



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL
DE PERNAMBUCO**

PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO

**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO
EM FITOPATOLOGIA**

Dissertação de Mestrado

**CARACTERIZAÇÃO DAS POPULAÇÕES DE NEMATOIDES
NO SOLO EM ÁREAS CULTIVADAS COM FRUTEIRAS
TROPICAIS**

MARILENE FATIMA LUNARDI

**Recife-PE
2017**

MARILENE FATIMA LUNARDI

**CARACTERIZAÇÃO DAS POPULAÇÕES DE NEMATOIDES
NO SOLO EM ÁREAS CULTIVADAS COM FRUTEIRAS
TROPICAIS**

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

COMITÊ DE ORIENTAÇÃO:

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Lilian Margarete Paes Guimarães

Coorientadora: Dr^a. Sandra Roberta Vaz Lira Maranhão

Coorientadora: Dr^a. Christiane Mendes Cassimiro Ramires

**RECIFE-PE
JULHO-2017**

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Sistema Integrado de Bibliotecas da UFRPE
Biblioteca Central, Recife-PE, Brasil

I961c Lunardi, Marilene Fátima.
Caracterização das populações de nematoides no solo em
áreas cultivadas com fruteiras tropicais / Marilene Fátima Lunardi
. – 2017.
80 f. : il.

Orientadora: Lilian Margarete Paes Guimarães.
Coorientadora: Christiane Mendes Cassimiro Ramires.
Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal Rural de
Pernambuco, Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia, Recife,
BR-PE, 2017.

Inclui referências.

1. Análise espacial 2. Comunidade de nematoides no solo 3.
Frutas 4. Manejo do solo 5. Nematóide das galhas 6. Nematóide
anelado I. Guimarães, Lilian Margarete Paes, orient.
II. Ramires, Christiane Mendes Cassimiro, coorient. III. Título

CDD 632

CARACTERIZAÇÃO DAS POPULAÇÕES DE NEMATÓIDES NO SOLO EM ÁREAS CULTIVADAS COM FRUTEIRAS TROPICAIS

MARILENE FATIMA LUNARDI

Dissertação defendida e aprovada pela Banca Examinadora em: 31/07/2017

ORIENTADORA:

Prof^a. Dr^a. Lilian Margarete Paes Guimarães (PPGF/UFRPE)

EXAMINADORES:

Prof^a. Dr^a. Elineide Barbosa de Souza (PPGF/UFRPE)

Dr^a. Christiane Mendes Cassimiro Ramires (EMEPA)

RECIFE-PE

JULHO - 2017

“O que você sabe não tem valor:
o valor está no que você faz com o que sabe”.
(Bruce Lee)

Aos Meus Pais Waldemiro Antônio Lunardi e Alice Maria Lunardi.

A Núbia Michella Clementino da Silva, obrigada pelo incentivo, apoio e amor.

DEDICO

AGRADECIMENTOS

A **Deus**, pela presença e proteção durante minha vida;

A **Capes** pela concessão da bolsa de estudo;

À **Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE)**, por meio do Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia, pela oportunidade de realizar o curso de Mestrado e ao **corpo docente** pelos ensinamentos;

À **Emepa** pela parceria e colaboração no experimento;

A minha orientadora **Prof^a. Dr^a. Lilian Margarete Paes Guimarães** pelos ensinamentos, orientação e aprendizado;

A minha **Coorientadora Dr^a. Christiane Mendes Cassimiro Ramires** pelo incentivo e incansável desejo de ver essa pesquisa realizada;

Aos amigos **Rezanio Martins Carvalho, Alain Denis de Souza e Luana Maria Alves da Silva** pela presença em todos os momentos da pesquisa, incansável paciência, mas principalmente a amizade e apoio nos momentos difíceis. Essa Dissertação também é de vocês, afinal sozinha não teria conseguido. Obrigada!

Aos amigos **Diego Huggins** pelo apoio e suporte na Geoestatística e pela boa vontade em ajudar sempre que precisei e **Thais Vicente** pela ajuda incansável nas análises estatísticas, pela valiosa contribuição científica para o desenvolvimento deste trabalho, amizade e pela força nas batalhas diárias;

À toda a equipe do laboratório de Fitonematologia pela amizade e companheirismo nesses anos de convivência e pela contribuição para realização deste trabalho: **Prof^a. Dr^a. Elvira Pedrosa, Alain Sousa, Rezanio Martins Carvalho, Luana Maria Alves da Silva, Carmem Lucia Pereira Abade, Alessandro Gomes, Mariana David, Sandra Maranhão, Thais Vicente**;

À minha família de Curitiba **Elaine Provenci, Eliana Provenci, Ana Teresa Naspolini e Márcia dos Santos** pelo incentivo, mas principalmente por acreditarem que sou capaz.

Enfim, minha gratidão sincera a todas as pessoas que de alguma forma contribuíram para a realização deste trabalho.

SUMÁRIO

RESUMO GERAL.....	ix
GENERAL ABSTRACT	x
CAPÍTULO I.....	11
Introdução Geral.....	11
1. Importância das Frutas Tropicais	12
1.1 Goiabeira	13
1.2 Gravioleira.....	14
1.3 Aceroleira	15
1.4 Cajazeira.....	16
2. Comunidade de nematoides no solo e sua função.....	17
3. Distribuição espacial de fitonematoides e a importância da Geoestatística	19
4. Referências Bibliográficas	23
CAPÍTULO II	29
Caracterização e análise espacial da nematofauna do solo em diferentes áreas cultivadas com fruteiras tropicais	29
RESUMO	30
ABSTRACT	32
INTRODUÇÃO	33
MATERIAL E MÉTODOS	35
RESULTADO E DISCUSSÃO	40
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	48
CAPÍTULO III.....	80
CONCLUSÕES GERAIS	81

RESUMO GERAL

A fruticultura tem importância no âmbito mundial e regional devido aos aspectos econômicos e sociais em que está inserida. As fruteiras tropicais se destacam na Região Nordeste, principalmente nos estados da Paraíba, Pernambuco, Piauí, Rio Grande do Norte e Ceará, através da comercialização dos frutos e produtos processados. Os fitonematoides, principalmente, do gênero *Meloidogyne* são responsáveis por grandes perdas no setor. No entanto, as pesquisas sobre a distribuição espacial dos nematoides do solo em áreas cultivadas com fruteiras tropicais ainda são escassas. Desta forma, o objetivo do estudo foi avaliar e caracterizar a nematofauna, enfatizando os nematoides fitoparasitos e também analisar a variabilidade espacial em áreas experimentais da Estação Experimental Cientista José Irineu Cabral (EECJIC) pertencente à Empresa de Pesquisa Agropecuária da Paraíba – EMEPA, situada no município de João Pessoa/PB. O estudo foi realizado em cinco áreas cultivadas com: Goiabeira (A1), Gravioleira (A2), Clones de Cajazeira (A3); Aceroleira (A4) e Banco de Germoplasma de Cajazeira (BAG) (A5). Amostras de solo foram coletadas em malha de 6 x 6 m e os dados foram submetidos a análises descritivas e de Geoestatística. Foi identificada maior população de nematoides fitoparasitos do que de vida livre nos solos, *Criconemoides* foram dominantes nas áreas cultivadas com Goiabeira, Gravioleira, Aceroleira e Banco de Germoplasma de Cajazeira, *Meloidogyne* sp. foi dominante na área cultivada com clone de cajazeira. Também foi encontrada associação entre *Meloidogyne* sp. e *Fusarium* sp. na área cultivada com goiabeira. *Dorylaimus*, *Criconemoides*, *Helicotylenchus* e *Meloidogyne* apresentaram dependência espacial, *Meloidogyne* apresentou dependência espacial nas áreas cultivadas com Goiabeira, Gravioleira, Clones de Cajazeira e Banco de Germoplasma de Cajazeira e *Criconemoides* nas áreas cultivadas com Gravioleira, Clones de Cajazeira e Aceroleira. Estudos futuros precisam ser realizados para determinar variáveis que influenciam na variabilidade espacial dos nematoides do solo principalmente *Criconemoides* e *Meloidogyne* sp. para auxiliar no manejo das fitonematoses em fruteiras tropicais.

Palavras-chave: Análise espacial, Comunidade de nematoides no solo, Frutas, Manejo do solo, Nematóide das galhas, Nematóide anelado.

GENERAL ABSTRACT

Fruit farming is important in both global and regional spheres due to its economic and social aspects. Tropical fruit trees stand out in the Northeastern region, mainly in Paraíba, Pernambuco, Piauí, Rio Grande do Norte and Ceará states, through fruit and processed products commercialization. Plant-parasitic nematodes, especially the genus *Meloidogyne*, are responsible for great crop losses in fruit farming. Nonetheless, research on nematode spatial distributions are limited in soil under tropical fruit trees cultivation. Therefore, the objective of this study was to evaluate and characterize the nematofauna, highlighting plant-parasitic nematodes as well as analyze their spatial variability in experimental areas from the Estação Experimental Cientista José Irineu Cabral (EECJIC) which is part of the Empresa de Pesquisa Agropecuária da Paraíba – EMEPA, located in João Pessoa/PB. The study was carried out in five areas cultivated with: Guava (A1), Soursop (A2), Yellow mombin clones (A3); Barbados cherry (A4) and Germplasm bank of Yellow mombin (BAG) (A5). Soil samples were collected following a regular 6 x 6 m sampling grid and the data was subjected to descriptive and geostatistical analyses. It was identified greater populations of plant-parasitic than free-living nematodes in the soil, *Criconemoides* was the dominant genus in areas with Guava, Soursop and Germplasm Bank of Yellow mombin, while *Meloidogyne* sp. was dominant in the area cultivated with yellow mombin clones. It is noteworthy to mention that an association between *Meloidogyne* sp. and *Fusarium* sp. was observed in the guava orchard. *Dorylaimus*, *Criconemoides*, *Helicotylenchus* and *Meloidogyne* showed spatial dependence, *Meloidogyne* was spatially dependent in areas with Guava, Soursop, Yellow mombin clones and germplasm bank and *Criconemoides* in the areas with Soursop, Yellow mombin clones and Barbados cherry. Further studies need to be addressed to determine the variables which influence nematodes' spatial variability within the soil, especially *Criconemoides* e *Meloidogyne* sp. in order to help the management of nematode diseases in tropical fruit trees.

Key words: Fruit Tree, Nematodes soil community, Soil nematode assemblages, Ring nematode, Root-knot nematode, Spatial Analysis.

CAPÍTULO I

Introdução Geral

CARACTERIZAÇÃO DAS POPULAÇÕES DE NEMATÓIDES NO SOLO EM ÁREAS CULTIVADAS COM FRUTEIRAS TROPICAIS

INTRODUÇÃO GERAL

1. Importância das Frutas Tropicais

O Brasil é um dos maiores produtores mundiais de frutas frescas, possui uma área plantada de 2,6 milhões de hectares e produção de 42,6 milhões de toneladas ao ano. É beneficiado pela dimensão de seu território, posição geográfica, solo, e principalmente pelas condições climáticas, que possibilita a produção de frutas tropicais, subtropicais e temperadas (ANUÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 2016), favorecendo a geração de emprego, renda e desenvolvimento do agronegócio nacional (BUAINAIN; BATALHA, 2007).

A região Nordeste é responsável por 27% da produção nacional de frutas, com destaque para: abacaxi, coco, goiaba, mamão, manga, maracujá e melão. A região do semiárido nordestino, apesar de sofrer com limitações hídricas, se destaca na produção de frutas das regiões Sul e Sudeste, devido a condições de umidade relativa do ar, temperatura e luminosidade, possibilitando assim o cultivo de grande diversidade de culturas (VIDAL; XIMENES, 2016).

No ano de 2013, os estados do Ceará, Rio Grande do Norte, Bahia e Pernambuco foram responsáveis por quase 80% do volume de exportação de frutas frescas (INSTITUTO BRASILEIRO DE FRUTAS, 2013). Mostrando que o país consegue elevar o aproveitamento de seu potencial em fruticultura e atender as demandas de qualidade exigidos pelos importadores, e por outro lado, elevar o preço dos produtos locais (CARVALHO; MIRANDA, 2009).

Por conta das condições especiais da região é grande o leque de opções para ampliar as possibilidades de exploração de fruteiras, sejam nativas ou exóticas, as quais são poucos exploradas mesmo com potencial e reconhecido valor econômico (DANTAS et al., 2009). Dentre os frutos nativos da região nordeste que vem despertando interesse, especialmente para agroindústria, destacam-se os do gênero *Spondias*: cajarana, umbu, cajá, umbu-cajá e seriguela. A demanda pelos frutos pertencentes a esse gênero deve-se principalmente às boas características para a industrialização e para o consumo “*in natura*” ou na forma processada como polpa, sucos, doces, néctares, picolés e sorvetes (MARTINS; MELO, 2006).

1.1 Goiabeira

A goiabeira (*Psidium guajava* L.) é uma planta perene com centro de origem nos trópicos americanos, pode ser encontrada nas regiões tropicais e subtropicais do mundo. Apresenta boa produtividade até 1600 m de altitude. A goiabeira é um arbusto de pequeno porte, que, em pomares adultos, pode atingir de três a seis metros de altura (GIACOMINO, 2012). O Brasil se destaca como um dos maiores produtores de goiaba no mundo, com produtividade de 359 mil toneladas e área plantada de aproximadamente 16 mil ha (ANUÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 2016).

O cultivo de goiabeira no Brasil é realizado de três formas distintas: i) cultura de goiaba de mesa; ii) cultura de goiaba para indústria; iii) cultura de goiaba mista. Esta última atende a dois mercados simultaneamente, se tornando vantajoso para os produtores, uma vez que os frutos de melhor qualidade têm como destino o mercado de fruta “*in natura*”, onde alcançam preços melhores, o resto vai para processamento (GONZAGA NETO et al., 2001). Outro fator importante a ser considerado é a quantidade de áreas que apresentam condições edafoclimáticas favoráveis para a produção da goiaba, gerando incremento na produção agrícola, expansão da atividade industrial e no potencial de exportação (ROZANE; COUTO, 2003).

Na renovação e implantação de novos pomares a cultivar Paluma é muito empregada, pois apresenta aptidão mista (KAVATI; PIZA JUNIOR, 1997) e possui características industriais desejáveis como polpa vermelha, boa capacidade produtiva, frutos com bom rendimento e significativo teor de sólidos solúveis. Por ser uma planta vigorosa é possível obter ótimas respostas de manejo de safra por meio da poda (GUTIERREZ; WATANABE; BARREIROS, 2007). A produção da goiabeira pode variar entre 80 a 120 kg planta, e os frutos são utilizados tanto para consumo “*in natura*” como para produção de doces, compotas, fruta cristalizada e molhos (PEREIRA et al., 2009).

Uma das principais doenças que acometem a goiabeira é causada pelo *Meloidogyne enterolobii* Yang e Eisenback (Sin.: *M. mayaguensis* Rammah & Hirschmann) que ocasiona perdas consideráveis à cultura. Quando a doença se encontra em estágio avançado os sintomas são: murchas, desfolhas e redução na produção (DIAS-ARIEIRA, et al., 2010). Pesquisas realizadas por Gomes et al., (2011), mostram que o declínio da goiabeira é uma doença complexa causada pelo efeito sinérgico entre o *M. enterolobii* e o fungo *Fusarium solani* (Mart.) Sacc., 1881, em que o intenso parasitismo pelo nematoide predis põem as plantas à decomposição da raiz ocasionada pelo fungo.

Na região Nordeste a dispersão ocorreu de forma rápida chegando a erradicar 50 % da área no estado de Pernambuco (FERRAZ; LOT, 2007). O primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* Rammah & Hirschmann, 1988, causando danos em pomares comerciais de goiabeira ocorreu em Petrolina-PE, Curaçá e Maniçoba-BA (CARNEIRO et al., 2001). Lopes et al., (2010) relatam a presença de *M. mayaguensis* causando danos nos pomares de goiabeira no sertão Paraibano.

1.2 Gravioleira

A Gravioleira (*Annona muricata* L.), é uma árvore que atinge de 4 a 6 m de altura, originária da América Central e vales peruanos, cultivada na Venezuela, México, Colômbia, Haváí e também em algumas regiões da África e Ásia (DONADIO; NACHTIGAL; SACRAMENTO, 1998). No Brasil é cultivada na Bahia e em zonas de baixas altitudes nas regiões Norte, Nordeste, Centro-Oeste e Sudeste, os principais Estados produtores são Alagoas, Ceará, Paraíba, Pernambuco, Pará e Minas Gerais (LIMA, 2004). A polpa é usada para preparo de sucos, sorvetes, tortas e conservas. Além disso, essa planta possui propriedades medicinais nas folhas, frutos, sementes e raízes (JUNQUEIRA et al., 2002).

A ampliação do cultivo da gravioleira esbarra na limitação de escassez de informações técnicas sobre os tratamentos culturais como: irrigação, adubação, poda, polinização artificial, proteção dos frutos e manejo de pragas, comprometendo a produtividade e a qualidade dos frutos. De maneira geral, o nível tecnológico utilizado pela maioria dos produtores no Brasil é baixo (SILVA et al., 2012).

Diferentes espécies de fitonematoides são associados à gravioleira e outras anonáceas, são elas: *Helicotylenchus* spp. (Cobb), *Meloidogyne incognita* Kofoid; White, 1919, *Macroposthonia* (sin. *Criconemella*) spp., *Tylenchorhynchus phaseoli* Sethi; Swarup, 1968 e *Xiphinema* Cobb, 1913, em cherimóia, maçã-doce e gravioleira (SHARMA, 1977; MONTEIRO et al., 1978; SHARMA, 1993) citados por Pinto (2005). Na cultura da gravioleira no Estado de Pernambuco, *Rotylenchulus reniformis* Linford & Oliveira, 1940 (MOURA et al., 2005), no sul da Bahia *Helicotylenchus* spp. Steiner, 1945, *Mesocriconema* spp. Andrassy, 1965, e *Rotylenchulus* sp. (JUCÁ; SILVEIRA; MELO, 2004). Melo; Jucá e Silveira (2005) relataram também a ocorrência em gravioleira de *Aphelenchoides* sp. Fischer, 1894, *Aphelenchus* sp. Cobb, 1927, *Tylenchus* sp. Bastian, 1865.

Nos Estado do Ceará e Distrito Federal, o declínio da gravioleira foi associado à presença de *Gracilacus* sp. Raski, 1962, (SHARMA et al., 1985; JUNQUEIRA et al., 2002). *Pratylenchus* sp. Filipjev, 1936, foi detectado em gravioleira, em germoplasma importado

(TENENTE et al., 1986). No entanto, *Pratylenchus coffeae* (Zimmermann, 1898) Filipjev; Stekhoven, 1941, foi mencionado como o principal agente causal da morte súbita da gravioleira, na região Nordeste (MOURA; PEDROSA; MONTEIRO, 1999). Freire (2000) observou que plantas de gravioleira atacadas por altas populações de *Pratylenchus coffeae* mostravam rápido declínio, caracterizado pelo enrolamento das folhas, que se tornavam coriáceas e amareladas com posterior queda. Em decorrência da podridão radicular as plantas tombavam com frequência.

Estudos realizado por Ribeiro et al. (2004) citaram as anonáceas: pinha, atemóia e graviola como resistentes ao *Meloidogyne javanica* Chitwood, 1949, sendo essas indicadas para o plantio em solos infestados com esta espécie. Silva e Krasuski (2012), relataram a gravioleira como sendo má hospedeira do *M. enterolobii*. Segundo Hopp et al. (1992), a pinheira e a gravioleira produzem combinações naturais nas folhas, ramos e raízes com propriedades pesticidas contra o nematoide das galhas.

1.3 Aceroleira

A aceroleira (*Malpighia glabra* L. syn.: *M. puniceifolia*) pertence à família Malpighiaceae, é uma planta de tamanho médio, atinge de 2 a 3 m de altura, típica de clima tropical, seu centro de origem é na região das Antilhas, Norte da América do Sul e América Central. No Brasil a cultura foi introduzida na década de 50. A partir da década de 90 houve um aumento na demanda por acerola, tanto no mercado interno como externo e com isso ocorreu sua expansão para praticamente todos os Estados, com exceção de regiões com clima frio e/ou de altitude, sujeitas a baixas temperaturas (FREIRE; CARDOSO; CAVALCANTE, 1994).

A grande maioria dos pomares de acerola estão localizados em pequenas propriedades (menos de 20 ha), já os médios e grandes produtores estão localizados na região Norte e Nordeste e normalmente esses plantios já estão vinculados a agroindústrias (MANICA et al., 2003). O Brasil possui condições propicias para o cultivo da acerola, que tem como grande vantagem o número de safras por ano, geralmente quatro, no entanto pode chegar a sete safras no caso de cultivos irrigados (JUNQUEIRA et al., 2004). A acerola é consumida tanto *in natura* como industrializada, nas formas de sucos, geleias, sorvetes e também para enriquecer sucos de frutas com baixos teores de vitamina C (VERHEIJ; COROEL, 1992).

A aceroleira é uma planta bastante suscetível ao nematoide das galhas que representa o principal problema fitossanitário da cultura. Três espécies desse fitonematoide foram constatadas em mudas e também na planta adulta de aceroleira, *M. incognita*, *M. javanica* e

M. arenaria Chitwood, 1949 (RITZINGER et al., 2006). Em levantamento feito por Freire e Cardoso (1996) foi confirmada a ampla dispersão dos nematoides das galhas em raízes e mudas de aceroleira nos Estados do Ceará, Rio Grande do Norte e Pernambuco. Garcia et al. (2011), relatam a presença de *M. enterolobii* em pomares de aceroleira no Estado de São Paulo. Estudos realizados em microrregiões do estado do Ceará descrevem *M. enterolobii* e *M. incognita* parasitando raízes de aceroleira (SILVA; SANTOS; SILVA, 2016).

A principal característica da presença desses nematoides é a formação de intumescimento nas raízes da planta denominados ‘galhas’, juntamente com outros sintomas como o amarelecimento, atraso e redução no desenvolvimento das mudas em casos de altas infestações. Mudas infectadas representam um dos principais veículos de disseminação de nematoides na cultura (RITZINGER et al. 2006).

1.4 Cajazeira

A cajazeira (*Spondias mombin* L.) pertencente à família Anacardiaceae, é uma árvore que pode atingir de 20 a 30 m de altura, nativa das florestas úmidas localizadas mais ao norte da América do Sul (MITCHELL; DALY, 2015). Encontra-se dispersa nas regiões tropicais da América, África e Ásia (SACRAMENTO; SOUZA, 2000; JANICK; PAULL, 2006) e é amplamente cultivada na África tropical (MORTON, 1987). Segundo Sacramento e Souza (2009), a cajazeira é encontrada isolada ou em grupos na Amazônia, na Mata Atlântica e nas zonas úmidas dos estados do Nordeste, prováveis regiões de dispersão natural da espécie, sendo considerada uma planta em domesticação.

Na região Nordeste do Brasil aparece como planta espontânea em condições silvestres. No Rio Grande do Norte ocorre na faixa litorânea (SOUZA, 2008b), na Bahia ocorre na região cacaueteira, na Paraíba ocorre nas mesorregiões do Litoral e Agreste em convivência com a vegetação nativa e como plantas aleatórias em pomares de granjas e fazendas (BOSCO et al., 2000; SACRAMENTO et al., 2008). Muito valorizada devido ao processamento agroindustrial dos frutos e comercialização dos produtos processados, como polpas, sucos, geleias, sorvetes, licores e picolés, ocupando lugar de importância na produção e comercialização na região Nordeste (SOUZA; LIMA, 2005). A sua madeira é utilizada na confecção de esculturas, matriz de xilogravuras (FERNANDES et al., 1989).

Plantas de cajazeiras se adaptam bem em solos neutros a ligeiramente alcalinos e ricos em nutrientes, como os solos aluviais (SILVA; JESUS; SILVA, 2006). Desenvolve-se bem em condições de climas úmido, sub-úmido e quente, que apresentem precipitação anual de 1.100 a 2.000 mm. A profundidade do solo não condiciona a presença da cajazeira, pois

ocorre tanto em solos profundos como superficiais (em afloramentos rochosos) (JUSTINIANO; FREDERICKSEN; NASH, 2001). Pode ser propagado por semente ou vegetativamente (CARVALHO et al., 2002).

Pelo fato da cajazeira ter sua exploração de forma extrativista, são relativamente poucos os trabalhos de levantamento fitossanitário. No entanto, ao passar a ser cultivada extensivamente, aparecem doenças que antes não eram detectadas, pois o critério considerado é o dano econômico causado às plantas (SACRAMENTO et al., 2009). Entre as doenças detectadas em algumas espécies que compõem o gênero *Spondias* (cajá, cajarana, seriguela) estão as causadas por fitonematoides.

Em levantamento realizado no estado do Pará, Freire (1976), relatou a ocorrência de *M. incognita* nas raízes da cajazeira. Ponte et al., (1976), descreveram a presença de *M. incognita* e *M. javanica* em cajaraneira; *M. incognita* em cirigueleira e *M. incognita* e *M. hapla* Chitwood 1949, em cajazeira no estado do Ceará. Monteiro et al., (1978), mencionaram a ocorrência de *M. javanica* nas raízes de cajamanga no estado de São Paulo. Segundo Souza e Costa (2010), houve ocorrência de *Meloidogyne* spp. na produção de mudas de *Spondias* no estado do Ceará, ocorrendo formação de galhas, principalmente nas raízes de mudas de cajazeira. Silva; Santos; Silva (2016), identificaram a presença de *M. javanica* em cajazeira e *M. incognita* em cajaraneira e umbu-cajá no Ceará.

2. Comunidade de nematoides no solo e sua função

Os nematoides são considerados o grupo de organismos vivos mais numerosos existentes no mundo. Há aproximadamente 20.000 espécies de nematoides descritas, ocorrendo em diferentes habitats do planeta como solo, rios, lagos e mares, podendo ainda ser encontrados desde regiões extremamente frias até áreas desérticas, parasitando animais, plantas ou alimentado- se de matéria orgânica ou diferentes microrganismos. Já foram catalogadas cerca de 4.000 espécies de fitonematoides nas mais diferentes regiões e climas afetando grande parte das culturas de importância econômica mundial (FREITAS et al., 2012). São organismos pertencentes ao Filo Nematoda, Classe Chromadorea, esses parasitas são responsáveis por consideráveis perdas na produtividade agrícola, que em condições favoráveis, podem comprometer até 100% da produção (FERRAZ; MONTEIRO, 2011).

Entender, interpretar e esclarecer fatos relacionados à intrincada estrutura das comunidades de nematoides transformou-se em um constante desafio para os estudiosos da ecologia dos nematoides nas três últimas décadas. Os estudos das comunidades de nematoides geralmente são feitos com dados qualitativos, baseados na identificação taxonômica, e com

dados quantitativos que representam os números de indivíduos de cada táxon, isto é, a abundância (GOULART, 2002). Os dados de abundância relativa de cada grupo trófico de nematoides são utilizados para os estudos de suas comunidades e consequente compreensão da interação com os demais integrantes da biota do solo (FRECKMAN; ETTEMA, 1993).

Os nematoides são classificados em grupos funcionais conforme o hábito alimentar: bacteriófagos, micófagos, onívoros, predadores e fitoparasitos. Os parasitos de planta são considerados consumidores primários, os bacteriófagos e micófagos, consumidores secundários, e onívoros e predadores consumidores terciários (YAETES et al., 1993). Embora representem uma pequena fração da biomassa terrestre, a profusão e frequência desses microrganismos nos distintos níveis da cadeia alimentar do solo, faz com que tenham relevante importância nos processos ambientais e ecossistemas terrestres (BARKER; KOENNING, 1998).

As variações na vegetação causam alterações na estrutura das comunidades de nematoides no solo (PATTISON et al., 2008) e nas condições ambientais (CARDOSO et al., 2012). Liang et al. (2009) preconizam que práticas conservacionistas originam forte impacto na estrutura, nutrição e maturidade dos nematoides do solo. Estudos mostram que tanto o efeito direto como o efeito indireto das modificações, especialmente as físicas, na estrutura e composição das comunidades de nematoides, influenciam a cadeia alimentar do solo e o habitat desses microrganismos (GOEDE; BONGERS, 1994; YEATES, 1999; NEHER, 1999).

As propriedades físicas do solo que podem influenciar as comunidades de nematoides são: textura, umidade, densidade e estrutura do solo (KIMENJU et al., 2009). Por exemplo, a densidade do solo pode evidenciar a dominância de uma espécie em uma determinada área. Alguns estudos mostraram que uma maior densidade e menor porosidade total do solo, prejudicaram o desenvolvimento de nematoides de vida livre, uma vez que estes carecem dos espaços porosos para realizar trocas gasosas e se deslocar pela água (JONES; THOMASSON, 1976; GOEDE; BONGERS, 1994; BOUWMAN; ARTS, 2000).

A monocultura praticada de forma rotineira tende a favorecer os fitonematoides (GOULART; FERRAZ, 2003). O plantio direto, que é o emprego de cobertura permanente no solo, propicia a proliferação de fungos, substituindo a cadeia alimentar bacteriana de áreas com plantio convencional, por uma cadeia alimentar fúngica (WARDLE et al., 1995). É possível observar comportamentos distintos na comunidade de nematoides, ao comparar culturas anuais com culturas perenes ou até mesmo com pastagens, que apresentam regime de perturbação mais variável. Estudos feitos por Neher e Campbell (1994) mostraram maior índice de fitoparasitos em solos com culturas perenes e pastagens.

Os fitonematoides encontram-se amplamente disseminados em áreas de produção agrícola do Brasil e mesmo ocasionando grandes prejuízos, muitas vezes, a importância destes patógenos é negligenciada e/ou diagnosticada de forma errônea como deficiência nutricional, tratos culturais inadequados ou déficit hídrico (TIMMER; GARNSEY; BROADBENT, 2003), já que estes patógenos são transportados via sementes, mudas, solo aderente aos veículos, máquinas e implementos agrícolas (VAN LEEUWEN; SANTOS, 2001).

Após o estabelecimento no pomar, o manejo dos fitonematoides torna-se muito difícil, além de oneroso, dessa forma, recomenda-se o monitoramento das populações, e adequação de práticas culturais com objetivo de reduzir o estresse nutricional e hídrico, bem como eliminar os hospedeiros alternativos e adotar práticas que reduzam a população das espécies, como adubação verde, rotação de culturas, aplicação de matéria orgânica e manejo adequado do solo e da cultura (RITZINGER et al., 2006).

O estudo da nematofauna em áreas de cultivo torna-se importante, pois os nematoides além de participarem da decomposição da matéria orgânica e na ciclagem de nutrientes, são considerados eficientes bioindicadores de alterações ocorridas nas condições do solo, como por exemplo, as resultantes da substituição de ecossistemas naturais por agroecossistemas. São organismos originários de ecossistemas naturais que se adaptaram aos locais cultivados, no qual, podem ser caracterizados como patógenos favorecidos pelas novas condições ecológicas estabelecidas no cultivo contínuo da área (SILVA et al., 2008).

Fazer a amostragem das populações de nematoides no campo é uma ferramenta que auxilia a determinação das espécies presentes e analisar a suscetibilidade da cultura utilizada quanto a estes parasitos. Conhecer o nível de infestação tem como objetivo antecipar os possíveis danos para a cultura, como também as estratégias de manejo que devem ser utilizadas. A filosofia de manejo integrado de nematoides tem como base reduzir os fitonematoides a níveis populacionais que não causem danos econômicos (GONÇALVES; SILVAROLLA, 2001).

3. Distribuição espacial de fitonematoides e a importância da Geoestatística

No campo, o arranjo espacial de populações de fitonematoides pode ser definido como vertical e horizontal. Estes componentes podem mudar com o tempo, devido aos diferentes contextos da dinâmica da população, da redistribuição ativa e passiva, bem como das formas de disseminação destes fitopatógenos (MARANHÃO, 2008).

No âmbito geral a variabilidade espacial dos nematoides do solo (horizontal) não é regular, sendo habitualmente encontrados em agregados, manifestando sintomas em reboleiras

ou manchas (GOULART, 2009), que indicam a presença de dependência espacial entre as populações e os pontos delimitados. Em estudo realizado na Zona da Mata Sul do estado de Pernambuco, Cardoso et al. (2012), avaliaram a dependência espacial das comunidades de nematoides em área cultivada com cana-de-açúcar e em área remanescente de Mata Atlântica e os resultados sugeriram que o manejo aplicado na área contribuiu para uma maior dispersão dos nematoides, enquanto que, na área com vegetação nativa, os nematoides apresentaram distribuição agregada.

O padrão espacial vertical é restrito pela profundidade das camadas do solo acessível para as raízes e pelo enraizamento das plantas hospedeiras, que pode limitar a profundidade habitada pelas espécies de nematoides (BEEN; SCHOMAKER, 2006). A partir do conhecimento da distribuição espacial em relação as infestações por nematoides, é possível direcionar as técnicas de manejo apenas nas áreas onde os níveis normais se encontram acima dos níveis de tolerância (SILVA; GARCIA; MONICO, 2000).

A forma como os nematoides estão distribuídos no solo, geralmente de maneira agregada, irá implicar em dependência espacial de dados. Com isso, a estatística convencional nem sempre é apropriada para descrever o comportamento dos dados, quando estão espacialmente correlacionados (WALLACE; HAWKINS, 1994). Dessa forma, para mostrar essa dependência nas amostragens utiliza-se a geoestatística.

A geoestatística teve origem na África do sul. O estatístico e engenheiro de minas H. S. Sichel foi quem primeiramente utilizou a geoestatística para trabalhar com os dados referentes à concentração de ouro e percebeu que a distância entre as amostras influenciava na variância dos dados (VIEIRA, 2000). No início a geoestatística era usada em uma única variável, somente como ferramenta auxiliar para a descrição e representação das variáveis contínuas das características dos solos. Recentemente esses métodos foram aperfeiçoados e são usados em múltiplas variáveis, também para a quantificação de variáveis correlacionadas ou de difícil definição (STEIN; HOOGERWERF; BOUMA, 1988; McBRATNEY; HART; McGARRY, 1991).

O interesse em estabelecer técnicas mais eficientes para caracterizar determinadas áreas, começou no início de século XX, não só no âmbito das ciências do solo, como em outras esferas do conhecimento (WOJCIECHOWSKI et al., 2009). Cavalcante et al. (2007) ressaltam o estudo da variabilidade espacial nas ciências do solo devido à diversidade de seus atributos. Utilizar a geoestatística faz com que os custos dos trabalhos sejam menos onerosos, pelo fato de necessitar menos amostras para caracterizar uma determinada área, sem reduzir a precisão das estimativas (VIEIRA et al., 1983).

O emprego da geoestatística no estudo de um fenômeno natural, tem como característica a distribuição no espaço de uma ou mais variáveis. A estatística clássica demanda valores das amostras independentes espacialmente, já a geoestatística demanda valores das amostras correlacionadas ou dependentes no espaço (JOURNEL; HUIJGREGTS, 1978), que consiste na variografia e Krigagem, a primeira usa semivariogramas para caracterizar e modelar a variância espacial dos dados (FARIAS, 2001), a segunda possibilita que os valores não amostrados na área sejam estimados, e assim, os mapas terão desenhos precisos (ROSSI; DELAVILLE; QUÉNEHÉRVÉ, 1996).

Caswell e Chellemi (1986), estudaram a distribuição espacial de *Rotylenchulus reniformis* Linford & Oliveira, 1940, em plantação de abacaxi, no Havaí, em área de 40 m x 116 m e concluíram que a distribuição espacial deste nematoide é fortemente agregada. Os autores usaram a geoestatística e observaram o ajuste do modelo esférico ao semivariograma, apresentando alcance da dependência espacial de 10 m. Wallace e Hawkins (1994) estudaram a aplicação da geoestatística para avaliar dados de solos e de nematoides de 200 amostras de solo coletadas do horizonte Ap (horizonte que sofreu aração ou revolvimento) de um campo de grama-canário no Norte de Minnessota. Estes autores observaram, para ambas variáveis, também, modelo de semivariograma esférico, com pouca variabilidade aleatória associada com dados de solo e grande variabilidade inerente aos dados de nematoide.

A avaliação da presença de *R. reniformis* em área com plantação de algodão no Brasil feita por Farias et al. (2002) em dois períodos: antes da germinação e após a colheita, mostrou que a densidade populacional de nematoides teve maior dispersão no segundo período de amostragem. O alcance chegou a 16,8 m quando comparado com os 8,5 m do período de germinação, a conclusão que chegaram foi que o preparo do solo pode ter colaborado na dispersão dos nematoides na área estudada.

Estudo realizado por Liang et al. (2005) na Estação Ecológica Experimental Shenyang, China, mostraram que existem padrões de distribuição espacial desigual entre os vários taxa de nematoides bacteriófagos naquele local, indicando assim, que a agregação espacial de cada gênero de nematoide segue processos populacionais intrínsecos, como dispersão e reprodução. Ademais, os autores atribuem ao sucessivo uso agrícola do solo como um fator responsável pela maior homogeneização da camada superficial do solo.

A partir do conhecimento da distribuição espacial em relação as infestações por nematoides, é possível direcionar as técnicas de manejo apenas nas áreas onde os níveis normais se encontram acima dos níveis de tolerância (SILVA; GARCIA; MONICO, 2000). Diante do exposto, o objetivo desse trabalho foi caracterizar as populações de nematoides em

áreas cultivadas com fruteiras tropicais na estação experimental da EMEPA em João Pessoa-PA. O local foi determinado por ser um campo experimental de produção de mudas de frutíferas, servindo como um banco de germoplasma para diferentes espécies, onde foi observada a presença de sintomas relacionados aos fitonematoides.

4. Referências Bibliográficas

- ANUÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA. Santa Cruz do Sul: Editora Gazeta, 2016. 92 p. Disponível em: < <http://www.editoragazeta.com.br/produto/anuario-brasileiro-da-fruticultura-2016/>> Acesso em: 20 jul. 2017.
- BARKER, K. R.; KOENNING, S. R. Developing sustainable systems for nematode management. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 36, p. 165–205, 1998.
- BEEN, T. H.; SCHOMAKER, C. H. Distribution patterns and sampling. In: PERRY, R. N.; MOENS, M. (Eds). **Plant Nematology**. Wallingford: CAB International, 2006. p. 302-326.
- BOSCO, J.; SOARES, K. T.; AGUIAR FILHO, S. P.; BARROS, R. V. **A cultura da cajazeira**. João Pessoa: EMEPA, 2000. 29 p. (Emepa. Documentos, 28).
- BOUWMAN, L. A.; ARTS, W. B. M. Effects of soil compaction on the relationships between nematodes, grass production and soil physical properties. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 14, p. 213-222, 2000.
- BUAINAIN, A. M.; BATALHA, M. O. **Cadeia produtiva de frutas**. Brasília: IICA/MAPA/SPA, 2007. 102 p. (Agronegócios, 7).
- CARDOSO, M. O.; PEDROSA, E. M. R.; ROLIM, M. M.; SILVA, E. F. F.; BARROS, P. Â. Effects of soil mechanical resistance on nematode community structure under conventional sugarcane and remaining of Atlantic Forest. **Environmental Monitoring and Assessment**, Print, v. 184, p. 3529-3544, 2012.
- 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.
- CARVALHO, C.P. da S.; CORREIA, D.; BENBADIS, A.K.; LUZ J.M.Q., ROSSETTI, A.G. In vitro CULTURE OF *Spondias mombin* L. NODAL SEGMENTS. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 24, n. 3, p. 776-777, 2002.
- CARVALHO, J. C.; MIRANDA, D. L. **As exportações brasileiras de frutas: um panorama atual**. Brasília: SOBER, 2009. Disponível em:<<http://www.sober.org.br/palestra/13/1300.pdf>>. Acesso em: 22 maio. 2017.
- CASWELL, E. P.; CHELLEMI, D. A. A geostatistical analysis of spatial pattern of *Rotylenchus reniformi* in Hawaiian pineapple field. **Journal of Nematology**, College Park, v. 16, p. 603, 1986.
- CAVALCANTE, E. G. S.; ALVES, M. C.; SOUZA, Z. M.; PEREIRA, G. T. Variabilidade espacial de atributos químicos do solo sob diferentes usos e manejos. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, n. 31, n. 6, p.1329-1339, 2007.
- DANTAS, J. L. L.; DANTAS, A. C. V. L.; COELHO, Y. da S. Fruticultura brasileira: realidade e perspectiva. In: SANTOS-SEREJO, J. A. dos; DANTAS, J. L. L.; SAMPAIO, C. V.; COELHO, Y. da S. (Ed.). **Fruticultura tropical: espécies regionais e exóticas**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2009. p. 17-32.
- DIAS-ARIEIRA, C.R.; FURLANETTO, C.; SANTANA, S. de M.; BARIZÃO, D.A.O.; RIBEIRO, R.C.F.; FORMENTINI, H.M. Fitonematoides associados a frutíferas na região Noroeste do Paraná, Brasil. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 32, n. 4, p. 1064-1071, 2010.
- DONADIO, L.C.; NACHTIGAL, J.C.; SACRAMENTO, C.K. **Frutas exóticas**. Jaboticabal: FUNEP, 1998. 205 p.
- FARIAS, P. R. S. A geostatística e a agricultura de precisão como ferramenta no controle de pragas e doenças. In: ROBERTO, S. R.; RALISCH, R. (Eds). **V Mostra acadêmica de trabalhos da agronomia**. Londrina: UEL, 2001. p. 9-18.
- FARIAS, P. R. S.; SANCHEZ-VILA, X.; BARBOSA, J. C.; VIEIRA, S. R.; FERRAZ, L. C. C. B.; SOLÍS-DELFIN, J. Using geostatistical analysis to evaluate the presence of *Rotylenchulus reniformis* in cotton crops in Brazil: Economic implications. **Journal of Nematology**, Florida, v. 34, n. 3, p. 232-238, 2002.

FERNANDES, A.; CAVALCANTI, F.S.; NUNES, E.P.; SOARES, J. de R.P. Flora do Ceara: Estudo Preliminar das Anacardiaceas. **Ciência Agrônômica**, Fortaleza, v. 20 n.2, p. 33-37, 1989.

FERRAZ, J. V.; LOT, L. **Boas perspectivas para fruta de mesa**. In: **AGRIANUAL**: Anuário da agricultura brasileira. São Paulo: OESP, 2007. p. 340-344.

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

FRECKMAN, D. W.; ETTEMA, C. H. Assessing nematode communities in agroecosystems of varying human intervention. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v.45, p. 239-261, 1993.

FREIRE, F. C. O. **Patógenos de importância quarentenária interna**: o caso de mudas frutíferas. Fortaleza: EMBRAPA, 2000. p. 1-4. (Comunicado Técnico, 42).

FREIRE, F. C. O.; CARDOSO, J. E.; CAVALCANTE, M. J. B. Doenças da acerola (*Malpighia glabra* L.) no Brasil. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 13, 1994, Salvador, BA. **Resumos...** Salvador, BA, SBF, 1994, v. 1, p. 57.

FREIRE, F.C.O.; CARDOSO, J.E. **Ocorrência de nematóides das galhas em aceroleira**. Fortaleza: Embrapa-CNPAT, 1996. 3 p. (Comunicado Técnico n. 10)

FREIRE, S. das C. O. Nematóide das galhas, *Meloidogyne* spp., associados ao parasitismo de plantas na região Amazônica. I - No Estado do Pará. **Acta Amazônica**, Manaus, v. 6, n. 4, p. 405-408, 1976.

FREITAS, L.G.; OLIVEIRA, R.D.L.O; FERRAZ, S. Nematoides como patógenos de plantas. In: ZAMBOLIM, L.; JESUS JUNIOR, W.C.; PEREIRA, O.L. **O essencial da fitopatologia**: agentes causais. v. 2, Viçosa: UFV, 2012. p. 417.

GARCIA, M. J. de M.; SOARES, P. L. M.; WILCKEN, S. R. S.; CAVICHOLI, J. C.; FURLANETO, F. de P. Registro de nematóide em aceroleira no município de Junqueirópolis-SP. **Pesquisa & Tecnologia**, São Paulo. v. 8, n. 2, 2011.

GIACOMO, A. P. **Cultura da goiaba**. USP-ESALQ, 2012. Disponível em: <<http://www.almanaquedocampo.com.br/imagens/files/ACULTURA DA GOIABEIRA.pdf>> Acesso em; 03 ago. 2017

GOEDE, R. G. M.; BONGERS, T. Nematode community structure in relation to soil and vegetation characteristics. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v.1, p. 2944, 1994.

GOMES, V. M.; SOUZA, R. M.; MUSSI-DIAS, V.; SILVEIRA, S. F. D.; DOLINSKI, C. Guava decline: a complex disease involving *Meloidogyne mayaguensis* and *Fusarium solani*. **Journal of Phytopathology**, v. 159, n. 1, p. 45-50, 2011.

GONÇALVES, W., SILVAROLLA, M. B. Nematoides parasitos do cafeeiro. In: Zambolim, L. (ed). **Tecnologias de produção de café com qualidade**. Viçosa: Editora UFV, 2001. p. 199-268.

GONZAGA NETO, L.; SOARES, J. M.; TEIXEIRA, A. H. C.; MOURA, M. S. B. **Goiaba**: produção: aspectos técnicos. Petrolina: Embrapa Semi-Árido; Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, p. 72, (Frutas do Brasil, 17), 2001.

GOULART, A. M. C. **Análise de dados em estudos de diversidade de nematoides**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2009. p. 46. (Documento 251).

GOULART, A. M. C.; FERRAZ, L. C. C. B. Comunidades de nematóides em Cerrado com vegetação original preservada ou substituída por culturas. 1. Diversidade trófica. **Nematologia Brasileira**, São Paulo, v. 27, p. 123-128, 2003.

- GOULART, A.M.C. **Diversidade de nematoides em áreas de vegetação nativa e cultivadas em São Carlos**, Estado de São Paulo, Brasil. 2002. 150 p. Tese (Doutorado em Fitopatologia) – Escola Superior de agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2002.
- GUTIERREZ, A. de S. D.; WATANABE, H.; BARREIROS, L. M. **Centro de qualidade em horticultura da CEAGESP**. São Paulo, 2007. Disponível em: <www.ceagesp.gov.br/produtor/tecnicas/estudos/anexos/goiaba.pdf/download>. Acesso em: 10 julho. 2017.
- HOPP, D. C.; ZENG, L.; GU, Z.; MCLAUGHLIN, J. L. Squamotacin: An annonaceous acetogenin with cytotoxic selectivity for the human prostate tumor cell line (PC-3). **Journal of Natural Products**, v. 59, n. 2, p. 97-99, 1992.
- INSTITUTO BRASILEIRO DE FRUTAS. **Panorama da cadeia produtiva das frutas 2012-2013**. [S.l.: s.n]: [2013?]. Disponível em: <<http://goo.gl/6OyOmK>>. Acesso em 22 maio. 2017.
- JANICK, J.; PAULL, R. E. **Encyclopedia of fruit and nuts**. Wallingford: CABI, 2006. 954 p.
- JONES, F. G. W.; THOMASSON, A. J. Bulk density as an indicator of pore space in soils usable by nematodes. **Nematologica**, Leiden, v. 22, p. 133-137, 1976.
- JOURNEL, A. C., HUIJBREGTS, C. J. **Mining geostatistics**. Londres: Academic Press, 1978. 600 p.
- JUCÁ, F.F.; SILVEIRA, A.; MELO, P. de A. Fitonematóides em culturas de importância econômica para a região sul da Bahia. In: SEMINÁRIO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA DA UESC, 10., 2004, Ilhéus-BA. **Resumos...** Ilhéus: Editus, 2004. p. 43-44.
- JUNQUEIRA, K. P.; PIO, R.; VALE, M. R. do; RAMOS, J. D. **Cultura da acerola**. Lavras: UFLA, 2004. p. 27.
- JUNQUEIRA, N.T.V.; CUNHA, M.M.; ANJOS, J.R.N.; FIALHO, J.F. Controle das doenças da gravioleira. In: ZAMBOLIM, L.; VALE, F.X.R.; MONTEIRO, A.J.A.; COSTA, H. **Controle de doenças de plantas: fruteiras**. Viçosa: Suprema Gráfica e Editora, 2002. v. 1, p. 405-443.
- JUSTINIANO, M.J.; FREDERICKSEN, T.S.; NASH, D. **Ecología y Silvicultura de Especies Menos Conocidas – Azucaró *Spondias mombin* L., Anacardiaceae**. Santa Cruz: Editora El País, 2001. p. 43.
- KAVATI, R.; PIZA JUNIOR, C. de T. Formação e manejo do pomar de fruta-do-conde, atemóia e cherimóia. In: SÃO JOSÉ, A. R.; SOUZA, I. V. B.; MORAIS, O. M.; REBOUÇAS, T. N. H. **Anonáceas, produção e mercado** (Pinha, Graviola, Atemóia e Cherimóia). Vitória da Conquista; DFZ/UESB, 1997. p. 75-83.
- KIMENJU, J. W.; KARANJA, N. K.; MUTUA, G. K.; RIMBERIA, B. M.; WACHIRA, P. M. Nematode community structure as influenced by land use and intensity of cultivation. **Tropical and subtropical agroecosystems**, Yucatán, v. 11, p. 353-360, 2009.
- LIANG, W.; JIANG, Y.; LI, Q.; LIU, Y.; WEN, D. Spatial distribution of bacterivorous nematodes in a Chinese Ecosystem Research Network (CERN) site. **Ecological Research**, Osaka, v. 20, p. 481-486, 2005.
- LIANG, W.; LOU, Y.; LI, Q.; ZHONG, S.; ZHANG, X.; WANG, J. Nematode faunal response to long-term application of nitrogen. **Soil Biology & Biochemistry**, Brisbane, v. 41, p. 883-890, 2009.
- LIMA, M. A. C. de. O cultivo da gravioleira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 26, n. 3, 2004.
- LOPES, E. B.; BRITO, C. H.; BATISTA, J. L.; SILVA, A. B. Ocorrência do nematóide *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira (*Psidium guajava*) no estado da Paraíba. **Tecnologia & Ciência Agropecuária**, João Pessoa, v. 4, n. 2, p. 12-16, 2010.
- MANICA, I.; ICUMA, I. M.; FIORAVANÇO, J. C.; PAIVA, J. R. de; PAIVA, M. C.; JUNQUEIRA, N. T. V. **Acerola: tecnologia de produção, pós-colheita, congelamento, exportação, mercados**. Porto Alegre: Cinco continentes, 2003. 397 p.
- MARANHÃO, S. R. V. L. **Comunidade populacional e variabilidade espacial de nematóides em áreas de cultivo de cana-de-açúcar sob diferentes condições edafoclimáticas**. 2008. 126 f. Tese (Doutorado em Fitopatologia) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife. 2008.

- MARTINS, S. T.; MELO, B. **Umbu-cajá** (*Spondias* sp.). 2006. Disponível em: <www.todafruta.com.br/todafruta/mostraconteudo.asp?conteudo=11041> Acesso em: 20 jun. 2017.
- McBRATNEY, A. B.; HART, G. A.; McGARRY, D. The use of region partitioning to improve the representation of geostatistically mapped soil attributes. **Journal Soil Science**, Madison, v. 42, p. 513-532, 1991.
- MELO, P. de A.; JUCÁ, F.F.; SILVEIRA, A. Fitonematóides detectados em gravioleira no sul da Bahia. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, n. 30, p. 170, 2005.
- MITCHELL, J. D; DALY, D. C. A revision of *Spondias* L. (Anacardiaceae) in the Neotropics. **PhytoKeys**, Washington, v. 55, p. 1–92, 2015.
- MONTEIRO, A. R.; MARTINELLI, N. M.; FERAZ, L. C. C. B.; LORDELLO, R. R. A. Nematóides parasitos de plantas na região de Ilha Solteira, Estado de São Paulo. **Sociedade Brasileira de Nematologia**, Jaboticabal, n. 3, 1978.
- MORTON, J. F. Yellow mombin. In: **Fruits of warm climates**. Miami, 1987. 245-248 p. Disponível em: <https://hort.purdue.edu/newcrop/morton/index.html >. Acesso em: 08 ago. 2017.
- MOURA, R. M. de.; MARANHÃO, S. R. V. L.; GUIMARÃES, L. M. P. Soursop, a new host of *Rotylenchulus reniformis*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 30, n. 4, p. 437, 2005.
- MOURA, R. M.; PEDROSA, E. M. R.; MONTEIRO, A. R. Morte súbita; uma nova doença da gravioleira (*Annona muricata*), causada pelo nematóide *Pratylenchus coffeae*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 23, n. 2, p. 92-99, 1999.
- NEHER, D. A. Nematode communities in organically and conventionally managed agricultural soils. **Journal of Nematology**, Florida, v. 31, p. 142-154, 1999.
- NEHER, D. A.; CAMPBELL, C. L. Nematode communities and microbial biomass in soils with annual and perennial crops. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 1, p. 17– 28, 1994.
- PATTISON, A. B.; MOODY, P. W.; BADCOCK, K. A.; SMITH, L. J.; ARMOUR, J. A.; RASIAH, V.; COBON, J. A.; GULINO, L. M.; MEYER, R. Development of key soil health indicators for the Australian banana industry. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 40, p. 155–164, 2008.
- 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**, Campina, v. 33, p. 176-181, 2009
- PINTO, A.C. de Q. Agronomy. In: WILLIAMS, J.T.; SMITH, R.W.; HUGHES, A.; HAQ, N.; CLEMENT, C.R. *Annona species*. Southampton: International Centre for Underutilised Crops, 2005. p.70-123.
- PONTE, J. J. da.; LEMOS, J. W. V.; CASTRO, F. E. de., MARIA, L. Comportamento de plantas frutíferas tropicais em relação a nematóides das galhas. **Fitopatologia Brasileira**, v. 1, p. 29-33, 1976.
- RIBEIRO. R. C. F.; SOUZA, T. H. R.; XAVIER, A. A.; MIZOBUTSI, E. H.; PEREIRA, F. R.; BARROS, R. F. X. Reação de diferentes anonáceas a *Meloidogyne javanica*. **Unimontes Científica**, Montes Claros, v. 6, n. 2, 2004.
- RITZINGER, R.; NORONHA, A.C.S.; FARIAS, A.R.N.; RITZINGER, C.H.S.P.; NASCIMENTO, A.S. Pragas em viveiro de mudas de aceroleira. **Acerola em Foco, Embrapa Mandioca e Fruticultura Tropical**, n. 12, 2006.
- ROSSI, J. P.; DELAVILLE, L.; QUÉNÉHERVÉ, P. Microspatial structure of a plantparasitic nematode community in a sugarcane field in Martinique. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 3, p. 17-26, 1996.
- ROZANE, D.E.; COUTO, F.A. d`A. **Cultura da goiabeira: tecnologia e mercado**. Viçosa: UFV, 2003. p. 402.
- SACRAMENTO, C. K. do; AHNERT, D.; BARRETTO, W. S.; FARIAS, J. C. Recursos genéticos e melhoramento de *Spondias* no Estado da Bahia - cajazeira, cirigueleira e cajaraneira. In: LEDERMAN, I. E.;

- LIRA JUNIOR, J. S. de; SILVA JUNIOR, F. da. (Ed.). **Spondias no Brasil: umbú, cajá e espécies afins**. Recife: Editora Universitária da UFRPE, 2008. p. 54-62.
- SACRAMENTO, C. K. do; SOUZA, F. X. de. Cajá. In: SANTOS-SEREJO, J. A. dos; DANTAS, J. L. L.; SAMPAIO, C. V.; COELHO, Y. da S. **Fruticultura Tropical: espécies regionais e exóticas**. Brasília: Embrapa/Informação tecnológica, 2009. 83-105 p.
- SACRAMENTO, C. K.; SOUZA, F. X. **Cajá (*Spondias mombin* L.)**. Jaboticabal: Funep, 2000. 42 p. (Série Frutas Nativas, 4).
- SHARMA, R. D. **Nematodes of the cocoa region of Bahia, Brazil**. VI. Nematodes associated with tropical fruit trees. Sociedade Brasileira de Nematologia. Piracicaba, 1977. 109-123 p. (SBN. Publicação, 3).
- SHARMA, R.D.; PINTO, A.C.Q.; LOOF, P.A.A. Declínio da gravioleira (*Annona muricata* L.) nas condições de Cerrado do Distrito Federal. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 9, p. 32, 1985.
- SHARMA, R. D.; JUNQUEIRA, N. T. V. Root-knot nematode attacking acerola in the central region of Brazil. **Nematologia Brasileira**, v. 17, n. 2, 1993.
- SILVA, A.V.C.; MUNIZ, E.N.; RANGEL, J.H.A.; YAGUIU, P.; SOUZA, J.P.B.; CARNELOSSI, M.A.G. Quality of custard apple (*Annona squamosa* L.) in relation to packaging and storage period. **Acta Horticulturae**, The Hague, v. 934, p. 707-712, 2012.
- SILVA, E.A.; GARCIA, A.; MONICO, J.F.V. Agricultura de precisão e o potencial de tecnologias inovadoras no manejo integrado de fitonematóides. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITONEMATOLOGIA, 33., 2000, Brasília: **Anais...** Brasília: Sociedade Brasileira de Nematologia, 2000. p. 19-27.
- SILVA, G. S.; KRASUSKI, A. I. Reação de algumas espécies frutíferas tropicais a *Meloidogyne enterolobii*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 36, n. 3, p. 86, 2012.
- SILVA, J. C. T.; OLIVEIRA, R. D. L.; JHAM, G. N.; AGUIAR, N. D. C. Effect of neem seed extracts on the development of the soybean cysts nematode. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v. 33, n. 3, p. 171-179, 2008.
- SILVA, M. do C. L. da; SANTOS, C. D. G.; SILVA, G. S. da. Espécies de *Meloidogyne* associadas a vegetais em microrregiões do estado do Ceará. **Revista Ciência Agronômica**, v. 47, n. 4, p. 710-719, 2016.
- SILVA, W.R.; JESUS, C.R.; SILVA, R.A. Infestação natural de Taperebá (*Spondias mombin* L., Anacardiaceae) por *Anastrepha* spp. (Diptera: Tephritidae), no município de Afuá, **19ª Reunião Anual do Instituto Biológico - 2006 PA, resumo** v. 68, p. 329-342,
- SOUZA, F. X. de; COSTA, J. T. A. **Produção de mudas das Spondias cajazeira, cajaraneira, ciriguelira, umbu-cajazeira e umbuzeiro**. Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical, 2010. 26 p.
- SOUZA, F. X. Recursos genéticos e melhoramento de *Spondias* no Brasil – cajazeira. In: LEDERMAN, I. E.; LIRA JUNIOR, J. S. de; SILVA JUNIOR, F. da. (Ed.). **Spondias no Brasil: umbú, cajá e espécies afins**. Recife: Editora Universitária da UFRPE, 2008. p. 45-53b.
- SOUZA, F. X.; LIMA, R. N. de. Enraizamento de estacas de diferentes matrizes de cajazeira tratadas com ácido indol butírico. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v. 36, n. 2, p. 89-124, 2005.
- STEIN, A.; HOOGERWERF, M.; BOUMA, J. Use of soil map delineations to improve (co)kriging of point data on moisture deficits. **Geoderma**, Amsterdam, v. 43, p. 163-177, 1988.
- TENENTE, R.C.V.; COSTA MANSO, E.S.B.G.; COSTA, D.C.; RIBEIRO, E.P.; MARQUES, A.S.A. Detecção de nematóides fitopatogênicos em germoplasma importado. In: REUNIÃO BRASILEIRA DE NEMATOLOGIA, 10. 1986, Mossoró. **Trabalhos apresentados...** Piracicaba: Sociedade Brasileira de Nematologia, p. 12-13.
- TIMMER, L.W.; GARNSEY, S. N.; BROADBENT, P. Diseases of Citrus. In: PLOETZ, R. C. (Ed.). **Diseases of tropical fruit crops**. London: CAB International, 2003. p.197-226.

- VAN LEEUWEN, K.; SANTOS, J. M. Flores do Mal. **Revista Cultivar Hortaliças e Frutas**, Pelotas, v.6, p.22-23, 2001.
- VERHEIJ, E. W. M.; CORONEL, R. E. **Plant resources of South East Asia**. Bogor: PROSEA, 1992. 446 p.
- VIDAL, M. de F.; XIMENES, L. J. F. Comportamento crescente da fruticultura nordestina: área, valor da produção e comercialização. **Caderno Setorial Etene**, Fortaleza, v. 1, n. 2, p. 18-26, 2016.
- VIEIRA, S. R. Geoestatística em estudos de variabilidade espacial do solo. In: NOVAIS, R.F.; ALVAREZ, V. H.; SCHAEFER, G. R. (Eds.) **Tópicos em Ciência do Solo**. Viçosa: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2000. v. 1, p. 1-54.
- VIEIRA, S. R.; HATFIELD, J. L.; NIELSEN, D. R.; BIGGAR, J. W. Geostatistical theory and application to variability of some agronomical properties. **Hilgardia**, Berkeley, v. 51, p. 1-75, 1983.
- WALLACE, M. K.; HAWKINS, D. M. Applications of geostatistics in plant nematology. **Journal of Nematology**, College Park, v. 26, p. 626-634, 1994.
- WARDLE, D. A.; YEATES, G. W.; WATSON, R. N.; NICHOLSON, K. S. Impacts of disturbance on detritus food-webs in agroecosystems of contrasting tillage and weed management strategies. **Advances in Ecological Research**, San Diego, v. 26, p. 105-185, 1995.
- WOJCIECHOWSKI, J. C.; VALDIR SCHUMACHER, M.; F. P., CARLOS A.; MADRUGA, P. R. A.; KILCA, R. V.; BRUN, E. J.; SILVA, C. R. S. DA; VACCARO, S.; RONDON NETO, R. M. Geoestatística aplicada ao estudo das características físico-químicas do solo em áreas de floresta estacional decidual. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 19, p. 383-391, 2009.
- YAETES, G.W.; BONGERS, T.; GOEDE, R. G. M. de.; FRECKMAN, D. W.; GEORGIEVA, S. S. Feeding Habits in Soil Nematode Families and Genera – Aa Outline for Soil Ecologists. **Journal of Nematology**. College Park, v. 25, n. 3, p. 315-331, 1993.
- YEATES, G. W. Effects of plants on nematode community structure. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 37, p. 127-149, 1999.

CAPÍTULO II

Caracterização e análise espacial da nematofauna do solo em diferentes áreas cultivadas com fruteiras tropicais

*A ser submetido para Nematropica.

1 **CARACTERIZAÇÃO E ANÁLISE ESPACIAL DA NEMATOFUNA DO SOLO**
2 **EM ÁREAS CULTIVADAS COM FRUTEIRAS TROPICAIS**

3
4 M. F. Lunardi¹, T. F. S. Vicente², E. M. R. Pedrosa², C. M. C. Ramires³, L. M. P.
5 Guimarães^{1*}

6
7 ¹ Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departamento de Agronomia, Brasil.

8 ² Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departamento de Engenharia Agrícola,
9 Brasil.

10 ³ Empresa Estadual de Pesquisa Agropecuária da Paraíba, Brasil.

11 * Autora para correspondência: Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departamento
12 de Fitossanidade, Dois irmãos, Recife, PE, CEP: 52171-900, Brasil; Fone: 55 81
13 33206212; E-mail: lilian.guimaraes@ufrpe.br

14
15 Running Head: Caracterização espacial da nematofauna em área com frutíferas.

16
17 RESUMO

18 Lunardi, M. F., T. F. S. Vicente, E. M. R. Pedrosa, C. M. C. Ramires, and L. M. P.
19 Guimarães, 2017. Caracterização e análise espacial da nematofauna do solo em áreas
20 cultivadas com frutíferas tropicais. Nematropica 41: 00-00.

22 A fruticultura é de suma importância na agricultura mundial, no entanto, os nematoides
23 fitoparasitos contribuem para danos causados as culturas e consequente perdas
24 econômicas. Como existem poucas pesquisas abrangendo a distribuição espacial dos
25 nematoides do solo na fruticultura, o objetivo deste estudo foi avaliar e caracterizar a
26 nematofauna do solo assim como, analisar a sua variabilidade espacial em áreas
27 experimentais da EMEPA no estado da Paraíba, Brasil. O estudo foi realizado em cinco
28 áreas cultivadas com Goiabeira (A1), Graviroleira (A2), Clones de Cajazeira (A3),
29 Aceroleira (A4) e Banco de Germoplasma de Cajazeira (A5). Foi identificada maior
30 população de fitoparasitos do que de nematoides de vida livre nos solos, *Criconemoides*
31 foram dominantes nas áreas cultivadas com Goiabeira, Graviroleira, Aceroleira e Banco de
32 Germoplasma de Cajazeira, *Meloidogyne* foi dominante na área cultivada com clone de
33 cajazeira. Também foi encontrada associação entre *Meloidogyne* sp. e *Fusarium* sp. na área
34 cultivada com goiabeira. *Dorylaimus*, *Criconemoides*, *Helicotylenchus* e *Meloidogyne*
35 apresentaram dependência espacial, *Meloidogyne* apresentou dependência espacial nas
36 áreas cultivadas com Goiabeira, Graviroleira, Clones de Cajazeira e Banco de
37 Germoplasma de Cajazeira e *Criconemoides* nas áreas cultivadas com Graviroleira, Clones
38 de Cajazeira e Aceroleira. Assim, um manejo baseado em adubação verde nas entrelinhas
39 das culturas com aveia-preta, azevém, milho e sorgo, por exemplo, pode diminuir a
40 densidade populacional de *Criconemoides* e ser fonte de nutrientes para as plantas. Estudos
41 futuros precisam ser realizados para determinar variáveis que influenciam na variabilidade
42 espacial dos nematoides do solo principalmente *Criconemoides* e *Meloidogyne* sp.
43 auxiliando no manejo do solo.

44

45 Palavras-chave: Árvores frutíferas, Geoestatística, Nematoides anelados, Nematoides das
46 galhas Nematoides do solo.

47 ABSTRACT

48 Lunardi, M. F., T. F. S. Vicente, E. M. R. Pedrosa, C. M. C. Ramires, and L. M. P.

49 Guimarães, 2017. Characterization and spatial analysis of nematofauna of the soil in areas
50 cultivated with tropical fruits. *Nematropica* 41: 00-00.

51 Fruit farming is of utmost importance for world's agriculture. However, plant-parasitic
52 nematodes contribute for damages caused to the crops, which leads to significant yield
53 losses. Since there is little research about nematodes' spatial distribution in soils under fruit
54 farming, the objective of this study was to evaluate and characterize soil nematode
55 assemblages, as well as their spatial variability in experimental areas from EMEPA in
56 Paraíba, Brazil. The study was carried out in five areas cultivated with Guava (A1),
57 Soursop (A2), Yellow mombin clones (A3), Barbados cherry (A4) and Germplasm bank of
58 Yellow Mombin (A5). It was identified greater populations of plant-parasitic than free-
59 living nematodes in the soil, *Criconemoides* was dominant in Guava, Soursop, Barbados
60 Cherry and Germplasm bank of Yellow mombin orchards, while *Meloidogyne* was the
61 dominant genus in the area cultivated with Yellow mombin clones. An association between
62 *Meloidogyne* sp. and *Fusarium* sp. was observed in the guava orchard area. *Dorylaimus*,
63 *Criconemoides*, *Helicotylenchus* and *Meloidogyne* showed spatial dependence,
64 *Meloidogyne* was spatially dependente in the areas under Guava, Soursop, Yellow mombin
65 clones and Germplasm bank of Yellow mombin cultivation; whereas *Criconemoides* in
66 areas cultivated with Guava, Yellow mombin clones and Barbados cherry. Thus, a
67 management based on green fertilization between cultivation rows with black oat, ryegrass,
68 pearl millet and sorghum may be useful to decrease *Criconemoides* population density and

69 be a nutrient source for plants. Further studies need to be addressed to determine the
70 variables which influence soil nematodes' spatial variability, mainly *Criconemoides* and
71 *Meloidogyne* sp., which in turn will improve soil management.

72 Keywords: Fruit trees, Geostatistics, Root-Knot nematodes, Ring Nematodes, Soil
73 nematodes.

74

75 INTRODUÇÃO

76 A produção de frutas tem relevância no cenário econômico internacional e nacional.
77 No Brasil em 2015 a produção foi estimada em 43 milhões de toneladas de frutas frescas,
78 gerando cerca de cinco milhões de empregos diretos e indiretos, o que representa mais de
79 30% dos empregos na agricultura nacional. A maior produção no país se concentra na
80 região Nordeste e no Sudeste, com aproximadamente 2,4 e 2,3 milhões de toneladas,
81 respectivamente. Na região Nordeste, os principais estados produtores e exportadores são:
82 Bahia, Pernambuco, Ceará e Rio Grande do Norte, que se destacam principalmente na
83 produção de banana, mamão, laranja, manga, melão, melancia, uva e coco (ANUÁRIO
84 BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 2016).

85 Entre os problemas fitossanitários associados às frutíferas, os fitonematoides podem
86 ser considerados como um dos principais. Até o ano de 2002, foram descritos na literatura
87 26 gêneros e 70 espécies de nematoides que parasitam as frutíferas (CAMPOS et al.,
88 2002). O parasitismo de fitonematoides causam grandes prejuízos no desenvolvimento e
89 estabelecimento das espécies, qualidade dos frutos e na produtividade, aumentando assim,
90 os custos com a cultura. Espécies pertencentes ao gênero *Meloidogyne* Goeldi são
91 associadas a prejuízos em diversas culturas no mundo inteiro e mais recentemente foram
92 relacionadas aos danos à goiabeira (CARNEIRO et al., 2006; SOUZA et al., 2006;

93 CARNEIRO et al., 2007; TORRES et al., 2007; GOMES et al., 2008; ALMEIDA et al.,
94 2011; REIS et al., 2011; VICENTE et al., 2015; ABADE et al., 2016). Houve relatos de
95 danos provocados em aceroleira ocasionando amarelecimento, nanismo e morte do
96 hospedeiro (DIAS-ARIEIRA et al., 2006; DIAS-ARIEIRA; MOLINA; COSTA, 2008;
97 GARCIA et al., 2011; SILVA; SANTOS; SILVA, 2016).

98 Estudos conduzidos por Moura; Pedrosa e Monteiro (1999) mencionam o
99 *Pratylenchus coffee* (Zimmermann, 1888) Filipjev; Stekhoven, 1941, como agente causal
100 da morte súbita da gravioleira na região do nordeste Brasileiro. No entanto, Ribeiro et al.
101 (2004) e Silva e Krasuski (2010) relataram a resistência da gravioleira ao *M. javanica* e ao
102 *M. enterolobii* Yang e Eisenback, 1983. Hopp et al. (1992) associam combinações naturais
103 realizadas nas folhas, ramos e raízes da pinheira e gravioleira com propriedades pesticidas
104 contra o nematoide das galhas. As espécies *M. incognita* Chitwood 1949, *M. javanica*
105 Chitwood 1949 e *M. hapla* Chitwood 1949, foram relatadas em raízes de cajazeira
106 (FREIRE, 1976; PONTE et al., 1976; SOUZA; COSTA, 2010; SILVA; SANTOS; SILVA,
107 2016).

108 O manejo de fitonematoides em frutíferas, após o estabelecimento do pomar torna-
109 se, além de difícil, oneroso. Sendo assim, o monitoramento das populações é de grande
110 importância objetivando reduzir o estresse biótico e abiótico sofrido pelas culturas,
111 eliminando os hospedeiros alternativos, adotando práticas como adubação verde, rotação
112 de culturas, aplicação de matéria orgânica que reduzam as populações das espécies
113 (RITZINGER; FANCELLI, 2006).

114 Porém, aliado a eficiência da aplicação desses métodos é de suma importância o
115 conhecimento comportamental da distribuição dos nematoides no solo. De forma geral a
116 variabilidade espacial dos nematoides do solo não é regular, sendo habitualmente
117 encontrados em agregados, manifestando sintomas em reboleiras ou manchas (GOULART,

118 2009). O sucesso do manejo de áreas infestadas por fitonematoídes em local específico
119 depende do mapa de distribuição do patógeno no campo, facilitando a tomada de decisões
120 (TORRES, 2007).

121 Neste contexto o uso da Geoestatística pode determinar a distribuição espacial dos
122 nematoídes a partir do ajuste de semivariogramas experimentais, seguindo um modelo
123 matemático, e a caracterização da variabilidade espacial por meio do mapeamento nas
124 áreas de interesse, sem tendenciosidade de valores para locais não amostrados (OLIVER;
125 WEBSTER, 2014). A descrição do padrão espacial da nematofauna no solo pode auxiliar
126 no manejo eficiente dessas áreas, reduzindo a população desses patógenos, além de
127 aumentar a produtividade agrícola (ORTIZ et al., 2010; OVERSTREET et al., 2014).

128 Existem poucos estudos que abordam a distribuição espacial de nematoídes no
129 campo em áreas cultivadas com frutíferas, os mais recentes são: Abade et al. (2016),
130 Vicente et al. (2015), Howland et al. (2014), Villate et al. (2008) e Torres et al. (2006),
131 sendo necessária mais pesquisas devido à grande variedade de frutíferas existentes
132 adaptadas a diferentes tipos de solos e submetidas aos diferentes manejos pelo homem.
133 Diante do exposto, o objetivo deste estudo foi caracterizar a nematofauna, com ênfase nos
134 fitonematoídes e analisar variações na distribuição espacial de nematoídes do solo
135 presentes em áreas cultivadas com diferentes espécies de frutíferas.

136 MATERIAL E MÉTODOS

137

138 Área de estudo

139 O estudo foi realizado na Estação Experimental Cientista José Irineu Cabral
140 (EECJIC) pertencente à Empresa Estadual de Pesquisa Agropecuária da Paraíba (EMEPA),
141 em João Pessoa – PB (7°13'20" S e 34°48'22" W) com altitude de 28 m. O local foi
142 determinado por ser um campo experimental de produção de mudas de frutíferas, servindo

143 como um banco de germoplasma para diferentes espécies, onde foi observada a presença
144 de sintomas relacionados aos fitonematoides.

145 Os solos foram classificados como Argissolo (EMBRAPA, 2006), a classificação
146 textural de cada área se encontra na Tabela 1, assim como a caracterização química na
147 Tabela 2. O clima da região é do tipo As' - quente e úmido - com chuvas de outono a
148 inverno de acordo com a classificação climática de Koppen (ALVARES et al., 2013). A
149 temperatura e precipitação pluviométrica média durante o ano de 2016 foram de 28° C e
150 136,76 mm respectivamente (Figura 1). Os dados de precipitação e temperatura médias
151 foram obtidos por meio do Instituto Nacional de Meteorologia (INMET, 2017). Os
152 períodos mais chuvosos na região vão de junho a agosto, o que não foi observado no ano
153 de 2016, que registrou os meses mais chuvosos entre abril e junho (Figura 1).

154

155 Descrição das áreas

156 O estudo foi realizado em cinco áreas com cultivos de diferentes fruteiras: **Área 1** (A1) –
157 Cultivada com Goiabeira desde 2015, com espaçamento de 6 × 5 m numa área 1620 m². As
158 culturas anteriores foram: mamão (*Carica papaya* L.) e urucum (*Bixa orellana* L.).

159 Irrigada por microaspersão e adubada inicialmente com NPK (500g por planta) seguido
160 200 g de Superfosfato simples + 10 litros de esterco de curral; **Área 2** (A2) - Cultivada
161 com gravioleira desde 2016, com espaçamento de 6 × 6 m numa área de 1800 m² com um
162 total de 50 plantas. As culturas anteriores foram: goiabeira var. Paluma, *Crotalaria* L. e
163 amendoim (*Arachis hypogaea* L.). Irrigada por microaspersão e adubada com 200 g de
164 Superfosfato simples + 10 litros de esterco de curral; **Área 3** (A3) - Cultivada com clones
165 de cajazeira desde 2001, em espaçamento 7 × 7m numa área de 1764 m² com 36 plantas.
166 Não foram encontrados registros de culturas cultivadas anteriormente na área, não possui
167 sistema de irrigação. A adubação foi feita apenas no momento do plantio com 200 g de

168 Superfosfato simples + 10 litros de esterco de curral; **Área 4** (A4) - Cultivada com
169 aceroleira desde 2011, o espaçamento utilizado foi de 3 × 5 m numa área de 1350 m² com
170 90 plantas. As culturas anteriores foram: panã (*Annona crassiflora* Mart.), atemoia
171 (*Annona cherimola* Mill x *Annona squamosa* L.), cherimoia (*Annona cherimola* Mill.)
172 fruta do conde (*Annona squamosa* L.), respectivamente. A irrigação utilizada é por
173 microaspersão e a adubação foi feita apenas no momento do plantio com 200 g de
174 Superfosfato simples + 10 litros de esterco de curral e **Área 5** (A5) - Utilizada como
175 banco de germoplasma de cajazeira desde 1995 com espaçamento de 10 × 10m numa área
176 de 7200 m² com 69 plantas. Não foram encontrados registros das culturas cultivadas
177 anteriormente na área. Não possui sistema de irrigação. A adubação foi feita no momento
178 do plantio com 200 g de Superfosfato simples + 10 litros de esterco de curral. Em todas as
179 áreas foi observada a presença de gramíneas crescendo espontaneamente entre as culturas.

180

181 Amostragem

182 As amostragens foram realizadas em setembro de 2016. Com o auxílio de uma
183 trena foram fixados piquetes numerados para estabelecer uma malha e marcar os pontos
184 espaçados em 6 m, respeitando o tamanho das áreas e o espaçamento entre plantas. Em
185 seguida os pontos foram georreferenciados com um GPS Garmin Etrex, sendo
186 estabelecidos em cada área da seguinte forma: A1 – 54, A2 - 38, A3 - 46, A4 - 37 e A5 –
187 51 pontos. Em cada ponto foram coletados aproximadamente 500 g de solo com um trado,
188 armazenados em sacos plásticos devidamente identificados, transportados para o
189 laboratório onde foram realizadas as análises de extração e centrifugação para posterior
190 identificação e contagem dos nematoides.

191

192

193 Análises físicas e químicas do solo

194 A análise granulométrica foi efetuada pelo método do densímetro de Bouyoucos
195 com o auxílio de um agitador mecânico como dispersante físico e hexametáfosfato de
196 sódio (Calgon) como dispersante químico. A argila natural foi medida por dispersão de
197 massa de argila em água (EMBRAPA, 2011). A determinação do pH do solo em água
198 (1:2,5) foi realizada com o auxílio do pHmetro calibrado para cada leitura. O Al^{3+} , o Ca^{2+} e
199 o Mg^{2+} trocáveis foram determinados através da extração em $\text{KCl } 1 \text{ mol L}^{-1}$ e
200 espectrofotometria de absorção atômica (EAA), enquanto que o P, Na^+ , K^+ foram extraídos
201 por meio da solução de Mehlich 1, e posteriormente determinados por fotometria de
202 chama, H^+Al foi extraído pelo extrator de acetato de cálcio 0,5 M, pH 7 (EMBRAPA,
203 2009). A Matéria Orgânica foi determinada pela metodologia de Walkley e Black (1934).

204

205 Análises dos nematoides no solo

206 As amostras foram homogeneizadas e processadas com o auxílio de duas peneiras de
207 60 e 400 mesh para extração, a partir de 300 cm^3 de solo, utilizando-se o método da
208 flotação centrífuga com solução de sacarose por 5 min (JENKINS, 1964). As suspensões
209 de nematoides obtidas foram mantidas sob refrigeração ($4 - 6^\circ \text{C}$) por até três dias,
210 realizando-se a identificação e contagem dos nematoides.

211 A densidade foi estimada por meio de uma alíquota de 1 ml na lâmina de Peters,
212 sob microscópio óptico em uma objetiva de $20 \times$, em duas repetições. Os nematoides
213 foram identificados em nível de gênero ou família no microscópio óptico com objetivas de
214 40 e $100 \times$. A identificação foi realizada por meio de lâminas temporárias, com os
215 nematoides mortos em água quente ($85 - 95^\circ \text{C}$), adicionando um volume igual de 6% de
216 formaldeído para a suspensão.

217 Os nematoides foram classificados de acordo com os hábitos alimentares em cinco
218 grupos tróficos: bacteriófagos, micófagos, onívoros, predadores e parasitos de planta, com
219 base na morfologia do estoma e do esôfago (YEATES et al., 1993). Os nematoides
220 parasitos de planta foram identificados em nível de gênero (MAI; MULLIN, 1996) e os
221 nematoides de vida livre em nível de família conforme a chave de identificação de Tarjan
222 et al. (1977), a abundância dos nematoides foi computada em número de espécimes por
223 300 cm³ de solo. Para avaliar a via de decomposição da matéria orgânica no solo foram
224 utilizadas as razões micófagos/bacteriófagos (Mi/Ba) (FRECKMAN; ETTEMA, 1993) e
225 micófagos/(micófagos + bacteriófagos) (YEATES et al., 1993).

226

227 Análise geoestatística

228 Os gêneros dominantes nas áreas foram selecionados para a análise de estatística
229 descritiva e geoestatística. Os dados referentes aos gêneros foram transformados em log
230 (x+1), para atender aos pressupostos da normalidade, em seguida foram avaliados quanto à
231 distribuição normal por meio do teste de aderência à normalidade de Kolmogorov-Smirnov
232 ao nível de 5 e 1% de significância. A análise descritiva (média, mediana, máximo,
233 mínimo, desvio padrão, variância, coeficientes de curtose, assimetria e variação) foi
234 realizada para avaliar o comportamento das variáveis nas áreas estudadas, e o coeficiente
235 de variação foi classificado de acordo com Warrick e Nielsen (1980) em baixo ($CV \leq$
236 12%), médio ($12 < CV \leq 60\%$) e alto ($CV > 60\%$). As análises foram efetuadas com o
237 auxílio do programa R versão 3.3.3 (R CORE TEAM, 2017) com o auxílio dos pacotes
238 “fBasics” (RMETRICS CORE TEAM et al., 2014).

239 A análise geoestatística foi realizada por meio do ajuste do semivariograma clássico
240 construído baseado na estimativa das semivariâncias (JOURNEL, 1989), nas cinco áreas

241 de amostragem, com o programa GEO-EAS (Geostatistical Environmental Assessment
242 Software) (ENGLUND; SPARKS, 1991):

$$243 \quad \hat{\gamma}(h) = \frac{1}{2N(h)} \sum_{i=1}^n [Z(x_i + h) - Z(x_i)]^2$$

244 Onde:

245 $\hat{\gamma}(h)$: É o valor estimado da semivariância;

246 $Z(x_i + h)$ e $Z(x_i)$: São valores observados referentes às variáveis regionalizadas;

247 $N(h)$: Número de pares dos valores, separados pela distância h .

248 Os dados foram ajustados aos modelos teóricos: esférico, exponencial e gaussiano.

249 O grau de dependência espacial foi determinado de acordo com Cambardella et al. (1994),

250 observando a proporção do efeito pepita (C_0) em relação ao patamar (C_0+C_1),

251 classificando-os em: forte ($GDE < 25\%$), moderado ($25 > GDE \leq 75\%$) e fraco ($GDE <$

252 75%). Os modelos ajustados foram submetidos à validação cruzada, utilizando-se o teste

253 de *Jack-Knifing* (VAUCLIN et al., 1983), observando os valores das médias próximas a

254 zero e do desvio padrão próximo a unidade, e também, foi observado o valor do coeficiente

255 de determinação (R^2). Os mapas de contorno foram elaborados com o auxílio do Surfer 7.0

256 software (GOLDEN SOFTWARE, 1999).

257 RESULTADO E DISCUSSÃO

258 Composição e estrutura da comunidade de nematoide do solo

259 Nas cinco áreas estudadas foram identificados 25 taxa, entre estes 13 são comuns a

260 todas as áreas, foram identificados 22 gêneros e três em nível de família (Tabela 3). Houve

261 dominância dos nematoides fitoparasitos (67,55%, 69,15%, 65,46%, 63,78% e 63,02%

262 respectivamente) em relação aos nematoides de vida livre (32,45%, 30,85%, 34,54%,

263 36,22% e 36,98% respectivamente) (Tabela 3, Figura 2). O total de 10 diferentes gêneros

264 de nematoides fitoparasitos foram identificados nas áreas, dos quais nove dos 10 gêneros
265 foram dominantes nas áreas A3 e A4, seguido pela área A2 com oito gêneros identificados,
266 em contraste com a área A1 que possui menor diversidade, com cinco gêneros apenas.

267 Os nematoides fitoparasitos *Criconemoides*, *Helicotylenchus*, *Meloidogyne*,
268 *Pratylenchus* e *Trichodorus* são comuns a todas as áreas. *Paratrichodorus* (Siddiqi, 1973)
269 e *Xiphinema* (Cobb, 1913) foram identificados nas áreas A2, A3, A4 e A5 e *Rotylenchulus*
270 (Linford & Oliveira, 1940) só foi identificado nas áreas A4 e A5. *Criconemoides* foi
271 dominante em quatro: A1 (51,58%), A2 (49,66%), A4 (32,68%) e A5 (35,57%) das cinco
272 áreas, seguido por *Meloidogyne* na A1 (12,92%), A2 (9,95%), A4 (16,31%) e A5
273 (21,41%). No entanto, na área A3, *Meloidogyne* sp. foi dominante com 27,91% seguido
274 por *Criconemoides* com 18,57%.

275 A presença de gramíneas, nas áreas experimentais, seguida das culturas introduzidas
276 nos ambientes estudados pode ser um dos fatores que influenciaram a dominância de
277 *Criconemoides*, Khun et al. (2015) relatam que algumas espécies de gramíneas como
278 grama-seda, grama-sempre-verde e crotalária são hospedeiras favoráveis para *M. xenoplex*
279 propiciando sua multiplicação. Os *Criconemoides* são comumente encontrado em solos
280 arenosos, causando a Peach Tree Short Life (PTSL) ou síndrome da morte-precoce do
281 pessegueiro nas regiões leste e sudeste dos Estados Unidos (OKIE; REIGHARD;
282 NYCZEPIR, 2009; POKHAREL et al., 2015), no Brasil na região Sul este nematoide foi
283 associado não só a PTSL no pessegueiro como também na videira (GOMES et al., 2010;
284 MAYER; UENO, 2012; KHUN et al., 2015). O tipo de solo pode ter influenciado na
285 dominância de *Criconemoides* nas áreas estudadas, uma vez que estas áreas possuem solos
286 arenosos e franco-arenosos (Tabela 1). Os *Criconemoides* são relatados associados em
287 diversas fruteiras de climas subtropical e tropical (ROSSI et al., 2005; SILVEIRA et al.,
288 2008; DIAS-ARIEIRA et al., 2010; SANTOS; MARTINELLI, 2016).

289 Castro et al., (2005) relacionam sintomas que ocorrem na parte aérea das culturas,
290 como atraso (ou ausência) da brotação, floração e seca de ramos em espécies de
291 pessegueiro, arroz e amendoim à presença de *Criconemoides*, que em conjunto com fatores
292 ambientais culminou na diminuição do vigor e produtividade causando o declínio das
293 culturas.

294 Estudos realizados com nematoides em fruteiras no mundo são poucos (ARAYA;
295 WAELE, 2004; FORGE et al., 2008; QUÉNÉHERVÉ et al., 2012; CAMPOS-HERRERA
296 et al., 2013; DUNCAN et al., 2013; AZPILICUETA et al., 2014; POKHAREL et al., 2015;
297 FORGE; NIELSEN; NIELSEN, 2016; MONTANARO et al., 2017) se comparados com
298 outras culturas, e os que citam danos causados por *Criconemoides* são raros, assim, pouco
299 se pode inferir sobre os fatores que influenciam na dominância deste gênero no solo e
300 quais danos podem causar às culturas, tornando relevante o desenvolvimento de mais
301 pesquisas na área. Contudo, a dominância de *Criconemoides* nas áreas não diminui a
302 relevante presença do gênero *Meloidogyne* no solo como um dos nematoides responsáveis
303 por perdas econômicas mundiais (POKHAREL et al., 2015; MBEGA; NZOGELA, 2012).

304 Dentre a população de *Meloidogyne* sp. a área com maior densidade populacional foi
305 A5, seguida pela A3, A4, A2 e A1 (Tabela 3). Obteve-se maior densidade de *Meloidogyne*
306 sp. na área A3. Apesar da A1 apresentar, em relação as demais áreas uma menor densidade
307 populacional de *Meloidogyne* sp., as plantas de goiabeira presentes na área no ato da coleta
308 já estavam em maioria mortas, possivelmente em razão da interação de *Meloidogyne* sp. e
309 *Fusarium* sp., o fungo foi encontrado nas amostras coletadas na área A1. Essa interação foi
310 relatada por Gomes et al., (2011), em ambos estudos revelaram a frequência do fungo
311 *Fusarium* sp. no estado do Rio de Janeiro e em outras regiões brasileiras. Os autores
312 relatam que pomares em declínio, são comumente encontradas raízes parasitárias por *M.*
313 *enterolobii* e colonizado por *Fusarium* sp.

314 O gênero *Trichodorus* sp. foi assinalado nas áreas A1 (0,10%), A2 (0,34%), A3
315 (1,55%), A4 (1,67%) e A5 (0,61%), *Paratrichodorus* sp. nas áreas A2 (0,13%), A3
316 (0,07%), A4 (0,27%) e A5 (0,19%) e *Xiphinema* sp. nas áreas A2 (0,47%), A3 (0,07%), A4
317 (0,49%) e A5 (0,05%) (Tabela 3). Estes gêneros são conhecidos por transmitirem vírus
318 para as culturas, em alta densidade populacional. Neste estudo, foram observados em baixa
319 densidade, sugerindo pouca importância para as frutíferas avaliadas.

320 O gênero *Rotylenchulus* sp. foi identificado em baixa densidade populacional em
321 duas áreas: A4 (1,67%) e A5 (0,61%) (Tabela 3). Foi constatado durante o processo de
322 implantação do banco de germoplasma de cajazeira o cultivo de maracujazeiro nas
323 entrelinhas da cultura, o que pode ter influenciado no desenvolvimento do fitoparasito,
324 visto que, esse gênero foi relatado causando danos no Brasil nas culturas do algodoeiro e
325 soja mais severamente, além de abacaxizeiro e maracujazeiro (KUBB et al., 2012;
326 CARDOSO et al., 2010; ASMUS; ISHIMI 2009; ASMUS 2008; ASMUS, 2004;
327 SHARMA; JUNQUEIRA; GOMES 2004; COSTA et al., 1999; LORDELLO, 1981). Nos
328 Estados Unidos *R. reniformis* é associado a culturas como algodão, soja e abacaxi,
329 ocasionando perdas de rendimento no algodão na ordem de 100 milhões de dólares anuais
330 estimulando estudos que auxiliem no manejo deste nematoide no solo (WUBBEN et al.,
331 2015; OVERSTREET et al., 2014; MONFORT; KIRKPATRICK;
332 MAUROMOUSTAKOS, 2008).

333 Os nematoides de vida livre obtiveram dominância de 32,45%, 30,85%, 34,54%,
334 36,22%, 36,98% respectivamente, para as cinco áreas, e bacteriófagos em todas as áreas
335 13,12%, 20,30%, 19,51%, 20,40% e 21,93%, seguido por micófagos na A1 (6,82%), e
336 onívoros nas demais áreas (6,12% (A2), 6,63% (A3), 6,52% (A4) e 11,42% (A5)) (Tabela
337 3). O total de 12 gêneros de nematoides de vida livre e três famílias foram identificadas nas
338 áreas; a área A3 possui maior diversidade com 11 gêneros e duas famílias, seguida da área

339 A4 com nove gêneros, no entanto, as áreas que possuem menor diversidade de nematoides
340 foram as áreas A2 com oito gêneros e uma família e a A5 com sete gêneros e três famílias.

341 Os nematoides *Prismatolaimus* sp., *Wilsonema* sp., a família Rhabditidae
342 (Bacteriófagos), *Aphelenchus* (Micófago), *Discolaimus* (Predador), *Dorylaimus* e a família
343 Dorylaimidae (Onívoros), foram dominantes em todas as áreas, entretanto, *Leptonchus*
344 (Micófago) e *Oionchus* (Predador) só foram identificados nas áreas A1 e A3
345 respectivamente (Tabela 3). As áreas A3 e A4 foram as que obtiveram maior diversidade
346 de nematoides no solo, incluindo os fitoparasitos. Na área A3 só não foram identificados
347 *Leptonchus* (micófago) e não houve registro da família Mononchidae (Predador) e
348 *Rotylenchulus* (Fitoparasito). Na A4 não foram identificados *Leptonchus* (micófago),
349 *Mononchus* e *Oionchus* (Predador) e *Trichodorus* (Fitoparasito). As áreas A1 e A5 foram
350 as que obtiveram menor diversidade de nematoides totais no solo.

351 Os nematoides fitoparasitos e bacteriófagos foram dominantes em relação aos demais
352 grupos tróficos nas áreas. Maior densidade populacional de nematoides fitoparasitos e
353 bacteriófagos do que predadores e onívoros são comumente encontrados em estudos com
354 culturas anuais, pastos e perenes (LU et al., 2016; MATOS et al., 2012; TORRES et al.,
355 2006; NEHER; CAMPBELL, 1994). Estes agroecossistemas são mais favoráveis ao
356 desenvolvimento de bactérias do que fungos, favorecendo a via de decomposição da
357 matéria orgânica bacteriana, como observado neste estudo pelos resultados obtidos através
358 das razões (micófagos/bacteriófagos) e (micófagos)/(micófagos+bacteriófagos) (Tabela 3).

359 Estudos recentes comprovam que em áreas cultivadas existe menor diversidade e
360 densidade populacional de nematoides de vida livre do que em áreas conservadas
361 (CARDOSO et al., 2016; MALHERBE; MARAIS 2015; CARDOSO et al., 2015, LI et al.,
362 2014; ZHANG et al., 2012; SANTIAGO et al., 2012; CARDOSO et al., 2011) favorecendo
363 maior densidade populacional de nematoides fitoparasitos. Solos conservados ou os com

364 pouca interferência antrópica contribui para a maior diversidade da comunidade de
365 nematoides, assim como também com o equilíbrio entre as populações de nematoides de
366 vida livre e fitoparasitos, devido a variedade de espécies vegetais encontradas nestes
367 ambientes (CARDOSO et al., 2016).

368 Estatística Descritiva

369 A maioria dos dados referentes aos nematoides do solo não apresentaram
370 distribuição normal de acordo com o teste de normalidade de Kolmogorov-Smirnov (KS)
371 (Tabela 4), como observado nos valores de Max erro obtidos para os nematoides, se
372 comparados com os valores do teste de normalidade KS (5%) e KS (1%). As exceções
373 foram *Criconematoides* na área A2, *Meloidogyne* na A3, *Criconematoides* na A4,
374 *Criconematoides* e *Acrobeles* na A5. Outra forma de avaliar a normalidade dos dados é
375 pela proximidade entre os valores da média e mediana (LIMPERT; STAHEL, 2011), fato
376 que não se confirma na maioria dos resultados obtidos. No entanto, não se exige que os
377 dados sigam uma distribuição normal para realizar a análise geostatística (CRESSIE, 1991;
378 ISAACS; SRIVASTAVA, 1989), porém dados que seguem esta distribuição são mais
379 precisos para realização da análise e mapeamento das áreas.

380 Os valores de CV foram considerados altos, de acordo com a classificação de
381 Warrick e Nielsen (1980), para a maioria das variáveis, mesmo após transformação dos
382 dados (Tabela 4). Na área A1 o CV foi considerado alto para todos os nematoides, nas
383 áreas A2 (*Criconemoides*), A3 (*Criconemoides* e *Meloidogyne*), A4 (*Criconemoides*) e A5
384 (*Acrobeles* e *Criconemoides*) o CV foi classificado como médio entre $12 < CV \leq 60\%$. A
385 alta variabilidade dos dados para os nematoides do solo também foi relatada por Vicente et
386 al., (2015) em goiabeira e em áreas cultivadas com cana-de-açúcar (CARDOSO et al.,
387 2011; DINARDO-MIRANDA; FRACASSO, 2010; DINARDO-MIRANDA,
388 FRACASSO, 2009) assim como em área com pastagens (SHI et al., 2008).

389 Distribuição Espacial dos nematoides no solo

390 O modelo exponencial foi ajustado para os nematoides do solo a exceção de
391 *Meloidogyne* nas áreas A1 e A5 que apresentou modelos esférico e gaussiano,
392 respectivamente. *Meloidogyne* também obteve os melhores ajustes para os modelos nas
393 áreas A2 ($R^2=0,99$) e A5 ($R^2=0,98$). Não foi detectada distribuição espacial para *Acrobeles*
394 nas áreas estudadas, *Helicotylenchus* na área A5 e *Dorylaimus* nas áreas A2, A3 e A4,
395 exibindo efeito pepita puro (Tabela 5), demonstrando que a distribuição espacial destes três
396 gêneros de nematoides, nestas áreas, ocorre de forma aleatória no campo, sugerindo a
397 diminuição do espaçamento escolhido para amostragem (DINARDO-MIRANDA;
398 FRACASSO, 2009; WALLACE; HAWKINS, 1994).

399 O padrão de distribuição dos fitoparasitos possui componente horizontal e vertical,
400 que variam devido a diferentes aspectos da dinâmica das populações e contribuições de
401 fatores do ambiente (WALLACE; HAWKINS, 1994; FERRIS; MULLENS; FOORD,
402 1990). A primeira sofre influência das variáveis ambientais, da disposição dos
403 fitonematoides no local, assim como do hábito alimentar e da estratégia de vida. Para a
404 segunda contribuem a profundidade da camada do solo, que pode atuar limitando o
405 desenvolvimento da raiz (BEEN; SCHMAKER, 2006). Quanto à distribuição dos
406 nematoides de vida livre no solo, a disponibilidade de nutrientes favorece seu
407 desenvolvimento no solo, havendo maior concentração onde ocorre maior disponibilidade
408 de alimentos (HUA; JIANG; LIANG, 2008; SHI et al., 2008; LIANG et al., 2005).

409 O alcance variou de 12 a 36 m nas áreas, *Dorylaimus* obteve 18 e 19 m, nas áreas
410 A1 e A5; *Criconemoides* obteve alcance de 18, 12, 17 e 24 m, nas áreas A2, A3, A4 e A5;
411 para *Meloidogyne* o alcance variou de 15 m nas áreas A1 e A3 para 32 e 36 m nas áreas A5
412 e A2 e *Helicotylenchus* foi de 24 m na área A5. O espaçamento de 6 m utilizado para a
413 amostragem nas cinco áreas foi suficiente para determinar padrões de distribuição espacial

414 para estes gêneros de nematoides, demonstrando que a variação espacial destes nematoides
415 pode ser determinada até o alcance obtido.

416 O grau de dependência espacial (GDE) variou de fraco (114,28% - A5) a forte
417 (24,72% - A3) para *Meloidogyne*, permaneceu moderado para *Criconemoides* (41,66% -
418 A3), (42,46 - A4%) e (64,10% - A2). *Dorylaimus* apresentou dependência espacial apenas
419 nas áreas A1 e A5, o GDE foi fraco (83,33% - A1) e moderado (70,17% - A5), e
420 *Helicotylenchus* apresentou GDE moderado (33,33% - A5). Variáveis que possuem GDE
421 moderado ($25 > GDE \leq 75\%$) (Tabela 5) sofrem influência de fatores ambientais como
422 químicos, físicos, biológicos do solo e/ou variações temporais (CAMBARDELLA et al.,
423 1994), sugerindo que fatores extrínsecos ao solo podem interferir na variabilidade espacial
424 dos nematoides nestas áreas. Pesquisas vêm contribuindo para melhor entender quais
425 fatores podem afetar a distribuição dos nematoides e auxiliar no manejo dos solos,
426 aumentar a produtividade das culturas sem interferir na qualidade do ecossistema
427 (BARROS et al., 2017; FREITAS et al., 2017; HOLGUIN et al., 2015; VICENTE et al.,
428 2015; HOWLAND et al., 2014; OVERSTREET et al., 2014; CAMPOS-HERRERA et al.,
429 2013; KING; TABERNA JR, 2013; VIKETOFT, 2013). A variação dos gêneros
430 *Dorylaimus*, *Criconemoides*, *Helicotylenchus* e *Meloidogyne* nas áreas é mostrada nas
431 figuras 3 a 6.

432 Nas áreas cultivadas com fruteiras foi possível identificar dominância dos
433 nematoides fitoparasitos, seguidos por bacteriófagos (vida livre), destacando-se os
434 *Criconemoides* em maior densidade populacional. Outro resultado obtido no estudo foi a
435 determinação da associação entre *Meloidogyne* sp. e *Fusarium* sp. na área cultivada com
436 goiabeira, fato que pode justificar a situação de declínio e morte das plantas no local. Os
437 gêneros *Dorylaimus*, *Criconemoides*, *Helicotylenchus* e *Meloidogyne* obtiveram
438 distribuição espacial, no entanto, como indicado no estudo mais pesquisas devem ser

439 realizadas para determinar quais variáveis podem influenciar na variabilidade espacial dos
440 nematoides do solo principalmente *Criconemoides* e *Meloidogyne* sp. com o intuito de
441 entender a dinâmica destes gêneros com as fruteiras, auxiliando no manejo do solo.

442

443 AGRADECIMENTOS

444 Os autores agradecem a Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível
445 Superior (CAPES) pela concessão da bolsa e à Empresa Estadual de Pesquisa
446 Agropecuária da Paraíba (EMEPA) pela parceria.

447

448 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- 449 Abade, C. L. P., E. M. R. Pedrosa, T. F. S. Vicente, D. A. H. S. Leitão, A. A. A.
450 Montenegro, M. R. Rolim e L. M. P. Guimarães. 2016. Variação espacial de
451 fitonematoides em área de cultivo de feijoeiro após erradicação de goiabeiras. *Nematropica*
452 46: 2.
- 453 Almeida, E. J., G. C. S. Alves, J. M. Santos, A. R. Ruas. 2011. Patogenicidade de
454 *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira ‘paluma’ em condições de microparcels. *Revista*
455 *Brasileira de Fruticultura* 33: 774-783.
- 456 Alvares, C. A., J. L. Stape, P. C. Sentelhas, J. L. de M. Gonçalves e G. Sparovek. 2013.
457 Köppen’s climate classification map for Brazil. *Meteorologische Zeitschrift* 22: 711-728.
- 458 ANUARIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA. 2016. A gente sustenta a sua lavoura, e
459 você, o desenvolvimento do Brasil. Online.[http:](http://www.grupogaz.com.br/tratadas/eo_edicao/4/2016/04/20160414_0d40a2e2a/pdf/5149_2016fruticultura.pdf)
460 [//www.grupogaz.com.br/tratadas/eo_edicao/4/2016/04/20160414_0d40a2e2a/pdf/5149_20](http://www.grupogaz.com.br/tratadas/eo_edicao/4/2016/04/20160414_0d40a2e2a/pdf/5149_2016fruticultura.pdf)
461 [16fruticultura.pdf](http://www.grupogaz.com.br/tratadas/eo_edicao/4/2016/04/20160414_0d40a2e2a/pdf/5149_2016fruticultura.pdf).

462 Araya M. e D. DeWaele. 2004. Spatial distribution of nematodes in three banana (*Musa*
463 AAA) root parts considering two root thickness in three farm management systems. *Acta*
464 *Oecologica* 26: 137-148.

465 Asmus, G. L. 2004. Ocorrência de nematoides fitoparasitos em algodoeiro no Estado do
466 Mato Grosso do Sul. *Nematologia Brasileira* 28: 77-86.

467 Asmus, G. L. 2008. Reação de genótipos de soja ao nematóide reniforme. *Tropical Plant*
468 *Pathology* 33: 69-71.

469 Asmus, G. L. e C. M. Ishimi. 2009. Flutuação populacional de *Rotylenchulus reniformis*
470 em solo cultivado com algodoeiro. *Pesquisa Agropecuária Brasileira* 44: 51-57.

471 Azpilicueta C. V., M. C. Aruani, E. Chaves e P. D. Reeb. 2014. Soil nematode responses to
472 fertilization with ammonium nitrate after six years of unfertilized apple orchard. *Span J*
473 *Agric Res* 12: 353-363.

474 Barros, P. A., E. M. R. Pedrosa, M. S. O Cardoso e M. M. Rolim. 2017. Relationship
475 between soil organic matter and nematode in sugarcane fields. *Ciências Agrárias* 38: 551-
476 560.

477 Been, T. H. e C. H. Schomaker. 2006. Distribution Patterns and Sampling. Pp. 302-326 em
478 PERRY, R., MOENS, M. (Eds.). *Plant Nematology*. London: CABI International.

479 Cambardella, C. A., T. B. Moorman, T. B. Parkin, D. L. Karlen, J. M. Novak, R. F. Turco
480 e A. E. Konopka. 1994. Field-scale variability of soil properties in central Iowa soils. *Soil*
481 *Science Society American Journal* 58: 1501-1511.

482 Campos-Herrera, R., E. Pathak, F. E. El-Borai, R. J. Stuart, C. Gutiérrez, J. A. Rodríguez-
483 Martín, J. H. Graham e L. W. Duncan. 2013. Geospatial patterns of soil proprieties and the

484 biological control potential of entomopathogenic nematodes in Florida citrus groves. Soil
485 Biology & Biochemistry 66: 163-174.

486 Campos-Herrera, R., E. Pathak, F. El-Borai, R. J. Stuart, C. Gutierréz, J. A. Rodríguez-
487 Martín, J. H. Graham e, L. W. Duncan. 2013. Geospatial patterns of soil properties and the
488 biological control potential of entomopathogenic nematodes in Florida citrus groves. Soil
489 Biology & Biochemistry 66: 163-174.

490 Cardoso, M. de O., E. M. R. Pedrosa, H. Ferris, M. M. Rolim, T. F. S. Vicente e M. F. L.
491 David. 2015. Comparing sugarcane fields and forest fragments: the effect of disturbance on
492 soil physical properties and nematode assemblages. Soil Use and Management. Doi:
493 10.1111/sum.12190.

494 Cardoso, M. O., E. M. R. Pedrosa, M. M. Rolim, E. F. F. Silva e P. A. Barros. 2011.
495 Effects of soil mechanical resistance on nematode community structure under conventional
496 sugarcane and remaining of Atlantic Forest. Environmental Monitoring and Assessment.
497 DOI 10.1007/s10661-011-2206-4.

498 Cardoso, M. S. O., E. M. R. Pedrosa, M. M. Rolim, L. S. C. Oliveira e A. N. Santos. 2016.
499 Relationship between nematode assemblages and physical properties across land use types.
500 Tropical Plant Pathology 41: 107-114.

501 Cardoso, P. C., G. L. Asmus e M. C. Gonçalves. 2010. Efeito da concentração de inóculo
502 sobre a reprodução de *Rotylenchulus reniformis* em cultivares de soja. Revista Agraria 3:
503 51-55.

504 Carneiro, R. G., A.P.A. Mônaco, M.P. Moritz, K.C. Nakamura e A. Scherer. 2006.
505 Identificação de *Meloidogyne mayaguesis* em goiabeira e em plantas invasoras, e, solo
506 argiloso, no Estado do Paraná. Nematologia Brasileira 30: 293-298.

507 Carneiro, R.M.D.G., P.A. Cirotto, D. B. Silva e R. Gomes Carneiro. 2007. Resistance to
508 *Meloidogyne mayaguensis* in *Psidium* spp. accessions and their grafting compatibility with
509 *P. guajava* cv. Paluma. Fitopatologia Brasileira 32: 281-284.

510 Castro, L.A.S., J. F. Fortes, C. B. Gomes e M. E. O. Couto. 2005. Cultivo da Ameixeira:
511 Doenças e Controle. Embrapa Clima Temperado. Sistemas de Produção, 2. ISSN 1806-
512 9207. Versão Eletrônica.

513 Costa, D. C., J. R. S. Cabral, C. H. Calfa e M. A. C. Rocha. 1999. Seleção de genótipos de
514 abacaxi para resistência a *Meloidogyne javanica* e *Pratylenchus brachyurus*. Pesquisa
515 Agropecuária Tropical 29: 57-60.

516 Cressie, N. 1991. Statistics for spatial data. John Wiley 920.

517 Dias-Arieira, C. R., C. Furlanetto, S. M. Santana, D. A. O. Barizão, R. C. F. Ribeiro e H.
518 M. Formentini. 2010. Fitonematoides associados a frutíferas na região Noroeste do Paraná,
519 Brasil. Revista Brasileira de Fruticultura 32: 1064-1071.

520 Dias-Arieira, C. R., D. A. S. Morita, L. R. Ferreira e E. G. Miguel. 2006. Número de ovos
521 de *Meloidogyne* spp. no sistema radicular de acerola, em áreas de cultivo orgânico. Summa
522 Phytopathologica 32: 18-19.

523 Dias-Arieira, C. R., R. de O. Molina e A. T. Costa. 2008. Nematoides causadores de
524 doenças em frutíferas. Agro@mbiente On-line 2: 46-56.

525 Dinardo-Miranda, L. L. e J. V. Fracasso. 2009. Spatial distribution of plant-parasitic
526 nematodes in sugarcane fields. *Scientia agrícola* 66: 188-194.

527 Dinardo-Miranda, L. L. e J. V. Fracasso. 2010. Efeito da torta de mamona sobre
528 populações de nematoides fitoparasitos e a produtividade da cana-de-açúcar. *Nematologia*
529 Brasileira. 34: 68-71.

530 Duncan, L. W., R. J. Stuart, F. E. El-Borai, R. Campos-Herrera, E. Pathak, M. Giurcanu e
531 J. H. Graham. 2013. Modifying orchard planting sites conserves entomopathogenic
532 nematodes, reduces weevil herbivory and increases citrus tree growth, survival and fruit
533 yield. *Biological Control* 64: 26-36.

534 EMBRAPA. 2006. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. Sistema Brasileiro de
535 Classificação de Solos. 2. edição 306.

536 EMBRAPA. 2009. Manual de análises químicas de solos, plantas e fertilizantes. 2. edição.
537 627.

538 EMBRAPA. 2011. Manual de métodos de análise de solo. 2. edição 225.

539 Englund, E. e A. Sparks. 1991. Geo-EAS (Geostatistical Environmental Assessment
540 Software) User's Guide. U. S. Environmental Protection Agency document EPA/600/4-
541 88/033. Environmental Monitoring Systems Laboratory, Las Vegas, Nevada, USA.

542 Ferris, H., T. A. Mullens e K. E. Foord. 1990. Stability and Characteristics of spatial
543 description parameters for nematode populations. *Journal of Nematology* 22: 427-439.

544 Forge, T. A., E. J. Hogue, G. Neilsen e D. Neilsen. 2008. Organic mulches alter nematode
545 communities, root growth and fluxes of phosphorus in the root zone of apple. *Applied Soil*
546 *Ecology* 39: 15-22.

547 Forge, T., G. Nielsen e D. Nielsen. 2016. Organically acceptable practices to improve
548 replant success of temperate tree-fruit crops. *Scientia Horticulturae* 200: 205-214.

549 Freckman, D. W. e C. H. Ettema. 1993. Assessing nematode communities in
550 agroecosystems of varying human intervention. *Agriculture, Ecosystems and Environment*
551 45: 239-261.

552 Freire, S. das C. O. 1976. Nematóide das galhas, *Meloidogyne* spp., associados ao
553 parasitismo de plantas na região Amazônica. I - No Estado do Pará. *Acta Amazônica* 6:
554 405-408.

555 Freitas, J. R. B., M. R. Moitinho, D. de B. Teixeira, E. S. Bicalho, J. F. Silva Júnior, D. S.
556 Siqueira, B. F. F. Barbosa, P. L. M. Soares e G. T. Pereira. 2017. Soil Factors Influencing
557 Nematode Spatial Variability in Soybean. *Agronomy Journal* 109: 2.

558 Garcia, M. J. de M., P. L. M. Soares, S. R. S. Wilcken, J. C. Cavichioli e F. de P.
559 Furlaneto. 2011. Registro de nematóide em aceroleira no município de Junqueirópolis-SP.
560 *Pesquisa & Tecnologia* 8: 2.

561 GOLDEN SOFTWARE. 1999. Surfer 7.0. Contouring and 3D surface mapping for
562 scientist's engineers. User's Guide. Golden Software 619.

563 Gomes, C. B., F. L. C. CARVALHO, J. G. Casagrande Júnior e E. B. Radmann. 2010.
564 Avaliação do potencial de coberturas verdes e de sistemas de rotações de cultura na

565 supressão do nematoide anelado (*Mesocriconema xenoplax*) em pré-plantio ao pessegueiro.
566 Revista Brasileira de Fruticultura. 32: 074-081.

567 Gomes, C. B., M. E. O. Couto e R. M. D. G. Carneiro. 2008. Registro de ocorrência de
568 *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e fumo no Sul do Brasil. Nematologia Brasileira
569 32: 3.

570 Gomes, V. M., R. M. Souza, V. Mussi-Dias, S. F. Silveira, e C. Dolinski. 2011. Guava
571 decline: a complex disease involving *Meloidogyne mayaguensis* and *Fusarium solani*.
572 Journal of Phytopathology 159: 45- 50.

573 Goulart, A. M. C. Análise de dados em estudos de diversidade de nematóides. 2009.
574 Embrapa Cerrados 43. (Documento 251).

575 Holguin, C. M., J. D. Mueller, A. Khalillan e P. Agudelo. 2015. Population dynamics and
576 spatial distribution of Columbia lance nematode in cotton. Applied Soil Ecology 95: 7-114.

577 Hopp, D. C., L. ZENG, Z. GU; J. L. MCLAUGHLIN. 1992. Squamotacin: An
578 annonaceous acetgenin with citotoxic selectivity for the human prostate tumor cell line
579 (PC-3). Journal of Natural Products 59: 97-99.

580 Howland, A. D., R. P. Schreiner e I. A. Zasada. 2014. Spatial Distribution of Plant-
581 Parasitic Nematodes in Semi-Arid *Vitis vinifera* Vineyards in Washington. Journal of
582 Nematology 46: 321-330.

583 Hua, J., Y. Jiang e W. Liang. 2008. Effects of vegetation coverage on the spatial
584 distribution of soil nematode trophic groups. Frontiers of Biology in China 3: 63-67.

585 INMET- Instituto Nacional de Meteorologia. 2017. Online.http:
586 //www.inmet.gov.br/portal/index.php?r=bdmep/bdmep.

- 587 Isaaks, E. H. e M. Srivastava. 1989. An introduction to applied geostatistics 600.
- 588 Jenkins, W. R. 1964. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from
589 soil. *Plant Disease* 48: 692-695.
- 590 Journel, A. G. 1989. Fundamentals of geostatistics in five lessons. *American Geophysical*
591 *Union* 40.
- 592 King, B. A. e JR. Taberna. 2013. Site-Specific Management of *Meloidogyne chitwoodi* in
593 Idaho Potatoes Using 1,3-Dichloropropene; Approach, Experiences, and Economics.
594 *Journal of Nematology* 45: 202–213.
- 595 Kubb, R. K., A. C. Z. Machado e C. M. G. Oliveira. 2012. Efeito do tratamento de
596 sementes no controle de *rotylenchulus reniformis* em dois cultivares de algodão. *Arquivos*
597 *do Instituto Biológico* 79: 239-245.
- 598 Kuhn, P. R., S. M. Kulczynski, C. Bellé, R. Trevisan, e C. B. Gomes. 2015. Suscetibilidade
599 de espécies frutíferas, forrageiras e daninhas a duas populações de *Mesocriconema*
600 *xenoplax*. *Nematropica* 45: 2.
- 601 Li, Y.; Z. Cao, C. Hu, J. Li e H. Yang. 2014. Response of nematodes to agricultural input
602 levels in various reclaimed and unreclaimed habitats. *European Journal of Soil Biology* 60:
603 120-129.
- 604 Liang, W., Y. Jiang, Q. Li, Y. Liu e D. Wen. 2005. Spatial distribution of bacterivorous
605 nematodes in a Chinese Ecosystem Research Network (CERN) site. *Ecological research*
606 20: 481-486.

607 Limpert, E. e W. A. Stahel. 2011. Problems with using the normal distribution-and ways to
608 improve quality and efficiency of data analysis. *Plos One* 6: 7.

609 Lordello, L. G. 1981. Nematóide das plantas cultivadas. 6 edição. Nobel 314.

610 Lu, Z. B., D. F. Dong, B. Yang, L. L. Li, Y. Yu, F. Ouyang, F. Ge, V. C. Verma e X. Y.
611 Men. 2016. Effects of crop species richness on the community of soil nematodes in an
612 experimental agro-ecosystem. *European Journal of Soil Biology* 73: 26-33.

613 Mai, W. F. e P. G. Mullin. 1996. Plant-parasitic nematodes: a pictorial key to genera.
614 Cornell University Press 271.

615 Malherbe, S. e D. Marais. 2015. Nematode community profiling as a soil biology
616 monitoring tool in support of sustainable tomato production: A case study from South
617 Africa. *Applied Soil Ecology* 93: 19-27.

618 Matos, D. S. S., E. M. R. Pedrosa, S. J. Michereff, J. S. Peixoto, J. E. Medeiros e P. A.
619 Barros. 2012. Nematofauna associada ao cultivo comercial de mamoeiro no estado da
620 Paraíba. *Agrária* 7: 614-620.

621 Mayer, N. A e B. Ueno. 2009. A Morte-precoce do Pessegueiro e suas Relações com
622 Porta-enxertos. *Embrapa Clima Temperado* 2: 41. (Documento 359).

623 Mbega, E. R. e Y. B. Nzogela. 2012. Strategies used by plant parasitic nematodes to
624 conquer the host. *Journal of Animal & Plant Sciences* 14: 1848-1854.

625 Monfort, W. S., T. L. Kirkpatrick e A. Mauromoustakos. 2008. Spread of *Rotylenchulus*
626 *reniformis* in an Arkansas Cotton Field Over a Four-Year Period. *Journal of Nematology*
627 40: 161–166.

628 Montanaro, G., C. Xiloyannis, V. Nuzzo e B. Dichio. 2017. Orchard management, soil
629 organic carbon and ecosystem services in Mediterranean fruit tree crops. *Scientia*
630 *Horticulturae* 217: 92-101.

631 Moura, R. M., E. M. R. Pedrosa e A. R. Monteiro. 1999. Morte súbita; uma nova doença
632 da gravioleira (*Annona muricata*), causada pelo nematóide *Pratylenchus coffeae*.
633 *Fitopatologia Brasileira* 23: 92-99.

634 Neher, D. A. e C. L. Campbell. 1994. Nematode communities and microbial biomass in
635 soil with annual and perennial crops. *Applied Soil Ecology* 1: 17-28.

636 Okie, W. R., G. L. Reighar e A. P. Nyczepir. 2009. Importance of Scion Cultivar in Peach
637 Tree Short Life. *Journal of the American Pomological Society* 63: 58-63.

638 Oliver, M. A. e R. Webster. 2014. A tutorial guide to geostatistics: Computing and
639 modelling variograms and kriging. *Catena* 113: 56-69.

640

641 Ortiz, B. V., C. Perry, P. Goovaerts, G. Vellidis e D. Sullivan. 2010. Geoestatistical
642 modelling of the spatial variability and risk areas of Southern root-knot nematodes in
643 relation to soil properties. *Geoderma* 156: 243-252.

644

645 Overstreet, C., E. C. McGawley, A. Khalilian, T. L. Kirkpatrick, W. S. Monfort, W.
646 Henderson e J. D. Mueller. 2014. Site Specific Nematode Management—Development and
647 Success in Cotton Production in the United States. *Journal of Nematology* 46: 309-320.

648 PokhareL, R., S. P. Marahatta, Z. A. Handoo e D. J. Chitwood. 2015. Nematode
649 community structures in different deciduous tree fruits and grape in Colorado, USA and

650 impact of organic peach and apple production practices. *European Journal of Soil Biology*
651 67: 59-68.

652 Ponte, J. J. da., J. W. V. Lemos, F. E. de. Castro e L. Maria. 1976. Comportamento de
653 plantas frutíferas tropicais em relação a nematóides das galhas. *Fitopatologia Brasileira* 1:
654 29-33.

655 Quénehervé, P., M. Godefroid, P. Topart, S. Marie-Luce, F. Salmon, P. Marie e C.
656 Chabrier. 2012. Differential responses to plant-feeding nematodes among sibling cultivars
657 of dessert bananas (Cavendish subgroup) and a synthetic hybrid. *Crop protection* 42: 30-35.

658 Reis, H. F., L. M. A. Bacchi, C. R. Y. I.Vieira, V. S. Silva. 2011. Ocorrência de
659 *Meloidogyne enterolobii* (sin. *m. mayaguensis*) em pomares de goiabeira no município de
660 Ivinhema, estado de mato grosso do sul. *Revista Brasileira de Fruticultura* 33: 676-679.

661 Ribeiro, R. C. F., T. H. R. Souza, A. A. Xavier, E. H. Mizoubutsi, F. R. Pereira, R. F. X.
662 Barros. 2004. Reação de diferentes anonáceas a *Meloidogyne javanica*. *Unimontes*
663 Científica 6: 2.

664 Ritzinger, C. H. S. P. e M. Fancelli. 2006. Manejo integrado de nematoides na cultura da
665 bananeira. *Revista Brasileira de Fruticultura* 28: 331- 338.

666 Rmetrics Core Team, Diethelm Wuertz, Tobias Setz and Yohan Chalabi. 2014. fBasics:
667 Rmetrics - Markets and Basic Statistics. R package version 3011.87. [https://CRAN.R-](https://CRAN.R-project.org/package=fBasics)
668 [project.org/package=fBasics](https://CRAN.R-project.org/package=fBasics).

669 Rossi, C. E., L. C. Camargo e B. Ferraz. 2005. Fitonematóides das Superfamílias
670 Criconematoidea e Dorylaimoidea Associados a Fruteiras de Clima Subtropical e
671 Temperado nos Estados de São Paulo e Minas Gerais. *Nematologia Brasileira* 29: 2.

672 Santiago, D. C., G. O. Arieira, E. Almeida e M. F. Guimarães. 2012. Responses of soil
673 nematode communities to agroecological crop management systems. *Nematology* 14: 209-
674 221.

675 Santos, R. S. e Martinelli P. R. P. 2016. Nematodes associated with five fruit trees in the
676 state of Amapá, Brazil. *Ciência Rural* 46: 9.

677 Sharma, R. D., N. T. V. Junqueira. e A. C. Gomes. 2004. Comportamento do Maracujá-
678 doce (*P. alata*) relacionado com nematoides formadores de galha. *Nematologia Brasileira*
679 28: 97-100.

680 Shi, C., X. Zhang, Y. Jiang, D. Jiang e Y. Steinberger. 2008. Geostatistical Analysis of Soil
681 Nematode Communities under Degraded and Meliorated Grasslands in the Horqin Sand
682 Land. *American-Eurasian Journal of Agricultural & Environmental Sciences* 4: 55-61.

683 Silva, G. S. e A. I. Krasuski. 2010. Reação de algumas espécies frutíferas tropicais a
684 *Meloidogyne enterolobii*. *Nematologia Brasileira* 36: 86.

685 Silva, M. do C. L. da, C. D. G. Santos, G. S. da Silva. 2016. Espécies de *Meloidogyne*
686 associadas a vegetais em microrregiões do estado do Ceará. *Revista Ciência Agronômica*
687 47: 710-719.

688 Silveira, A., F. F. Jucá, P. A. Melo e C. K. Sacramento. 2008. Fitonematoides associados à
689 gravioleira (*Annona muricata*) no sul da Bahia. *Revista Brasileira de Fruticultura* 30: 838-
690 840.

691 Souza, F. X. e J. T. A. Costa. 2010. Produção de mudas das Spondias cajazeira,
692 cajaraneira, cirigueleira, umbu-cajazeira e umbuzeiro. *Embrapa Agroindústria Tropical* 26.

693 Souza, R. M., M. S. Nogueira, I. M. Lima, M. Melarato e Dolinski. 2006. Manejo do
694 nematoide das galhas da goiabeira em São João da Barra (RJ) e relato de novos
695 hospedeiros. *Nematologia Brasileira* 30: 2.

696 Tarjan, A. C., R. P. Esser e S. L. Chang. 1977. An illustrated key to nematodes found in
697 freshwater. *Journal of Water Pollution Control Federation* 49: 2318–2337.

698 Torres, G. R. C., E. M. R. Pedrosa, A. A. A. Montenegro, S. J. Michereff e R. M. Moura.
699 2006. Aspectos Ecológicos de Comunidade de Nematóides Associados a Cultivo de
700 *Cucumis melo* no Rio Grande do Norte. *Nematologia Brasileira* 30: 1-9.

701 Torres, G. R. C., H. A. Medeiros, R. Sales Junior e R. M. Moura. 2007. *Meloidogyne*
702 *mayaguensis*: novos assinalamentos no rio grande do norte associados à goiabeira.
703 *Caatinga* 20: 106-112.

704 Vauclin, M., S. R. Vieira, G. Vachaud e D. R. Nielsen. 1983. The use of cokriging with
705 limited field soil observations. *Soil Science Society of America Journal* 47: 175-184.

706 Vicente, A. T. F. S., A. A. A. Montenegro, E. M. R. Pedrosa, R. V. P. F. Júnior, J. S. Da
707 Silva e U. E. Tavares. 2015. Community structure and spatial variability of soil nematodes
708 in an alluvial soil in a semiarid region of Pernambuco state, Brazil. *Nematoda* 2: 8.

709 Viketoft, M. 2013. Determinants of small-scale spatial patterns: Importance of space,
710 plants and abiotics for soil nematodes. *Soil Biology & Biochemistry* 62: 92-98.

711 Villate, L., V. Fievet, B. Hanse, F. Delemarre, O. Plantard , D. Esmenjaud e M. van
712 Helden. 2008. Spatial Distribution of the Dagger Nematode *Xiphinema index* and Its
713 Associated *Grapevine fanleaf virus* in French Vineyard. *Phytopathology* 8: 942-948.

714 Walkley, A. e I. A. Black. 1934. An examination of the Degtjareff method for determining
715 soil organic matter, and a proposed modification of the chromic acid titration method. Soil
716 Science 37: 29-38.

717 Wallace, M. K. e D. M. Hawkins. 1994. Applications of Geostatistics in Plant Nematology.
718 Journal of Nematology 26: 626-634.

719 Warrick, A. W. e Nielsen, D. R. 1980. Spatial variability of soil physical properties in the
720 field. Pp. 319-344 em D. Hillel, ed. Applications of soil physics. Academic Press.

721 Wubben, M. J., F. E. Callahan, J. Velten, J. J. Burke e J. N. Jenkins. 2015. Overexpression
722 of MIC-3 indicates a direct role for the MIC gene family in mediating Upland cotton
723 (*Gossypium hirsutum*) resistance to root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*).
724 Theoretical and Applied Genetics 128: 199-209.

725 Yeates, G. W., T. Bongers, R. G. M. de Goede, D. W. Freckman e S. S. Georgieva. 1993.
726 Feeding Habits in Soil Nematode Families and Genera--An Outline for Soil Ecologists.
727 Journal of nematology 25: 315-331.

728 Zhang, X., Q. Li, A. Zhu, W. Liang, J. Zhang e Y. Steinberger. 2012. Effects of tillage and
729 residue management on soil nematode communities in North China. Ecological Indicators
730 13: 75-81.

731

732

733

734

735 **Tabela 1.** Caracterização textural do solo em áreas cultivadas com fruteiras na Paraíba.

Áreas	Argila	Areia Grossa	Areia Fina	Areia	Silte	Textura do Solo
g.kg						
A1	20	598	302	900	80	Arenoso
A2	20	586	272	858	122	Franco-arenosa
A3	20	498	402	900	80	Arenoso
A4	100	510	318	828	72	Franco-arenosa
A5	20	654	286	940	40	Arenoso

736

737

739 **Tabela 2.** Caracterização química dos solos em áreas cultivadas com fruteiras na Paraíba.

Áreas	pH _{H2O}	P	K ⁺	Na ⁺	H ⁺ + Al ⁺³	Al ⁺³	Ca ²⁺	Mg ²⁺	SB	CTC	MOS
					(cmol _c /dm ³)						(g/kg)
A1	5,5	28,87	23,84	0,03	1,53	0,40	0,37	1,41	1,87	3,39	30,02
A2	6,2	88,5	34,95	0,01	2,68	0,05	1,70	0,89	2,69	5,37	13,24
A3	5,6	5,43	18,16	0,03	3,09	0,3	0,83	0,64	1,54	4,64	32,73
A4	6,0	16,63	57,90	0,04	3,18	0,30	1,30	0,44	1,93	5,11	14,28
A5	5,6	35,14	27,86	0,03	3,09	0,35	0,10	1,39	1,60	4,69	29,81

740 P: fósforo; K⁺= potássio; Na⁺= sódio; H⁺= hidrogênio; Al⁺³= alumínio; Ca²⁺= cálcio;741 Mg²⁺= magnésio; SB= saturação de bases; CTC= capacidade de troca de cátions; MOS=

742 matéria orgânica do solo.

744 **Tabela 3.** Abundância, média e dominância da comunidade de nematoides em áreas cultivadas com fruteiras na Paraíba

745

	A1(Goiabeira)			A2(Gravioleira)			A3(Clones de Cajazeira)			A4(Aceroleira)			A5(Banco de Germoplasma de Cajazeira)		
	A	M ± DP	D(%)	A	M ± DP	D(%)	A	M ± DP	D(%)	A	M ± DP	D(%)	A	M ± DP	D(%)
Bacteriófagos	3870	71,67±104,48	13,12	9060	238,42±277,94	20,30	7950	172,83±196,79	19,51	8820	238,38±267,86	20,40	13950	273,53±199,87	21,93
<i>Acrobeles</i> ●	3150	58,33±93,31	10,68	8100	213,16 ± 254,73	18,15	3630	78,91±85,87	8,91	5070	137,03±157,41	11,73	7440	145,88±139,82	11,70
<i>Panagrolaimus</i>	0	0,00±0,00	0,00	0	0,00±0,00	0,00	360	7,83±19,43	0,88	420	11,35±27,71	0,97	360	7,06±25,16	0,57
<i>Prismatolaimus</i> ●	240	4,44±12,23	0,81	510	13,42 ± 47,66	1,14	3000	65,22±115,64	7,36	1620	43,78±71,27	3,75	5400	105,88±115,78	8,49
<i>Rhabditidae</i> ●	270	5,00±16,22	0,92	240	6,32 ± 19,92	0,54	540	11,74±28,62	1,33	1290	34,86±60,63	2,98	690	13,53±31,36	1,08
<i>Wilsonema</i> ●	210	3,89±10,17	0,71	210	5,53 ± 11,79	0,47	420	9,13±15,32	1,03	420	11,35±21,62	0,97	60	1,18±5,88	0,09
Micófagos	2010	37,22±63,82	6,82	870	22,89 ± 48,54	1,95	1350	29,35±41,23	3,31	1980	53,51±70,05	4,58	390	7,65±25,34	0,61
<i>Aphelenchus</i> ●	1530	28,33±51,93	5,19	870	22,89 ± 48,54	1,95	1350	29,35±41,23	3,31	1980	53,51±70,05	4,58	390	7,65±25,34	0,61
<i>Leptonchus</i>	480	8,89±17,12	1,63	0	0,00±0,00	0,00	0	0,00±0,00	0,00	0	0,00±0,00	0,00	0	0,00±0,00	0,00
Predadores	1800	33,33±62,13	6,10	1110	29,21±73,98	2,49	2070	45,00±66,56	5,08	2040	55,14±87,90	4,72	1920	37,65±47,18	3,02
<i>Discolaimus</i> ●	870	16,11±31,77	2,95	750	19,74 ± 59,71	1,68	870	18,91±34,85	2,13	1710	46,22±76,02	3,96	1230	24,12±40,70	1,93
<i>Mononchus</i>	420	7,78±19,49	1,42	360	9,47 ± 35,64	0,81	750	16,30±35,61	1,84	0	0,00±0,00	0,00	0	0,00±0,00	0,00
Mononchidae	510	9,44±23,18	1,73	0	0,00±0,00	0,00	0	0,00±0,00	0,00	270	7,30±20,50	0,62	690	13,53±28,34	1,08
<i>Oionchus</i>	0	0,00±0,00	0,00	0	0,00±0,00	0,00	360	7,83±23,18	0,88	0	0,00±0,00	0,00	0	0,00±0,00	0,00
<i>Tripyla</i>	0	0,00±0,00	0,00	0	0,00±0,00	0,00	90	1,96±7,49	0,22	60	1,62±9,86	0,14	0	0,00±0,00	0,00
Onívoros	1890	35,00±58,24	6,41	2730	71,84±107,95	6,12	2700	58,70±76,41	6,63	2820	76,22±96,33	6,52	7260	142,35±116,63	11,42
Dorylaimidae ●	1140	21,11±38,93	3,87	990	26,05 ± 72,54	2,22	1020	22,17±41,20	2,50	720	19,46±41,96	1,66	5190	101,76±93,93	8,16
<i>Dorylaimus</i> ●	750	13,89±28,97	2,54	1620	42,63 ± 65,29	3,63	1350	29,35±46,69	3,31	1980	53,51±69,69	4,58	2070	40,59±56,23	3,25
<i>Labronema</i>	0	0,00±0,00	0,00	120	3,16±15,26	0,27	330	7,17±18,09	0,81	120	3,24±9,44	0,27	0	0,00±0,00	0,00
Vida Livre	9570	177,22±244,99	32,45	13770	362,37±408,81	30,85	14070	305,87±320,10	34,54	15660	423,24±447,43	36,22	23520	461,18±251,28	36,98
Fitoparasitos	19920	368,89±590,03	67,55	30870	812,37±740,66	69,15	26670	579,78±384,61	65,46	27570	745,14±712,06	63,78	40080	785,88±573,71	63,02
<i>Criconemoides</i> ●	15210	281,68±484,38	51,58	22170	583,42 ± 729,49	49,66	7560	164,35±164,16	18,57	14130	381,89±442,25	32,67	22620	443,53±398,51	35,57
<i>Helicotylenchus</i> ●	450	8,3±26,97	1,53	3600	94,74 ± 150,65	8,06	5220	113,48±178,76	12,81	4860	131,35±287,00	11,24	3030	59,41±142,68	40,76
<i>Hemicycliophora</i>	0	0,00±0,00	0,00	30	0,79 ± 4,87	0,07	300	6,52±17,79	0,74	30	0,81±4,93	0,07	0	0,00±0,00	0,00
<i>Hoplolaimus</i>	0	0,00±0,00	0,00	0	0,00±0,00	0,00	60	1,30±8,85	0,15	30	0,81±4,93	0,07	0	0,00±0,00	0,00
<i>Meloidogyne</i> ●	3810	70,55±190,20	12,92	4440	116,84 ± 271,55	9,95	11370	247,17±340,30	27,91	7050	190,54±336,54	16,31	13620	267,06±368,41	21,41
<i>Paratrichodorus</i>	0	0,00±0,00	0,00	60	1,58 ± 6,79	0,13	30	0,65±4,42	0,07	120	3,24±11,80	0,27	120	2,35±8,15	0,19
<i>Pratylenchus</i> ●	420	7,79±21,16	1,42	210	5,53 ± 21,90	0,47	1470	31,96±123,52	3,61	420	11,35±21,62	0,97	0	0,00±0,00	0,00
<i>Rotylenchulus</i>	0	0,00±0,00	0,00	0	0,00±0,00	0,00	0	0,00±0,00	0,00	720	19,46±38,22	1,67	390	7,65±54,61	0,61
<i>Trichodorus</i> ●	30	0,55±4,08	0,10	150	3,95 ± 12,42	0,34	630	13,70±31,44	1,55	0	0,00±0,00	0,00	270	5,29±16,66	0,42
<i>Xiphinema</i>	0	0,00±0,00	0,00	210	5,53 ± 18,26	0,47	30	0,65±4,42	0,07	210	5,68±21,02	0,49	30	0,59±4,20	0,05
Ectoparasitos	15690	290,55±491,322	53,20	26220	690,00±748,72	58,74	13830	300,65±236,68	33,95	20100	543,24±508,02	46,50	26460	518,82±431,55	41,60
Endoparasites	4230	78,33±193,58	14,34	4650	122,37±270,71	10,42	12840	279,30±358,40	31,52	7470	201,89±341,44	17,28	13620	267,06±368,41	21,42
Total	29490	546,11±795,02	100	44640	1174,74±908,13	100	40740	885,65±384,61	100	43230	1168,37±913,48	100	63600	1247,06±709,43	100
Mi/Ba		0,201±0,372			0,08±0,19			0,11±0,17			0,16±0,26			0,03±0,12	
Mi/(Mi+Ba)		0,152±0,246			0,06±0,11			0,08±0,12			0,11±0,14			0,04±0,16	

746

747

- 748 A (abundância): Soma dos nematoides em 300 cm³ de solo para cada área, $M \pm DP$: Média e Desvio Padrão dos nematoides por 300 cm³ de solo em
- 749 cada área, D (%): Dominância de cada grupo trófico e taxa em porcentagem, 0: Baixa densidade populacional, • Taxa comuns à todas as áreas, Mi/Ba:
- 750 Razão média entre micófagos e bacteriófagos, $Mi/(Mi+Ba)$: Razão média entre micófagos e micófagos+bacteriófagos.

751 **Tabela 4.** Análise descritiva de nematoides no solo em áreas cultivadas com fruteiras na Paraíba.

Nematoides	Média	Mediana	Min	Max	Ampl	Var	DP	Curt	Ass	Max erro	KS (5%)	KS (1%)	CV (%)	CV Class.
A1- Goiabeira														
<i>Acrobeles</i>	0,81	0	0	2,52	2,52	1,09	1,04	-1,6	0,58	0,38	0,18	0,22	128,92	Alto
<i>Dorylaimus</i>	0,39	0	0	1,96	1,95	0,55	0,74	0,15	1,43	0,46	0,18	0,22	190,43	Alto
<i>Criconemoides</i>	1,11	0	0	3,36	3,36	1,81	1,34	-1,67	0,47	0,36	0,18	0,22	120,97	Alto
<i>Helicotylenchus</i>	0,22	0	0	2,18	2,18	0,35	0,59	4,22	2,40	0,50	0,18	0,22	265,38	Alto
<i>Meloidogyne</i>	0,67	0	0	3,07	3,07	1,06	1,03	-0,77	1,00	0,42	0,18	0,22	153,09	Alto
A2 – Gravioleira														
<i>Acrobeles</i>	1,42	2,02	0	2,91	2,91	1,58	1,26	-1,92	-0,19	0,28	0,22	0,27	88,74	Alto
<i>Dorylaimus</i>	0,78	0	0	2,43	2,43	1,00	0,99	-1,76	0,50	0,37	0,22	0,27	126,49	Alto
<i>Criconemoides</i>	2,15	2,57	0	3,45	3,45	1,20	1,08	0,02	-1,07	0,21	0,22	0,27	50,42	Médio
<i>Helicotylenchus</i>	1,19	1,64	0	2,78	2,78	1,15	1,06	-1,77	-0,10	0,28	0,22	0,27	89,68	Alto
<i>Meloidogyne</i>	0,78	0	0	3,09	3,09	1,26	1,13	-0,94	0,91	0,39	0,22	0,27	145,75	Alto
A3 - Cajazeira														
<i>Acrobeles</i>	1,21	1,79	0	2,48	2,48	1,10	1,05	-1,89	-0,26	0,28	0,20	0,24	86,34	Alto

<i>Dorylaimus</i>	0,63	0	0	2,18	2,18	0,84	0,92	-1,36	0,80	0,41	0,20	0,24	146,22	Alto
<i>Criconemoides</i>	1,78	2,08	0	2,80	2,80	0,80	0,90	0,18	-1,21	0,22	0,20	0,24	50,40	Médio
<i>Helicotylenchus</i>	1,31	1,79	0	2,98	2,98	1,12	1,06	-1,63	-0,27	0,25	0,20	0,24	81,21	Alto
<i>Meloidogyne</i>	1,74	2,08	0	3,13	3,13	1,08	1,04	-0,77	-0,72	0,17	0,20	0,24	59,68	Médio

A4 – Aceroleira

<i>Acrobeles</i>	1,34	1,79	0	2,73	2,73	1,33	1,15	-1,88	-0,23	0,27	0,22	0,27	86,31	Alto
<i>Dorylaimus</i>	0,99	1,49	0	2,43	2,43	1,01	1,00	-1,95	0,07	0,31	0,22	0,27	100,89	Alto
<i>Criconemoides</i>	2,11	2,43	0	3,30	3,30	0,90	0,95	1,03	-1,38	0,17	0,22	0,27	44,96	Médio
<i>Helicotylenchus</i>	1,05	0	0	3,15	3,15	1,31	1,15	-1,64	0,32	0,32	0,22	0,27	108,89	Alto
<i>Meloidogyne</i>	1,38	1,79	0	3,22	3,22	1,34	1,16	-1,63	-0,17	0,25	0,22	0,27	84,00	Alto

A5 – Banco de Germoplasma de Cajá

<i>Acrobeles</i>	1,97	1,95	0	2,92	2,92	0,27	0,52	6,68	-2,05	0,18	0,19	0,23	26,41	Médio
<i>Dorylaimus</i>	0,92	1,49	0	2,38	2,38	0,88	0,94	-1,87	0,11	0,32	0,19	0,23	101,55	Alto
<i>Criconemoides</i>	2,49	2,55	1,49	3,35	1,85	0,17	0,41	0,16	-0,55	0,13	0,19	0,23	16,41	Médio
<i>Helicotylenchus</i>	0,71	0	0	2,92	2,92	1,00	1,00	-1,01	0,85	0,39	0,19	0,23	141,53	Alto
<i>Meloidogyne</i>	1,74	1,96	0	3,23	3,23	1,21	1,10	-0,97	-0,72	0,21	0,19	0,23	63,26	Alto

753 Min: Mínimo, Max: Máximo, Ampl: Amplitude, Var: variância, DP: Desvio Padrão, Curt: Coeficiente de Curtose, Ass: Coeficiente de Assimetria, KS:
754 Teste de aderência a normalidade Kolmogorov-Smirnov significativo a (5%) e (1%), CV: Coeficiente de variação, CV class.: Classificação do
755 coeficiente de variação.
756

757 **Tabela 5.** Parâmetros dos semivariogramas, grau de distribuição espacial e validação cruzada nematoides do solo nas áreas cultivadas com
 758 fruteiras na Paraíba.

759

							Jack-Knifing		
Modelos							Estrutura	Parâmetros	
Nematoides	Ajustados	C_0	$C_0 + C_1$	a (m)	R^2	$C_0/C_0 + C$	Espacial	Média	DP
A1- Goiaba									
<i>Acrobeles</i>	Efeito Pepita Puro								
<i>Dorylaimus</i>	Exponencial	0,3	0,36	18	0,55	83,33	Fraco	0,04	1,01
<i>Criconemoides</i>	Efeito Pepita Puro								
<i>Helicotylenchus</i>	Efeito Pepita Puro								
<i>Meloidogyne</i>	Esférico	0,52	0,7	15	0,66	74,28	Moderado	0,02	1,00

A2 - Graviola

Acrobeles Efeito Pepita Puro

Dorylaimus Efeito Pepita Puro

Criconemoides Exponencial 0,5 0,78 18 0,83 64,10 Moderado 0,007 1,00

Helicotylenchus Efeito Pepita Puro

Meloidogyne Exponencial 0,4 1,15 36 0,99 34,78 Moderado 0,21 1,06

A3 - Cajá

Acrobeles Efeito Pepita Puro

Dorylaimus Efeito Pepita Puro

Criconemoides Exponencial 0,25 0,6 12 0,61 41,66 Moderado 0,02 1,02

Helicotylenchus Efeito Pepita Puro

<i>Meloidogyne</i>	Exponencial	0,22	0,89	15	0,78	24,72	Forte	0,20	1,03
--------------------	-------------	------	------	----	------	-------	-------	------	------

A4 - Acerola

Acrobeles Efeito Pepita Puro

Dorylaimus Efeito Pepita Puro

<i>Criconemoides</i>	Exponencial	0,31	0,73	17	0,82	42,46	Moderado	-0,14	1,05
----------------------	-------------	------	------	----	------	-------	----------	-------	------

Helicotylenchus Efeito Pepita Puro

Meloidogyne Efeito Pepita Puro

A5 – Banco de Germoplasma de Cajá

Acrobeles Efeito Pepita Puro

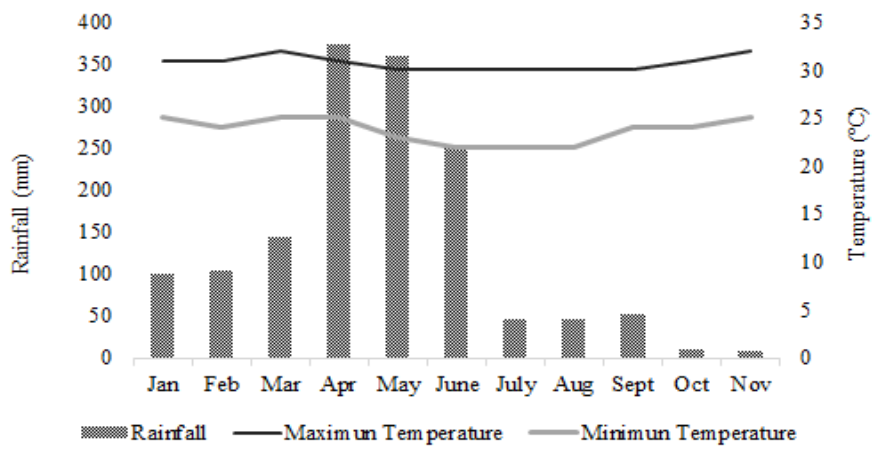
<i>Dorylaimus</i>	Exponencial	0,4	0,57	19	0,7	70,17	Moderado	0,02	1,09
-------------------	-------------	-----	------	----	-----	-------	----------	------	------

Criconemoides Efeito Pepita Puro

<i>Helicotylenchus</i>	Exponencial	0,3	0,9	24	0,81	33,33	Moderado	-0,03	1,00
<i>Meloidogyne</i>	Gaussiano	0,8	0,7	32	0,98	114,28	Fraco	-0,01	1,00

760 C_0 : Efeito Pepita, $C_0 + C_1$: Patamar, a: Alcance, R^2 : Coeficiente de determinação, $C_0/C_0 + C$: Grau de dependência espacial, DP: Desvio Padrão

761



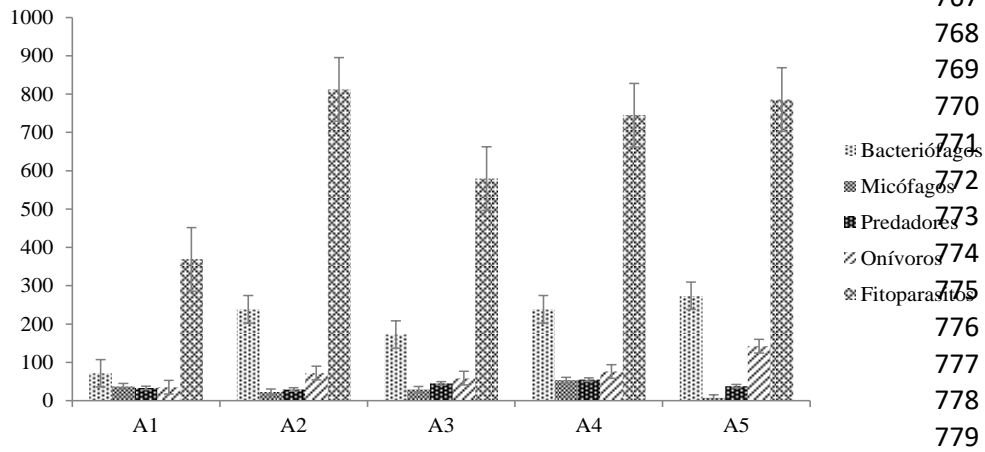
762

763

764 **Figura 1.** Distribuição média das chuvas e temperatura anual durante 2016 na Paraíba.

765

766



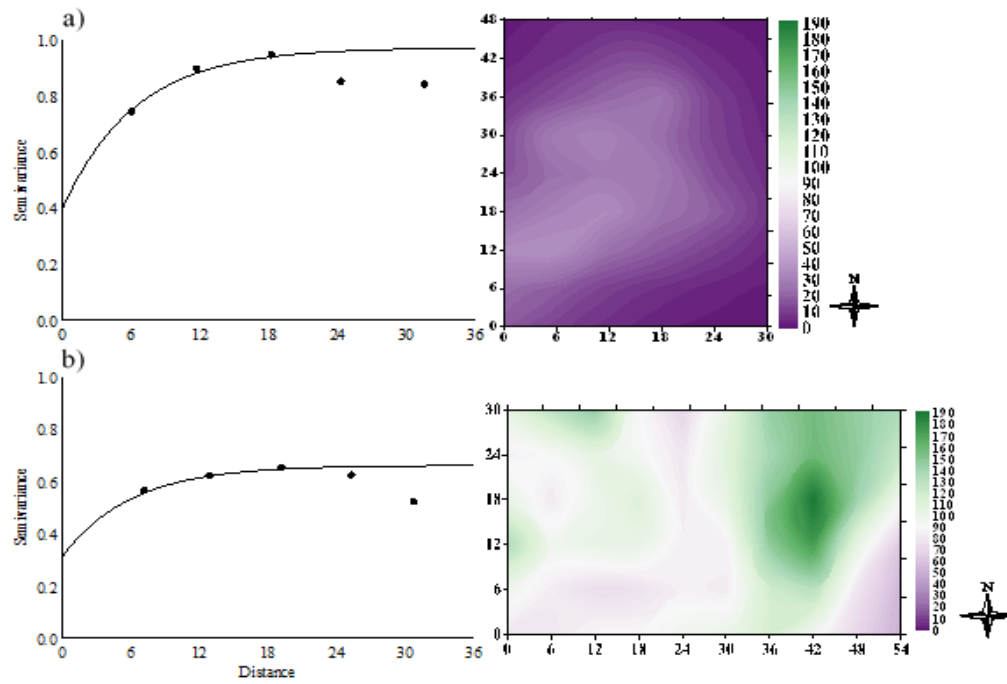
780

781

782 **Figura 2.** Representação dos Grupos Tróficos em áreas cultivadas com fruteiras na Paraíba

783 apresentados no gráfico de erro padrão.

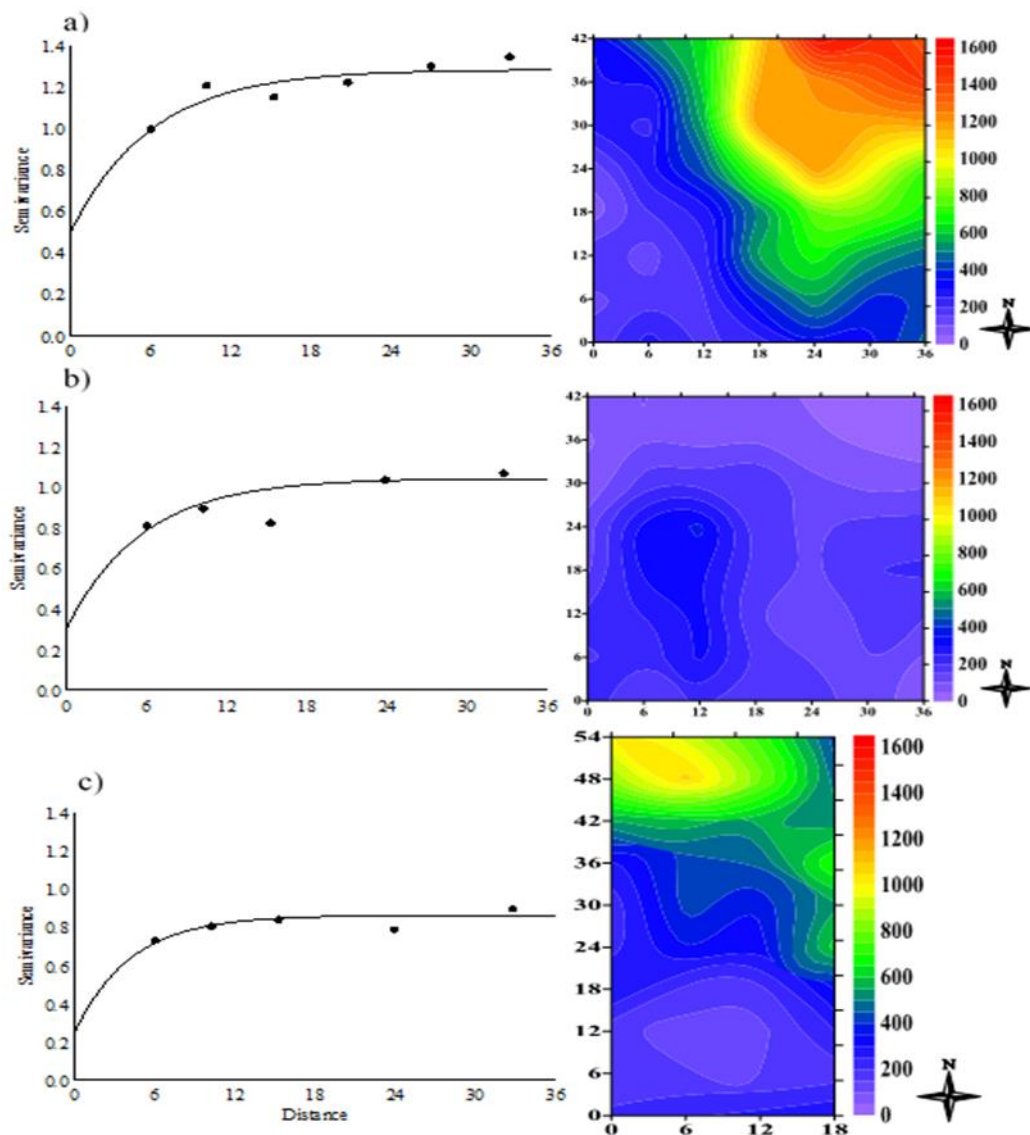
784



796 **Figura 3.** Semivariogramas teóricos e experimentais e mapas de contorno para *Dorylaimus*

797 nas áreas a) A1; b) A5.

798



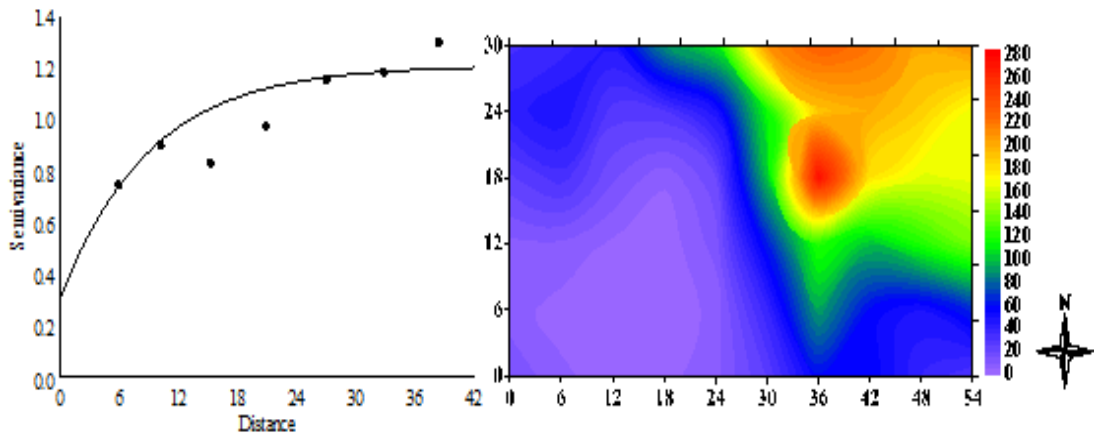
799

800 **Figura 4.** Semivariogramas teóricos e experimentais e mapas de contorno para

801 *Criconemoides* nas áreas a) A2; b) A3; c) A4.

802

803

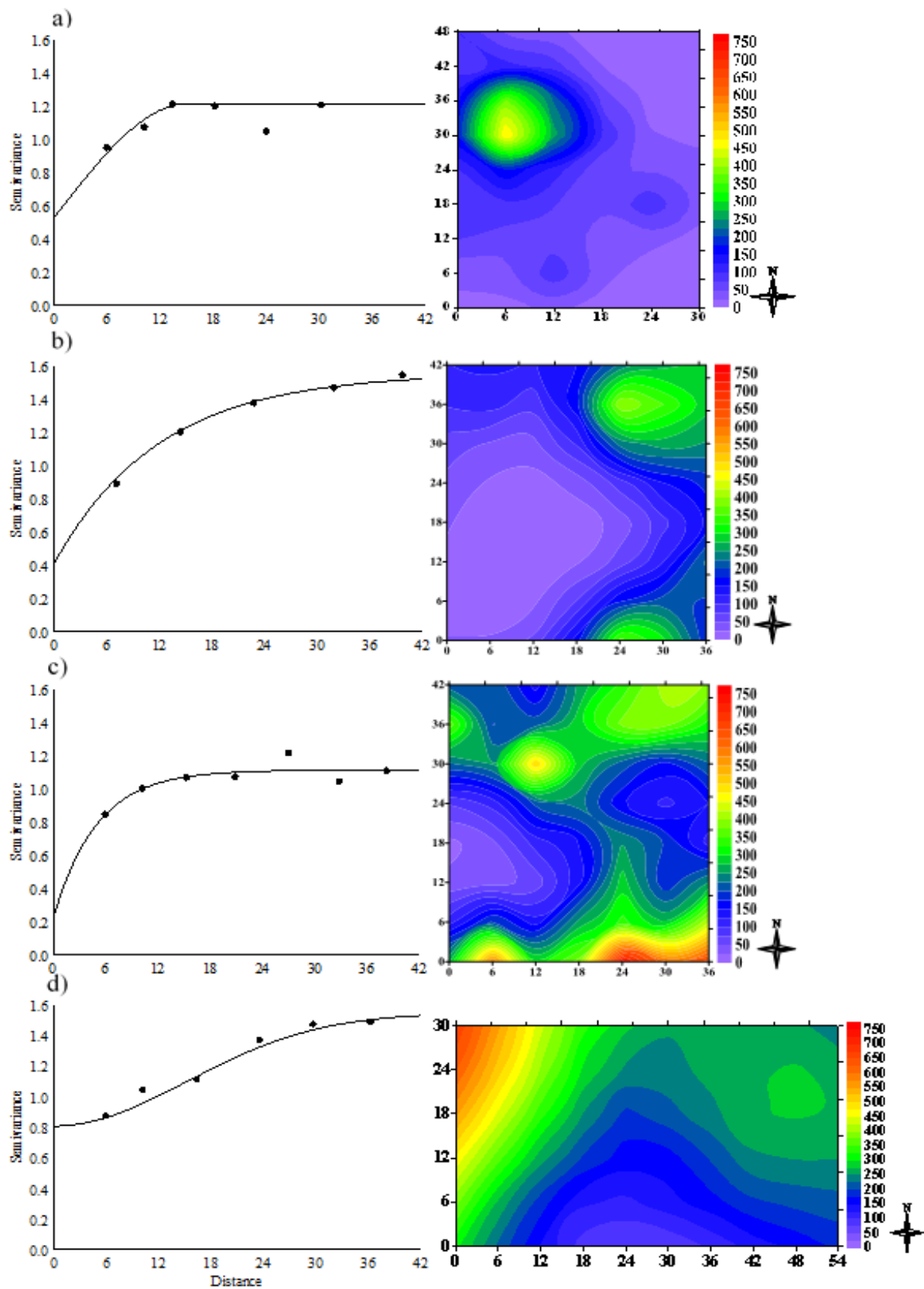


804

805 **Figura 5.** Semivariograma teórico e experimental e mapa de contorno para o gênero

806 *Helicotylenchus* na área A5.

807



808 **Figura 6.** Semivariogramas teóricos e experimentais e mapas de contorno para o gênero

809 *Meloidogyne* nas áreas a) A1; b) A2; c) A3; d) A5.

810

811 **Checklist for Manuscripts (Include with Submitted Manuscript)**

812

- 813 [] Manuscript has not been published previously or simultaneously submitted elsewhere.
- 814 [] Manuscript has been critically reviewed by 2 colleagues and their names are provided.
- 815 [] Formatted as Microsoft Word for Windows or other acceptable format
- 816 [] Manuscript are formatted and submitted for 8.5 x 11 inch (A4) paper.
- 817 [] All page margins are 1 set at inch (left, right, top and bottom).
- 818 [] Manuscript is double-spaced (including tables), and 12 point font is used.
- 819 [] Text is left hand justified **only**.
- 820 [] Pages are marked with page numbers in the upper right corner, and line numbers restart
821 on each page.
- 822 [] Authors are listed under the title with full names and affiliation including department,
823 institution, or company, and location.
- 824 [] Corresponding author is designated and an email address and complete mailing address
825 (**including postal code, fax and telephone number**) is included for the corresponding
826 author.
- 827 [] A running head of no more than 60 characters is included under the author affiliations.
- 828 [] Scientific binomials and other words, symbols that are italicized in Nematropica are
829 either italicized or underlined in the manuscript. **The two styles are not mixed.**
- 830 [] Tables are cited in numeric order in the body of the manuscript; and any nonstandard
831 abbreviations are explained in table footnotes.
- 832 [] Captions for figures are listed following “Literature Cited” and tables.
- 833 [] Figures should be provided as separate files and be at least 300 dpi and submitted in
834 jpeg format.
- 835 [] References are cited in the text by first author’s surname and year of publication.
- 836 [] All references are listed in alphabetical order by authors’ surnames and are in the style
837 appropriate for Nematropica described in the guide to authors.
- 838 [] References are double-checked for the accuracy of each citation and that each is cited in
839 the text. All references cited in the text should also be listed in the “Literature Cited.”

840

CAPÍTULO III

Conclusões Gerais

CONCLUSÕES GERAIS

- ✓ Nas cinco áreas estudadas foi observado maior número de fitonematoides em relação aos nematoides de vida livre.
- ✓ Dentre os fitoparasitos *Criconemoides*, *Helicotylenchus*, *Meloidogyne*, *Pratylenchus* e *Trichodorus* são comuns a todas as áreas.
- ✓ O gênero *Meloidogyne* apresentou-se em maior quantidade nas duas áreas com cajazeira.
- ✓ Foi encontrada associação entre *Meloidogyne* sp. e *Fusarium* sp. na área cultivada com goiabeira 'Paluma'.
- ✓ *Dorylaimus*, *Criconemoides*, *Helicotylenchus* e *Meloidogyne* apresentaram dependência espacial, *Meloidogyne* apresentou dependência espacial nas áreas cultivadas com Goiabeira, Graviroleira, Clones de Cajazeira e Banco de Germoplasma de Cajazeira e *Criconemoides* nas áreas cultivadas com Graviroleira, Clones de Cajazeira e Aceroleira.
- ✓ Para os nematoides que apresentaram distribuição espacial foram gerados semivariogramas e mapas de contorno.