogyne: II.*
436 *Methodology*, Raleigh: North Caroline State University/USAID.
- 437 BIAZATTI, M. A., SOUZA, R. M., MARINHO, C. S., GUILHERME, D. O., CAMPOS, G.
438 S., GOMES, V. M., BREMENKAMP, C. A. 2016. Resistência de genótipos de
439 araçazeiros a *Meloidogyne enterolobii*. *Ciência Rural* 46: 418-420.
- 440 CAMBARDELLA, C. A., MOORMAN, T. B., NOVAK, J. M., PARKIN, T. B., KARLEN,
441 D. L., TURCO, R. F., KONOPKA, A. E. 1994. Field-scale variability of soil properties
442 in Central Iowa Soils. *Soil Science Society of America Journal* 58: 1501-1511.
- 443 CHIAMOLERA, F. M. 2015. Reação de araçazeiros a *Meloidogyne enterolobii* e enxertia da
444 goiabeira ‘Paluma’ em portaenxertos resistentes. 61 p. Tese (doutorado) – Universidade
445 Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias.
- 446 COOLEN, W. A. D’HERDE, C. J. 1972. A method for the quantitative extraction of
447 nematodes from plant tissue. Ghent. State Agricultural Research Centre. 77 p.

- 448 COUTINHO, R. R. 2014. Estudo das comunidades de nematoides como bioindicadores de
449 distúrbios em sistemas agrícolas. 68 f. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) -
450 Universidade Federal de Viçosa. Viçosa.
- 451 CORRÊA, M. M., RIBEIRO, M. R. 2001. Levantamento detalhado de solos da Fazenda
452 Nossa Senhora do Rosário (Pesqueira-PE). Relatório Técnico de pesquisa.
453 UFRPE/UFPE/CNPq/BNB. Recife-PE. 35 p.
- 454 CUNHA, T. P. L., MINGOTTE, F. L. C., CHIAMOLERA, F. M., FILHO, A. C. A. C.,
455 SOARES, P. L. M., LEMOS, L. B., VENDRAMINI, A. R. 2015. Ocorrência de
456 nematoides e produtividade de feijoeiro e milho em função de sistemas de cultivo sob
457 plantio direto. *Nematropica* 45: 33-42.
- 458 CLARK, I. 1979. *Practical Geostatistics*. Applied Science Publishers, Essex. 129 p.
- 459 ENGLUND, E., SPARKS, A. 1991. *GeoEAS (Geostatistical Environmental Assessment*
460 *Software)* Las Vegas, U.S. Environmental Protecyn Agency.
- 461 FARIAS, P.R.S., BARBOSA, J.C., VIEIRA, S.R., SÁNCHEZ-VILLA, X., FERRAZ, L.C.B.
462 2002. Geostatistical analysis of the spatial distribution of *Rotylenchulus reniformis* on
463 cotton cultivated under crop rotation. *Russian Journal of Nematology* 10: 1-9.
- 464 FERRAZ, L.C.C.B., MONTEIRO, A.R. 1995. Nematoides. p. 168-201. In: BERGAMIM
465 FILHO, A., KIMATI, H., AMORIN, L. *Manual de Fitopatologia: Princípios e*
466 *Conceitos*. 3. Ed. São Paulo, Ceres.
- 467 FERREIRA, R. V. O., CRUZ, C. E. M., GOULART, M. C., LOPES, S. Ocorrência de
468 nematoides nas culturas da aceroleira, goiabeira e pessegueiro. 2007. *Revista Científica*
469 *Eletrônica de agronomia. Periódico Semestral, Garça-SP* 7: 1-7.

- 470 FREITAS, V. M., II. MATTOS, J. K. A.; SILVA, J. G. P., CARNEIRO, M. D. G., GOMES,
471 C. B., CASTRO, J. M. D. C. E., CARNEIRO, R. M. D. G. 2015. 36 p. Hospedabilidade
472 de fruteiras a *Meloidogyne enterolobii*: uma sugestão de manejo para áreas infestadas.
473 Brasília, DF: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. (Boletim de Pesquisa e
474 Desenvolvimento, 310).
- 475 GOLDEN SOFTWARE. 1999. 619 p. Surfer 7.0 – user’s guide. New York: Golden
476 Software.
- 477 GONÇALVES, L. A. 2014. Levantamento e manejo de nematoides fitoparasitas em áreas
478 cultivadas com olerícolas na região Centro-Oeste do estado de São Paulo. 58 f. Tese
479 (Doutorado em Agronomia-Proteção Plantas). Botucatu. Universidade Estadual Paulista
480 "Júlio de Mesquita Filho". .
- 481 GUERRA, P. A. G. 1988. Geoestatística operacional. 145 p. Ed. Brasília: Ministério das
482 Minas e Energia/ Departamento de Produção Mineral.
- 483 HARGREAVES, G.H. 1974. Potential Evapotranspiration and Irrigation Requirements for
484 Northeast Brazil. 55 p. Utah State University, Logan, UT.
- 485 JENKINS, W.R. 1964. A rapid centrifugal flotation technique for extracting nematodes from
486 soil. Plant Disease Reporter 48: 692.
- 487 JOURNAL, A. G. 1989. Fundamentals of 51soenzima51ics in five lessons. 40 p. Washington:
488 American Geophysical Union.
- 489 LANDIM, P. M. B. Análise estatística de dados geológicos. Ed. 2ª. UNESP. 2003.
- 490 MACHADO, L.O., LANA, A.M.Q., LANA, R.M.Q., GUIMARAES, E.C., FERREIRA, C.V.
491 2007. Variabilidade espacial de atributos químicos do solo em areas sob sistema plantio
492 convencional. Revista Brasileira de Ciência do Solo 31: 591-599.

- 493 MAI, W. F., MULLIN, P. G. 1996. Plant-parasitic nematodes: a pictorial key to genera.
494 Cornell University. Ithaca-New York.
- 495 MORILLO, C. S. R., SILVA, G.S. 2015. Antagonistic effect of jack bean on *Meloidogyne*
496 *enterolobii* in tomato plants. Summa Phytopathologica. 41: 305-310.
- 497 NEHER, D.A., CAMPBELL, C.L. 1994. Nematode communities and microbial biomass in
498 soil with annual and perennial crops. Amsterdam, Applied Soil Ecology 1: 17-28.
- 499 OLIVEIRA, I. A., CAMPOS, M. C. C., SOARES, M. D. R., AQUINO, R. L., JÚNIOR, J. M.,
500 NASCIMENTO, E. P. D. 2013. Variabilidade espacial de atributos físicos em um
501 cambissolo háplico, sob diferentes usos na região sul do amazonas. Revista Brasileira
502 de Ciência do Solo 37: 1103-1112.
- 503 ORTIZ, B. V., PERRY, C., GOOVAERTS, P., VELLIDIS, G., SULLIVAN, D. 2010.
504 Geostatistical modeling of the spatial variability and risk areas of southern root-knot
505 nematodes in relation to soil properties. Geoderma 165: 243-252.
- 506 PEREIRA, F. O. M., SOUZA, R. M., SOUZA, P. M., DOLINSKI, C., SANTOS, G. K. 2009.
507 Estimativa do impacto econômico e social direto de *Meloidogyne mayaguensis* na
508 cultura da goiaba no Brasil. Nematologia Brasileira 33: 176-181.
- 509 ROSA, J. M. O., WESTERICH, J. N., WILCKEN, S. R. S. 2015. Reprodução de
510 *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas e plantas utilizadas na adubação verde. Revista
511 Ciência Agronômica 46: 826-835.
- 512 SANTOS, T. F. S. 2012. Metodologia de avaliação a *Pratylenchus brachyurus* e reação de
513 genótipos de soja aos nematoides das galhas e das lesões. 85 f. Dissertação. (Mestrado
514 em Engenharia Agrícola) -Instituto de Ciências Agrárias e Tecnológicas.
515 Rondonópolis. Universidade Federal de Mato Grosso.

- 516 SANTOS, A. V., GOMES, C. B. 2011. Reação de cultivares de mamona a *Meloidogyne* spp.
517 e efeito dos exsudatos radiculares sobre *Meloidogyne enterolobii* e *M. graminicola*.
518 Nematologia Brasileira 35: 1-9.
- 519 SIQUEIRA, K. M. S., FREITAS, V. M., ALMEIDA, M. R. A., SANTOS, M. F. A., CARES,
520 J. A., TIGANO, M. S., CARNEIRO, R. M. D. G. 2009. Detecção de *Meloidogyne*
521 *mayaguensis* em goiabeira e mamoeiro no estado de Goiás, usando marcadores
522 moleculares. Tropical Plant Pathology 34: 256-260.
- 523 SILVA, G.S., ATHAYDE SOBRINHO, C., PEREIRA, A. L., SANTOS, J. M. 2006.
524 Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Estado do Piauí. Nematologia
525 Brasileira 30: 307-309.
- 526 SILVA, K. C., SILVA, G. S. 2009. Reação de Gramíneas e Leguminosas a *Meloidogyne*
527 *mayaguensis*. Nematologia Brasileira 33: 198-200.
- 528 SILVA, S. D. G., KRASUSKI, A. I. 2012. Reação de algumas espécies frutíferas tropicais a
529 *Meloidogyne enterolobii*. Nematologia Brasileira 36: 83-86.
- 530 SNEDECOR, G.W., COCHRAN, W.G. 1967. Statistical methods. p. 593. Ames, Iowa State
531 University, 6.ed.
- 532 TORRES, G.R.C., COVELLO, V. N., SALES JÚNIOR, R., PEDROSA, E. M. R., MOURA,
533 R. M. 2004. *Meloidogyne mayaguensis* em *Psidium guajava* no Rio Grande do Norte.
534 Fitopatologia Brasileira 29: 570.
- 535 TORRES, G.R.C., SALES JÚNIOR, R., REHN, V. N. C., PEDROSA, E. M. R., MOURA, R.
536 M. 2005. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Estado do Ceará.
537 Nematologia Brasileira 29: 105- 107.

- 538 VAUCLIN, M., VIEIRA, S. R., VAUCHAUD, G., NIELSEN, D. R. 1983. The use of
539 cokriging with limited field soil observations. *Soil Science Society American Journal*
540 47: 175-184.
- 541 YEATES G. W., BONGERS. T., DE GOEDE, R. G. M., FRECKMEN, D. W.,
542 GEORGIEVA, S. S. 1993. Feeding-habits in soil nematode families and genera: an
543 outline for ecologists. *Journal of Nematology* 25: 315–331.
- 544 WARRICK, A.W., NIELSEN, D. R. 1980. Spatial variability of soil physical properties in the
545 field. p. 319-344. In: HILLEL, D. *Application of soils physics*. New York: Academic
546 Press.

Tabela 1: Abundancia, média, desvio padrão e dominância da nematofauna dos dados de solo no ano de 2012 durante o cultivo de goiabeiras.

Grupos Tróficos	Abundância	Média	Desvio Padrão	Dominância (%)
Bacteriófagos	6024	94,13	117,73	7,12
<i>Prismatolaimus</i>	293	4,58	20,36	0,35
<i>Rhabditidae</i>	5409	84,52	106,07	6,39
<i>Acróbeles</i>	322	5,03	18,83	0,38
Micófagos	4318	67,47	87,71	5,10
<i>Aphelencoiidae</i>	1668	26,06	58,52	1,97
<i>Aphelenchus</i>	301	4,70	14,19	0,36
<i>Aphelenchoides</i>	2349	36,70	60,63	2,78
Predadores	112	1,75	7,17	0,13
<i>Mononchus</i>	112	1,75	7,17	0,13
Onívoros	4047	63,23	67,41	4,78
<i>Dorylaimus</i>	434	6,78	28,32	0,51
<i>Laimydorus</i>	105	1,64	8,83	0,12
<i>Masodorylaimus</i>	99	1,55	7,06	0,12
<i>Labronema</i>	2002	31,28	58,43	2,37
<i>Thornia</i>	1277	19,95	24,99	1,51
<i>Prodorylaimus</i>	104	1,63	7,63	0,12
<i>Eudorylaimus</i>	26	0,41	3,25	0,03
Vida Livre	14501	226,58	197,73	17,14
Parasitas de Plantas	70103	1095,36	1079,17	82,86

Continua...

Grupos tróficos	Abundância	Média	Desvio Padrão	Dominância (%)
<i>Meloidogyne</i>	9276	144,94	279,98	10,96
<i>Pratylenchus</i>	3398	53,09	65,13	4,02
<i>Rotylenchulus</i>	2352	36,75	87,16	2,78
<i>Helicotylenchus</i>	10643	166,30	259,04	12,58
<i>Trichodorus</i>	110	1,72	9,95	0,13
<i>Criconemella</i>	632	9,88	28,10	0,75
<i>Tylenchus</i>	116	1,81	11,18	0,14
<i>Hemicycliophora</i>	43576	680,88	1007,09	51,51
Total	84604	1321,94	1276,90	100,00

Tabela 2: Abundancia, média, desvio padrão e dominância da nematofauna dos dados de raiz de feijão e solo no ano de 2015 após a erradicação de goiabeiras e adoção do novo cultivo.

Grupos Tróficos	Abundância	Média	Desvio Padrão	Dominância (%)
RAÍZ				
Bacteriófagos	668	10,44	43,13	2,81
<i>Prismatolaimus</i>	0	0,00	0,00	0,00
<i>Rhabditidae</i>	616	9,63	39,66	2,59
<i>Acróbeles</i>	52	0,81	4,18	0,22
<i>Diplogaster</i>	0	0,00	0,00	0,00
Micófagos	3326	51,97	137,83	13,99
<i>Aphelenchus</i>	2348	36,69	135,47	9,88
<i>Aphelenchoides</i>	978	15,28	22,00	4,11
Predadores	0	0,00	0,00	0,00
<i>Mononchus</i>	0	0,00	0	0,00
Onívoros	0	0,00	0,00	0,00
<i>Dorylaimidae</i>	0	0,00	0,00	0,00
Vida Livre	72	1,13	9	0,30
PP	23702	370,34	1169,87	99,70
<i>Meloidogyne</i>	13958	218,09	1125,29	58,71
<i>Pratylenchus</i>	5004	78,19	183,78	21,05
<i>Rotylenchulus</i>	4600	71,88	165,89	19,35
<i>Helicotylenchus</i>	119	1,86	5,62	0,50
<i>Paratrichodorus</i>	0	0,00	0,00	0,00

Continua...

Grupos tróficos	Abundância	Média	Desvio Padrão	Dominância (%)
<i>Criconemella</i>	10	0,16	1,25	0,04
<i>Pratylenchoides</i>	11	0,17	1,38	0,05
<i>Hemicycliophora</i>	0	0,00	0,00	0,00
Total	23774	371,47	1178,87	100,00
SOLO				
Bacteriófagos	29498	460,91	430,64	35,86
<i>Prismatolaimus</i>	1297	20,27	32,73	1,58
<i>Rhabditidae</i>	14631	228,61	290,97	17,78
<i>Acróbeles</i>	13570	212,03	272,87	16,49
Micófagos	8756	136,81	192,95	10,64
<i>Aphelenchus</i>	3566	55,72	177,89	4,33
<i>Aphelenchoides</i>	5190	81,09	117,36	6,31
Predadores	911	14,23	60,38	1,11
<i>Mononchus</i>	911	14,23	60,38	1,11
Onívoros	9499	148,42	205,22	11,55
<i>Dorylaimidae</i>	9499	148,42	205,22	11,55
Vida Livre	48664	760,38	641,37	59,15
Parasitos de Plantas	33606	525,09	1291,39	40,85
<i>Meloidogyne</i>	117	1,83	7,77	0,14
<i>Pratylenchus</i>	1556	24,31	76,99	1,89
<i>Rotylenchulus</i>	14612	228,31	964,27	17,76
<i>Helicotylenchus</i>	5572	87,06	290,92	6,77

Continuação...

Grupo trófico	Abundância	Média	Desvio Padrão	Dominância (%)
<i>Paratrichodorus</i>	12	0,19	1,50	0,01
<i>Criconemella</i>	1422	22,22	59,60	1,73
<i>Pratylenchoides</i>	10160	158,75	484,80	12,35
<i>Hemicycliophora</i>	155	2,42	11,59	0,19
Total	82270	1285,47	1932,76	100,00

549

550

551

552

553

554

555

556

557

558

559

560

561

562

563

564

565

566

Tabela 3. Estatística descritiva dos nematoides do solo, grupos tróficos e coeficiente de variação após transformação

Log (x+1) na região do Semiárido Pernambucano. (Dados referentes a coleta do ano 2012).

Nemat	Média	Med	Min	Max	Ampl	Var	DP	Kurt	Ass	Err Max	KS	DNT	DT
												CV	CV
												(%)	(%)
Oni	63,23	45	0,00	378	378	4544,4	67,41	6,75	2,08	0,159	0,205	207,74	53,74
Ba	94,12	54,5	0,00	559	559	13861,32	117,73	5,54	2,3	0,200	0,205	125,08	45,53
Mi	41,41	40,5	0,00	406	406	7963,08	67,71	5,36	2,27	0,205	0,205	130	55,35
VL	226,58	150	13	800	787	39098,57	197,73	1,17	1,37	0,086	0,205	87,27	18,92
Endo	198,03	126	0,00	1944	1944	89437	299,06	19,80	4,06	0,141	0,205	151,02	33,97
Ecto	883,92	488	0,00	4515	4515	1068047	1033,46	2,85	1,72	0,181	0,205	116,92	31,80
Melo	144,94	69	0,00	1932	1932	78386,03	279,97	27,66	4,82	0,194	0,205	193,17	56,45
Praty	53,09	36,5	0,00	410	410	4241,64	65,13	14,26	3,20	0,196	0,205	122,66	47,19
PP	1095,36	663	27	4575	4548	1164599	1079,17	1,45	1,37	0,176	0,205	98,52	18,16

Nemat: Nematoides do solo; Oni: Onívoros; Ba: Bacteriófagos; Mi: Micófagos; VL: Nematoides de Vida Livre; Endo: Nematoides Endoparasitos; Ecto: Nematoides Ectoparasitos; Melo: *Meloidogyne* sp.; Praty: *Pratylenchus* sp.; PP: Nematoides Parasitos de

567 Planta; Med: Mediana; Min: Mínimo; Max: Máximo; Ampl: Amplitude; Var: Variância; DP: Desvio Padrão; CV: Coeficiente de
568 Variação; Kurt: Coeficiente de Kurtose; Ass: Coeficiente de Assimetria; ErrMax: Erro Máximo; KS: Teste de aderência a
569 normalidade de Kolmogorov- Smirnov com significante a 1%; DNT: Dados Não Transformados; DT: Dados Transformados.

570

571

572

573

574

575

576

577

578

579

580

581

582

583

Tabela 4. Estatística descritiva dos nematoides do solo e raiz, grupos tróficos e coeficiente variação (Dados referentes a coleta do ano 2015).

Nematoide	Máximo	Mínimo	Média	Mediana	Curtose	CV (%)	DP	KS
SOLO								
Praty	2,7101	0,0000	0,4979	0,0000	0,2050	157,7360	0,7854	ns
Heli	3,3581	0,0000	1,1019	1,3891	-1,1851	85,1606	0,9384	ns
Roty	3,8565	0,0000	0,7193	0,0000	0,2176	154,1798	1,1090	ns
Pratys	3,4976	0,0000	1,2745	1,4147	-1,0577	78,7822	1,0041	ns
Rhab	3,2393	0,0000	2,0787	2,0979	2,1753	26,2302	0,5453	*
PP	3,9762	0,0000	2,2425	2,3180	1,6202	29,4383	0,6602	*
Bact	3,3062	0,9031	2,4435	2,5119	0,2709	20,4241	0,4991	*
Mico	3,0191	0,0000	1,8493	1,9294	2,5193	30,2151	0,5588	*
Oni	3,0004	0,0000	1,7715	1,8808	0,7764	40,5762	0,7188	*
VL	3,5085	1,2041	2,7170	2,7555	1,3786	15,6023	0,4239	*
TOTAL	3,9957	1,4314	2,9239	2,9455	1,8011	14,7268	0,4306	*
RAIZ								
Melo	3,9402	0,0000	0,5893	0,0000	1,6399	173,2243	1,0209	ns
Praty	3,0338	0,0000	0,9401	1,0414	-1,2029	104,9671	0,9868	ns
Roty	2,9872	0,0000	1,0756	1,1139	-1,2315	85,8280	0,9232	ns

Oni: Onívoros; Bact: Bacteriófagos; Mico: Micófagos; VL: Nematoides de Vida Livre; Melo: *Meloidogyne* sp.; Praty: *Pratylenchus*; PP: Parasitos de Planta; Roty: *Rotylenchulus*; Heli: *Helicotylenchus*; Pratys: *Pratylenchoides*; CV: Coeficiente de Variação; KS: Teste de aderência a normalidade de Kolmogorov- Smirnov com significante a 1%; DP: Desvio Padrão.

Tabela 5. Parâmetros dos Semivariogramas, grau de dependência espacial e validação cruzada, referentes aos nematoides do solo na região do Semiárido Pernambucano (2012).

Variáveis	Modelo	C ₀	C ₀ +C ₁	A (m)	R ²	C ₀ /C ₀ +C ₁	GDE	Parâmetros J-K	
								Mean	DP
Oni	Gaussiano	3156,06	3003,61	79,15	0,96	105,07	Fraco	-0,02	1,09
Ba	Gaussiano	10094,90	9689,80	70,78	0,88	104,18	Fraco	0,03	1,04
Mi	Esférico	5546,36	2478,91	41,27	0,82	223,74	Fraco	0,02	1,06
VL	Gaussiano	26155,10	45207,80	101,88	0,96	57,85	Moderado	0,03	1,01
Endo	Gaussiano	53514,90	120436	56,81	0,95	44,43	Moderado	-0,01	1,13
Ecto	Efeito Pepita Puro								
<i>Melo</i>	Exponencial	02862,40	170064	54	0,97	1,68	Forte	-0,02	0,94
<i>Praty</i>	Efeito Pepita Puro								
PP	Efeito Pepita Puro								

Oni: Onívoros; Ba: Bacteriófagos; Mi: Micófagos; VL: Nematoides de Vida Livre; Endo: Nematoides Endoparasitos; Ecto: Nematoides Ectoparasitos; Melo: *Meloidogyne* sp.; Praty: *Pratylenchus* sp.; PP Nematoides Parasitos de Planta; C₀: Efeito Pepita Puro; C₀+C₁: Patamar; R²: Coeficiente de determinação; A

584

Alcance; GDE: Grau de dependência Espacial; Parâmetros J-K: Parâmetros de Jack-Knifing; DP: Desvio Padrão

585

586

587

588

589

590

591

592

593

594

595

596

Tabela 6. Parâmetros dos Semivariogramas, grau de dependência espacial e validação cruzada, referentes aos nematoides do solo e raiz na região do Semiárido Pernambucano (2015).

Atributo	Modelo	C ₀	C ₁	A (m)	R ²	C ₀ /(C ₀ +C ₁) (%)	GDE	Jack-Knifing		
								Média	DP	
SOLO										
Praty	Esf.	0,0767	0,4843	18,2491	0,7873	13,6720	Forte	-0,036	1,060	
Heli	Esf.	0,0030	0,8816	14,3869	0,3179	0,3391	Forte	0,043	0,997	
Roty	Efeito Pepita puro									
Pratys	Efeito Pepita puro									
Rhab	Gauss.	0,1757	0,1828	25,2689	0,9155	49,0131	Mod.	0,014	0,968	
PP	Efeito Pepita puro									
BACT	Gauss.	0,1752	0,1428	35,7251	0,9417	55,0923	Mod.	0,025	1,055	
MICO	Efeito Pepita puro									
ONI	Esf.	0,2413	0,2724	14,3541	0,3364	46,9769	Mod.	0,0310	1,0840	
VL	Exp.	0,1299	0,0925	41,1561	0,7763	58,4157	Mod.	0,0220	1,0200	
Total	Efeito Pepita puro									
RAÍZ										
Melo	Esf.	0,3951	0,6644	14,6499	0,7522	37,2955	Mod.	-0,017	1,010	
Praty	Efeito Pepita puro									
Roty	Efeito Pepita puro									

Praty: *Pratylenchus*; Heli: *Helicotylenchus*; Roty: *Rotylenchulus*; Pratys: *Rotylenchulus*;
Rhab: Rhabditidae; Melo: *Meloidogyne*; PP: Parasitos de planta; Bact: Bacteriófagos; Mico: Micofagos; Oni: Onívoros; VL: Vida livre; Esf: Esférico; Gauss: Gaussiano; Exp:

Exponencial; C_0 : Efeito pepita; C_0+C_1 : Patamar; R^2 : Coeficiente de determinação; GDE: Grau de dependência espacial; DP: Desvio padrão; A (m): Alcance.

598

599

600

601

602

603

604

605

606

607

608

609

610

611

612

613

614

615

616

617

618

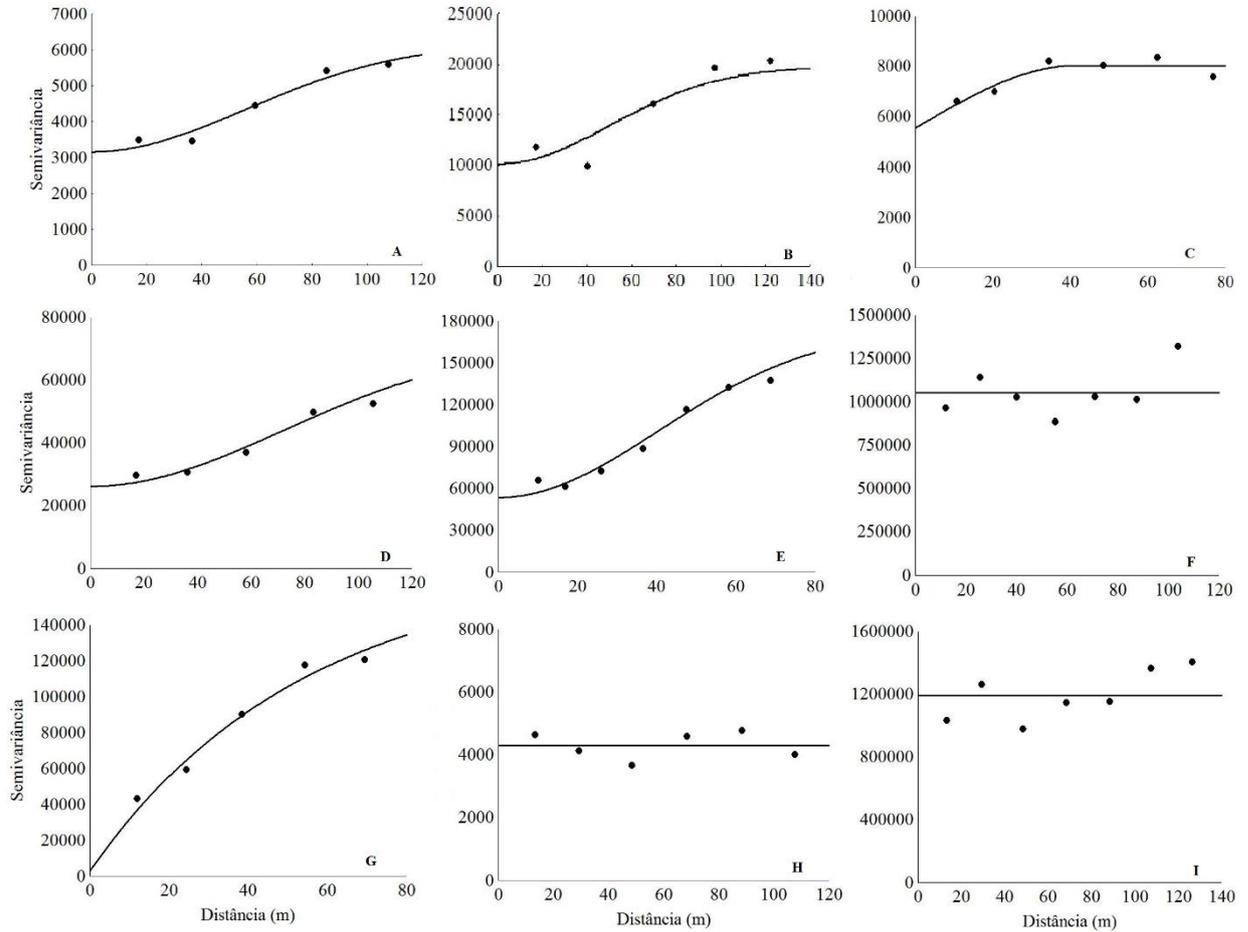
619

620

621

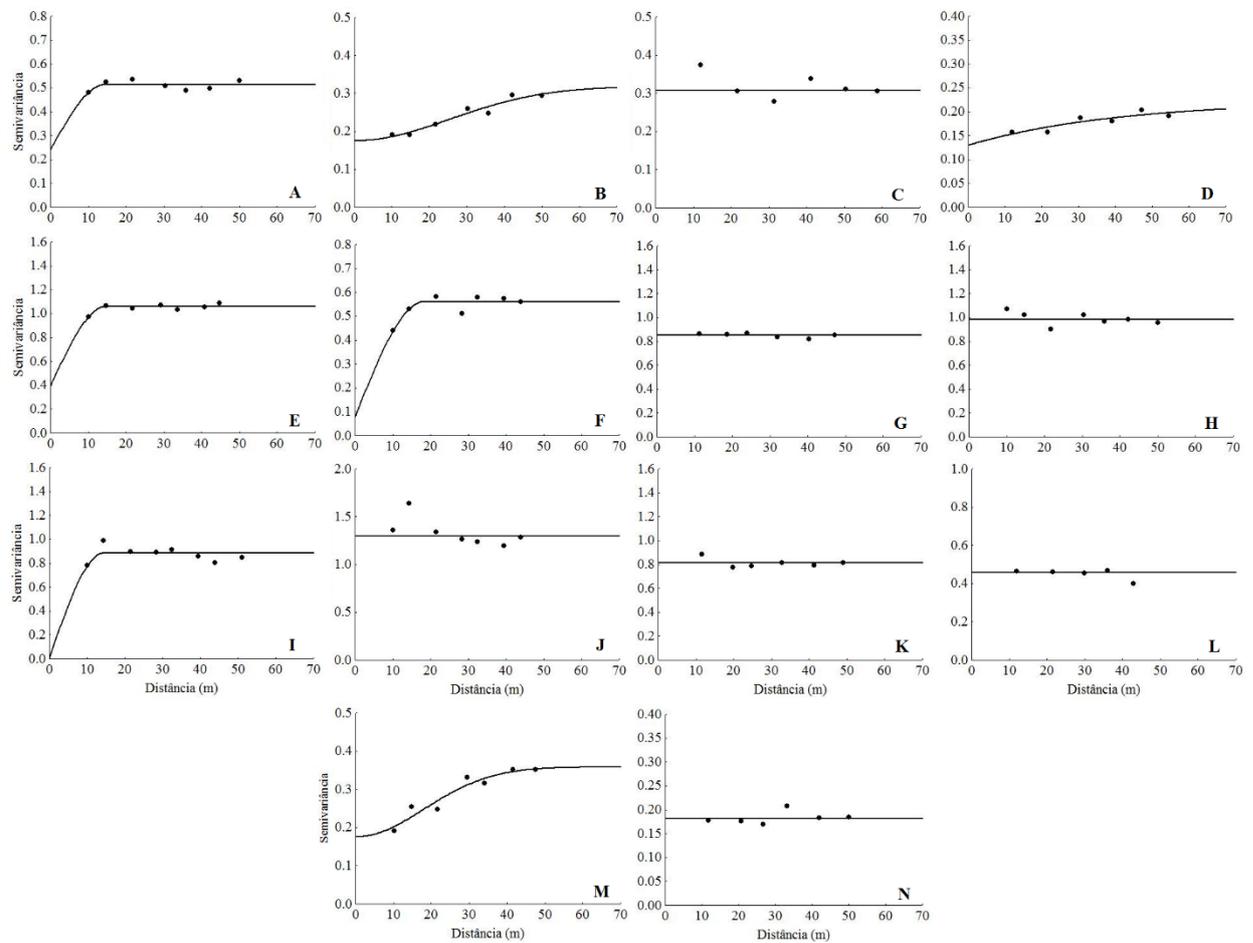
FIGURAS

Figura 1: Semivariogramas teóricos para as variáveis nematológicas de solo coletado no ano de 2012.



A- Onívoros; B- Bacteriófagos; C- Micófagos; D- Nematoides de Vida Livre; E- Endoparasitos; F- Ectoparasitos; G- *Meloidogyne* sp.; H- *Pratylenchus* sp.; I- Parasitos de Planta.

Figura 2. Semivariogramas teóricos para as variáveis nematológicas de solo e raiz coletadas no ano de 2015.



A – Onívoros; B – Bacteriófagos; C – Micófagos; D - Nematoides de Vida Livre; E - *Meloidogyne* (raíz); F – *Pratylenchus* (solo); G – *Pratylenchus* (raíz); H - *Pratylenchoides*; I – *Helicotylenchus*; J – *Rotylenchulus* (solo); K- *Rotylenchulus* (raíz); L- Parasitos de plantas; M- Rhabditidae; N – Nematoides totais.

Figura 3: Mapas da distribuição espacial dos nematoides no solo coletado referente ao ano de 2012.

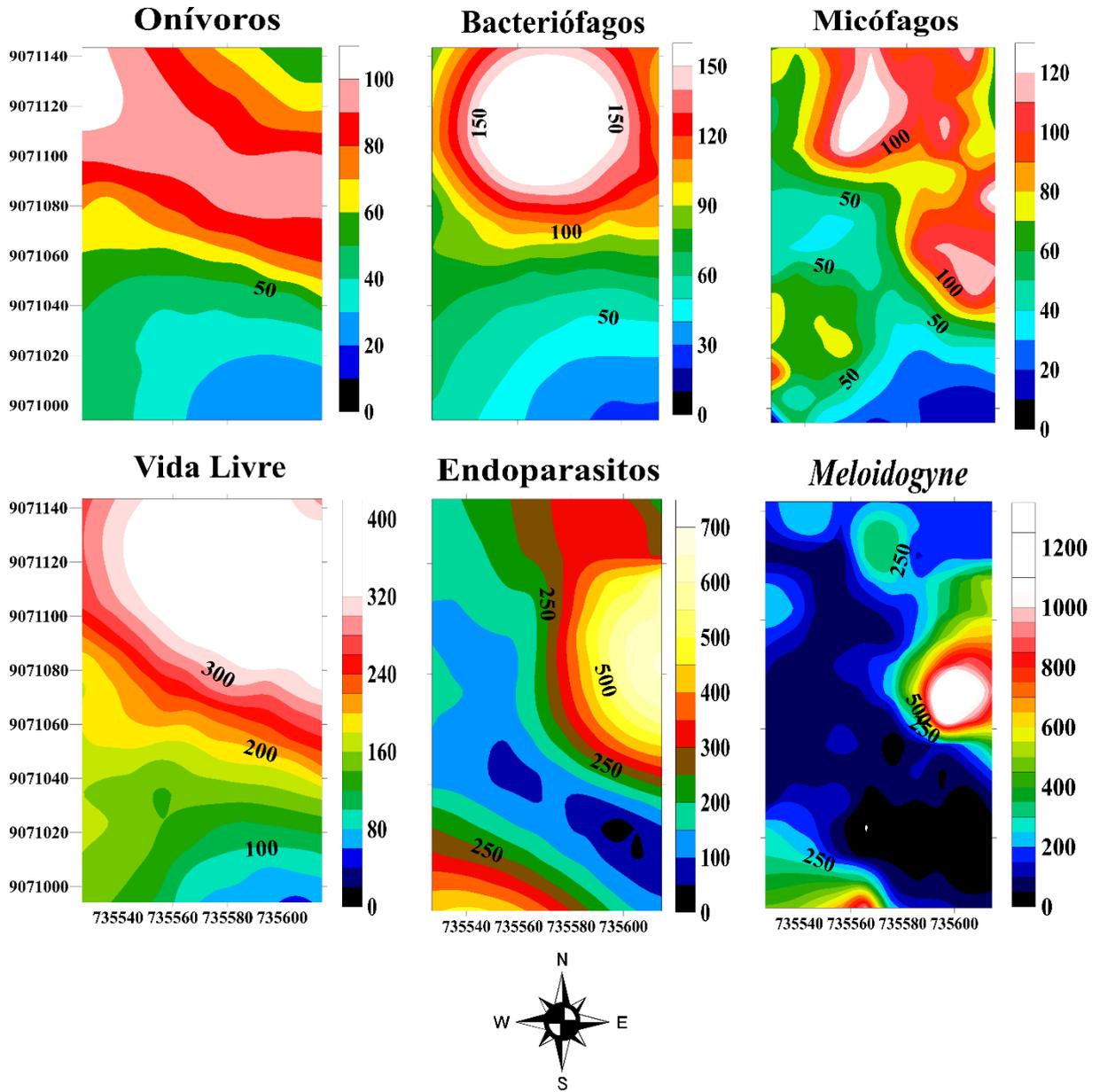
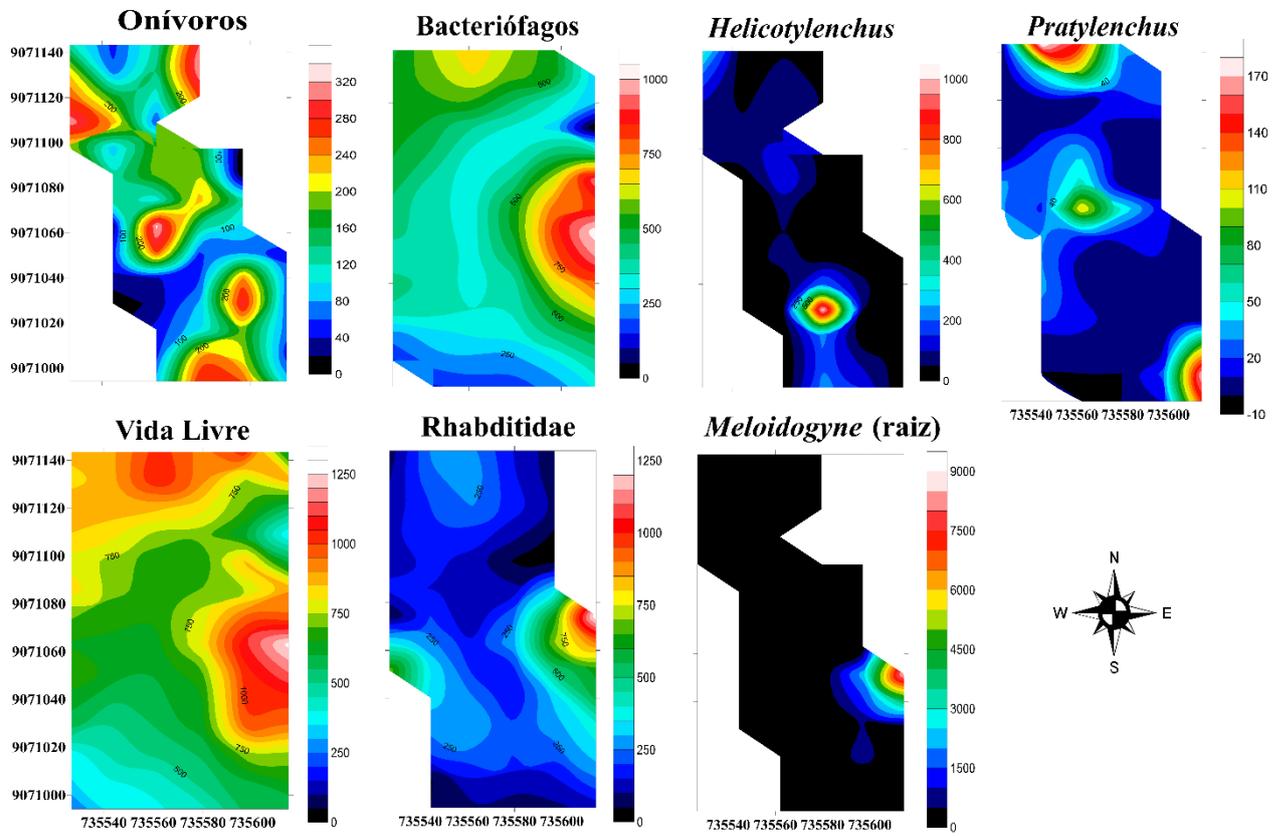


Figura 4: Mapas da distribuição espacial dos nematoides de solo e raiz referentes ao ano de 2015.



Checklist for Manuscripts (Include with Submitted Manuscript)

- Statement with submission email notes which author is an ONTA member and if none are authors, then a statement of acceptance of page charges as states in the REVIEW PROCESS section.
- Manuscript has not been published previously or simultaneously submitted elsewhere.
- Manuscript has been critically reviewed by 2 colleagues and their names are provided.
- Formatted as Microsoft Word for Windows or other acceptable format
- Manuscript are formatted and submitted for 8.5 x 11 inch (A4) paper.
- All page margins are 1 set at inch (left, right, top and bottom).
- Manuscript is double-spaced (including tables), and 12 point font is used.
- Text is left hand justified **only**.
- Pages are marked with page numbers in the upper right corner, and line numbers restart on each page.
- Authors are listed under the title with full names and affiliation including department, institution, or company, and location.
- Corresponding author is designated and an email address and complete mailing address (**including postal code, fax and telephone number**) is included for the corresponding author.
- A running head of no more than 60 characters is included under the author affiliations.
- Scientific binomials and other words, symbols that are italicized in Nematropica are either italicized or underlined in the manuscript. **The two styles are not mixed.**
- Tables are cited in numeric order in the body of the manuscript; and any nonstandard abbreviations are explained in table footnotes.
- Captions for figures are listed following "Literature Cited" and tables.
- Figures provided as separate files can be at least 300 dpi and submitted in jpeg format.

[] References are cited in the text by first author's surname and year of publication.

[] All references are listed in alphabetical order by authors' surnames and are in the style appropriate for Nematropica described in the guide to authors.

[] References are double-checked for the accuracy of each citation and that each is cited in the text.

All references cited in the text should also be listed in the "Literature Cited."

CONCLUSÕES GERAIS



CONCLUSÕES GERAIS

O cultivo de feijão caupi após a erradicação das goiabeiras contribuiu para o aumento da densidade populacional dos nematoides presentes na área de estudo, principalmente dos gêneros *Meloidogyne*, *Rotylenchulus*, *Helicotylenchus* e *Pratylenchus*.

Os mapas permitiram visualizar a distribuição espacial dos nematoides no campo e o efeito do manejo no comportamento das populações presentes. Esse conhecimento pode ajudar a definir estratégias de manejo adequadas que visem a redução da população desses patógenos.

A presença do gênero *Meloidogyne* na área reforça a hipótese de que o patógeno provavelmente tenha sido introduzido na área, uma vez que as mudas de goiabeira utilizadas no cultivo foram oriundas da cidade Petrolina-PE, local onde a espécie *M. enterolobii* é potencialmente expressiva e já dizimou grandes pomares. No entanto, mais estudos envolvendo análises da nematofauna da Mata Nativa e identificação da espécie na área do agroecossistema, são necessários para poder assim afirmar que a espécie foi introduzida na área.