



**MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO**  
**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA - UFRA**  
**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA**

**ÉDER BRUNO REBELO DA SILVA**

**DISTRIBUIÇÃO E IDENTIFICAÇÃO DE ESPÉCIE DE *Meloidogyne* (NEMATOIDES  
FORMADORES DE GALHA) EM CULTIVOS DE HORTALIÇAS  
CONVENCIONAIS E PANC'S NA AMAZÔNIA ORIENTAL**

**CAPANEMA**

**2022**

**ÉDER BRUNO REBELO DA SILVA**

**DISTRIBUIÇÃO E IDENTIFICAÇÃO DE ESPÉCIE DE *Meloidogyne* (NEMATOIDES  
FORMADORES DE GALHA) EM CULTIVOS DE HORTALIÇAS  
CONVENCIONAIS E PANC'S NA AMAZÔNIA ORIENTAL**

Dissertação de mestrado apresentada à Universidade Federal Rural da Amazônia, como parte das exigências do curso de Pós-graduação em Agronomia, área de concentração: Agronomia, para a obtenção do título de Mestre.

Orientadora: Prof<sup>a</sup> Dra. Rafaele Fazzi Gomes  
Coorientador: Prof<sup>o</sup> Dr. Pedro Luiz Martins Soares

**CAPANEMA**

**2022**

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)  
Bibliotecas da Universidade Federal Rural da Amazônia  
Gerada automaticamente mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

---

S586d Silva, Éder Bruno Rebelo da  
DISTRIBUIÇÃO E IDENTIFICAÇÃO DE ESPÉCIE DE Meloidogyne (NEMATOIDES  
FORMADORES DE GALHA) EM CULTIVOS DE HORTALIÇAS CONVENCIONAIS E PANCs NA  
AMAZÔNIA ORIENTAL / Éder Bruno Rebelo da Silva. - 2023.  
66 f. : il. color.

Dissertação (Mestrado) - Programa de PÓS-GRADUAÇÃO em Agronomia (PPGA), Campus Universitário  
de Belém, Universidade Federal Rural Da Amazônia, Belém, 2023.

Orientador: Profa. Dra. Rafaele Fazzi Gomes

Coorientador: Prof. Dr. Pedro Luiz Martins Soares.

1. Meloidoginose. 2. Levantamento populacional. 3. Horticultura na Amazônia. I. Gomes, Rafaele  
Fazzi. *orient.* II. Título

---

CDD 635

**ÉDER BRUNO REBELO DA SILVA**

**DISTRIBUIÇÃO E IDENTIFICAÇÃO DE ESPÉCIE DE *Meloidogyne* (NEMATOIDES  
FORMADORES DE GALHA) EM CULTIVOS DE HORTALIÇAS  
CONVENCIONAIS E PANC'S NA AMAZÔNIA ORIENTAL**

Dissertação de mestrado apresentada à Universidade Federal Rural da Amazônia, como parte das exigências do curso de Pós-graduação em Agronomia, área de concentração: Agronomia, para a obtenção do título de Mestre.

Orientadora: Prof<sup>a</sup> Dra. Rafaelle Fazzi Gomes

**Aprovado em 05 de dezembro de 2022**

**BANCA EXAMINADORA**

---

Prof<sup>o</sup> Dr. Pedro Luiz Martins Soares – Presidente  
UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA – UNESP

---

Prof<sup>a</sup> Dra. Gisele Barata da Silva  
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA - UFRA

---

Prof<sup>a</sup> Dra. Edicleide Macedo da Silva  
INSTITUTO NACIONAL DO SEMI-ÁRIDO - INSA

---

Prof<sup>o</sup> Dr. Arinaldo Pereira da Silva  
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DA AMAZÔNIA – UFRA

## AGRADECIMENTOS

Agradecer é um ato muito importante depois de uma longa caminhada até a conquista do título de mestre. Neste percurso muitas pessoas se fizeram presentes, outras transmitiam pensamentos e palavras positivas. Jamais me esquecerei destas pessoas que não mediram esforços e tempo para me apoiar e acompanhar minha trajetória.

Agradeço primeiramente a Deus, pelo dom da vida e por sempre estar guiando meus passos, dando proteção e forças para vencer os obstáculos da vida.

Em especial agradeço aos meus pais Ceila Rebelo e Éderson Monteiro. A mãe, sempre dedicada, atenciosa e incentivadora. Ao meu pai, expressei minha imensa gratidão por toda ajuda e apoio no decorrer desses 24 meses, pela confiança que me deu e principalmente por acreditar no meu sonho. A meu irmão Erik Rebelo pelo apoio e pela ajuda familiar nos momentos que não estive presente.

A minha família pela compreensão, pois muitas vezes deixei de acompanhá-los ou visitá-los, mas foi por um bom motivo – me tornar mestre em Agronomia, área ao qual tenho imenso orgulho.

A minha avó Célia M<sup>a</sup> P. Rebelo por toda ajuda, compreensão e incentivo nos dias difíceis e por ser uma grande apoiadora dessa conquista, juntamente com meu avô Eudo Pereira Rebelo.

A minha tia, Lya Pantoja Rebelo fiel incentivadora e apoiadora, meus mais sinceros agradecimentos, saiba que foi crucial no meu crescimento, por muitas vezes me ajudando a superar desafios e colaborando nas mais diversas formas.

Aos meus amigos, “Muito obrigado!” foram essenciais em dias que somente a amizade é capaz de nos confortar e de nos motivar em pequenos detalhes e incentivos, onde cada um me expressou de uma forma inesquecível e única. Em **especial** (Em ordem alfabética): Ana Luíza, Edrian, Kallyop, Roseane, Tainá e Welligton. Destaco minha eterna gratidão a Maria Roseane e ao Welligton por estarem comigo em todos os momentos da elaboração dessa pesquisa, tanto em Capanema quanto em Jaboticabal, São Paulo.

Agradeço também, a todos meus colegas do PPG que compartilharam dos inúmeros desafios que enfrentamos, sempre com o espírito colaborativo. Juntos conseguimos avançar e ultrapassar todos os obstáculos.

Agradeço a minha orientadora e professora doutora Rafaelle Gomes por aceitar conduzir junto a mim essa pesquisa, por não medir esforços para conseguir subsídios para a execução desde trabalho, e principalmente pelo compartilhamento dos seus conhecimentos.

Obrigado e gratidão! Ao meu coorientador doutor Pedro Soares expresso toda minha gratidão, és um exemplo de positividade e calma. Obrigado por me conduzir a este título e por me ensinar a identificar espécies de nematoides.

Agradeço também ao GEOA, pelo comprometimento e pela ajuda na execução desta pesquisa, em especial: Andressa, Isabelle, Raylane e Renata. A toda equipe do LABNEMA, que me acolheram durante 4 meses. OBRIGADO!

Expresso minha gratidão aos meninos da “República Pé de Manga”, em especial ao Marcos Vinicius por me acolher tão bem durante essa pequena estadia de 4 meses em Jaboticabal.

Agradeço a CAPES, pelo financiamento dessa pesquisa.

Por último, quero agradecer a todos os funcionários, mestres, e a secretária do PGAGRO da Universidade Federal Rural da Amazônia, pela paciência e dedicação, foram essenciais para que este processo fosse concluído satisfatoriamente.

## RESUMO

As áreas agrícolas com a presença de nematoides são responsáveis pela geração de elevados prejuízos, principalmente em regiões de clima tropical e subtropical. Por isso, um dos grandes problemas enfrentados em áreas agrícolas com a presença de nematoides é a dificuldade de manejo, o que resulta em grandes perdas no campo. Dessa forma, a identificação das espécies é um dos requisitos principais para as orientações e para a adoção de medidas de controle. Assim, por meio dos levantamentos é possível realizar a identificação da comunidade nematológica presente na área agrícola e determinar seu nível populacional no local. Nesse cenário, ainda é incipiente o número de pesquisas sobre a ocorrência e a identificação de fitonematoides em hortaliças no estado do Pará. Nesse contexto, esta pesquisa visou obter informações sobre a ocorrência e distribuição de nematoides formadores de galha em hortaliças na região nordeste paraense. Para o cumprimento deste propósito, o primeiro capítulo desta dissertação dedicou-se à revisão de literatura, sendo uma análise exploratória sem recorte temporal, ao qual abrangeu os principais pontos discutidos no decorrer dessa pesquisa, sendo consultados e analisados diferentes estudos publicados nas principais bases de dados disponíveis. O segundo capítulo trata-se do artigo na íntegra onde apresentou-se a metodologia proposta para a obtenção dos dados, posteriormente descreveu-se os resultados encontrados, ao qual demonstrou-se as principais práticas culturais realizada na área, por meio do histórico da área, em seguida foram identificadas as espécies, municípios de ocorrência e as principais culturas parasitadas, seguido pela discussão e conclusão. Com isso, notou-se que todas as localidades apresentaram nematoides formadores de galha, e entre as espécies de *Meloidogyne* identificadas, a predominante foi *Meloidogyne incognita*, cuja ocorrência foi verificada em todos os municípios desse estudo, sendo as demais espécies identificadas *Meloidogyne enterolobii* e *Meloidogyne javanica*, parasitando as culturas da chicória da Amazônia, alface, coentro, tomate-cereja, espinafre, couve, pepino, jerimum, pimenta de cheiro, cariru, pimenta ardosa e jambu. Com isso, notou-se que a população de nematoides formadores de galha está parasitando culturas olerícolas e essa situação demonstra a necessidade da ampliação dos estudos com nematoides na região do nordeste paraense, principalmente se tratando de hortaliças, pois estas estão entre as culturas mais afetadas por *Meloidogyne* spp. Por isso, a realização deste estudo é imprescindível, pois considera a existência da fauna nematológica do gênero *Meloidogyne* em áreas produtoras de hortaliças.

**Palavras-chave:** Meloidoginose. Levantamento populacional. Horticultura na Amazônia.

## ABSTRACT

Agricultural areas with the presence of nematodes are responsible for the generation of high losses, mainly in tropical and subtropical regions. Therefore, one of the major problems faced in agricultural areas with the presence of nematodes is the difficulty of handling, which results in large losses in the field. Thus, species identification is one of the main requirements for guidelines and the adoption of control measures. Thus, through surveys, it is possible to identify the nematological community present in the agricultural area and determine its population level in the area. In this scenario, the number of studies on the occurrence and identification of phytonematodes in vegetables in the state of Pará is still incipient. In this context, this research aimed to obtain information about the occurrence and distribution of root-knotting nematodes in vegetables in the northeast region of Pará. For the fulfillment of this purpose, the first chapter of this dissertation was dedicated to the literature review, being an exploratory analysis without temporal cut, which covered the main points discussed during this research, being consulted and analyzed different studies published in the main databases of available data. The second chapter deals with the article in its entirety where the proposed methodology for obtaining the data was presented, later the results found were described, which demonstrated the main cultural practices carried out in the area, through the history of the área, then the species, municipalities of occurrence and the main parasitized crops were identified, followed by the discussion and conclusion. With this, it was noted that all localities had root-forming nematodes, and among the *Meloidogyne* species identified, the predominant one was *Meloidogyne incognita*, whose occurrence was verified in all municipalities of this study, with the other identified species *Meloidogyne enterolobii* and *Meloidogyne javanica*, parasitizing the crops of Amazon chicory, lettuce, coriander, cherry tomatoes, spinach, cabbage, cucumber, pumpkin, sweet pepper, cariru, hot pepper and jambu. With this, it was noted that the population of root-forming nematodes is parasitizing vegetable crops and this situation demonstrates the need to expand studies with nematodes in the northeastern region of Pará, especially when it comes to vegetables, as these are among the most affected crops. by *Meloidogyne* spp. Therefore, carrying out this study is essential, as it considers the existence of nematological fauna of the genus *Meloidogyne* in vegetable producing areas.

**Keywords:** Meloidoginoses. Population survey. Horticulture in the Amazon.

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Ciclo de vida do nematoide-de-galha ( <i>Meloidogyne</i> spp.).....	16
Figura 2 - Mapa de localização das propriedades onde foram realizadas as coletas em áreas produtoras de hortaliças na região nordeste paraense. ....	34
Figura 3 - Esquema de coleta em zigue-zague próximo a rizosfera com 30 cm de profundidade. ....	36
Figura 4 - Homogeneização das subamostras (A). Amostra homogeneizadas (B). Amostra composta com 500 g de solo e 200 g de raízes e acondicionadas em sacos plásticos (C). Amostra identificadas (D). Amostras conservadas em caixa térmica (E). Amostras acondicionadas em geladeira a 10° (F). ....	37
Figura 5 - Alíquota de 100 cm <sup>3</sup> de solo para a extração (A). Torrões totalmente desmanchados para a liberação do nematoides (B). Suspensão vertida em peneira de 60 mesh retendo partículas maiores (C). Suspensão vertida em peneira de 60 e 500 mesh (D). Remoção do material presente com auxílio de uma pisseta (E). Suspensão em tubos de centrífuga (F).....	38
Figura 6 - Material em tubos para a centrifugação a 1750 rpm (A). Adição de sacarose (B). Sacarose sendo misturada ao pellet (C). Material com nematoides em tubos de ensaio (D). ..	39
Figura 7 - Pesagem de 10g de raízes de cada amostra (A). Raízes sendo trituradas com solução de hipoclorito de sódio(B). Suspensão vertida em peneira de 60 e 400 mesh (C). Adição de 1cm <sup>3</sup> de caulim(D). Amostras transferidas para tubos de centrífuga (E). Amostras em centrífuga (F). ....	40
Figura 8 - Microscópio óptico utilizado na contagem dos nematoides (A). Câmara de Peters auxilia na contagem dos nematoides por quadrante (B). Visualização nematoides na câmara de Peters, quadrante canto inferior direito (C). ....	41
Figura 9 - Densidade populacional total de juvenis (J2) em amostra de solo e raízes coletas em áreas produtoras de hortaliças no nordeste paraense (A). Densidade de ovos em amostra de solo e raízes coletas em áreas produtoras de hortaliças no nordeste paraense (B). (Bt: Bonito, Bg: Bragança, Cap: Capanema, Ntb: Nova Timboteua, Pmv: Primavera, Qtp: Quatipuru, Slp: Santa Luzia do Pará, Sn: Santarém Novo, Sjp: São João de Pirabas, Tct: Tracuateua).....	46
Figura 10 - Densidade populacional de juvenis (J2) de <i>Meloidogyne incognita</i> em amostra de solo e raízes coletas em áreas produtoras de hortaliças no nordeste paraense (A). Densidade de ovos de <i>Meloidogyne incognita</i> em amostra de solo e raízes coletas em áreas produtoras de hortaliças no nordeste paraense (B). (Bt: Bonito, Bg: Bragança, Cap: Capanema, Ntb: Nova	

Timboteua, Pmv: Primavera, Qtp: Quatipuru, Slp: Santa Luzia do Pará, Sn: Santarém Novo, Sjp: São João de Pirabas, Tct: Tracuateua). .....	47
Figura 11 - Densidade populacional de juvenis (J2) de <i>Meloidogyne javanica</i> em amostra de solo e raízes coletas em áreas produtoras de hortaliças no nordeste paraense (A). Densidade de ovos de <i>Meloidogyne javanica</i> em amostra de solo e raízes coletas em áreas produtoras de hortaliças no nordeste paraense (B). (Cap: Capanema, Qtp: Quatipuru, Tct: Tracuateua). ....	48
Figura 12 - Densidade populacional de juvenis (J2) de <i>Meloidogyne enterolobii</i> em amostra de solo e raízes coletas em áreas produtoras de hortaliças no nordeste paraense (A). Densidade de ovos de <i>Meloidogyne enterolobii</i> em amostra de solo e raízes coletas em áreas produtoras de hortaliças no nordeste paraense (B). (Cap: Capanema, Slp: Santa Luzia do Pará). .....	49
Figura 13 - Raízes de chicória da Amazônia com galhas formadas por <i>Meloidogyne incognita</i> (A). Fenótipos de esterese de populações de <i>M. incognita</i> , (J3) fenótipo de <i>M. javanica</i> (padrão), (Mi.2) <i>M. incognita</i> com duas bandas (B). Configuração perineal de fêmeas de <i>M. incognita</i> , com arco dorsal trapezoidal e estrias grossas (C). Região anterior macho, com detalhes da região labial, nódulos basais (a), região labial trapezoidal do macho (b) e disco labial proeminente com estrias transversais (c) (D). .....	52

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Perguntas aplicadas no questionário sobre as práticas de manejo utilizadas nas áreas de produção de hortaliças. ....	35
Tabela 2 - Municípios de coleta, quantitativo de propriedades coletadas e culturas de hortaliça. ....	35
Tabela 3 - Práticas culturais realizadas nas propriedades produtoras de hortaliças nas áreas amostradas em municípios da região nordeste paraense. ....	43
Tabela 4 - Principais sintomas observados nas áreas produtoras de hortaliças do nordeste paraense durante o período de coleta. ....	44
Tabela 5 – Adaptação da classificação do número de galhas segundo Taylor e Sasser (1978) para amostras de raízes de hortaliças em municípios do nordeste paraense. ....	45
Tabela 6 - Presença e ausência de espécies de <i>Meloidogyne</i> em municípios produtores de hortaliças no nordeste paraense. ....	45
Tabela 7 - Densidade relativa de espécies de <i>Meloidogyne</i> spp., em amostras de hortaliças oriundas do nordeste paraense. ....	49
Tabela 8 - Incidência por localidade, estimada em porcentagem, pelas espécies de maior ocorrência nos municípios da região nordeste paraense. ....	50
Tabela 9 - Frequência de espécies de <i>Meloidogyne</i> por culturas em municípios produtores de hortaliças no nordeste paraense. ....	50

## SUMÁRIO

<b>1</b>	<b>CONTEXTUALIZAÇÃO</b> .....	<b>13</b>
<b>2</b>	<b>CAPÍTULO I – REVISÃO DE LITERATURA</b> .....	<b>15</b>
<b>2.1</b>	<b>Nematoides de galha</b> .....	<b>15</b>
<b>2.2</b>	<b>Nematoides formadores de galha em áreas produtoras de hortaliças</b> .....	<b>17</b>
<b>2.3</b>	<b>Levantamento populacional de nematoides formadores de galha</b> .....	<b>19</b>
<b>2.4</b>	<b>Produção de hortaliças na Amazônia</b> .....	<b>21</b>
	<b>REFERÊNCIAS</b> .....	<b>23</b>
<b>3</b>	<b>CAPÍTULO II – DISTRIBUIÇÃO E IDENTIFICAÇÃO DE ESPÉCIE DE <i>Meloidogyne</i> (NEMATOIDES FORMADORES DE GALHA) EM CULTIVOS DE HORTALIÇAS CONVENCIONAIS E PANC’S NA AMAZÔNIA ORIENTAL</b> .....	<b>30</b>
	<b>RESUMO</b> .....	<b>30</b>
	<b>ABSTRACT</b> .....	<b>31</b>
<b>3.1</b>	<b>Introdução</b> .....	<b>32</b>
<b>3.2</b>	<b>Material e Métodos</b> .....	<b>33</b>
3.2.1	Região de coleta.....	33
3.2.2	Levantamento de informações do histórico de cultivo das propriedades .....	34
3.2.3	Amostragem e coletas .....	35
3.2.4	Extração no solo.....	37
3.2.5	Extração nas raízes.....	39
3.2.6	Estimativa populacional e identificação das espécies.....	40
3.2.7	Características avaliadas .....	41
3.2.8	Análise estatística.....	42
<b>4</b>	<b>Resultados</b> .....	<b>43</b>
<b>5</b>	<b>Discussão</b> .....	<b>52</b>
<b>6</b>	<b>Conclusão</b> .....	<b>60</b>
	<b>REFERÊNCIAS</b> .....	<b>60</b>

## 1 CONTEXTUALIZAÇÃO

As áreas agrícolas com a presença de nematoides são responsáveis pela geração de elevados prejuízos, principalmente em regiões de clima tropical e subtropical (WOLFGANG *et al.*, 2019). O gênero *Meloidogyne* conhecido como nematoide formador de galha apresenta inúmeras espécies, sendo relatadas parasitando diversas culturas em várias parte do mundo, o que o torna o fitonematoide de maior importância econômica, pois prejudicam a absorção de água e nutrientes, resultando em menor crescimento da parte aérea, manchas cloróticas, murcha e diminuição da produtividade (BELLE *et al.*, 2017; KEPENEKCI *et al.*, 2019).

No campo, as culturas infectadas manifestam em suas folhas sintomas de amarelecimento e menor porte, principalmente em áreas denominadas reboleiras (CHARCHAR, 1995). A interação entre o ambiente favorável, hospedeiro suscetível e o patógeno agressivo e virulento, contribuem com os danos ocasionados pelos nematoides, visto que somente em condições adequadas o patógeno se instala, reproduz e gera danos (PERIPOLLI *et al.*, 2018).

Por isso, um dos grandes problemas enfrentados em áreas agrícolas com a presença de nematoides é a dificuldade de manejo, o que resulta em grandes perdas no campo. Essas perdas, em regiões tropicais e subtropicais, são estimadas em cerca de 80% da produção agrícola (NICOL *et al.*, 2011). Ademais, a necessidade de se hospedarem a uma cultura torna os reflexos desses parasitismos mais evidentes, ocasionando o aparecimento de galhas em quantidade e tamanhos variados e diminuição do sistema radicular, sintomas que variam de acordo com a suscetibilidade da cultura e nível populacional dos nematoides (KEPENEKCI *et al.*, 2019).

Dessa forma, a identificação das espécies é um dos requisitos principais para as orientações e para a adoção de medidas de controle (SYUUTO *et al.*, 2021). Assim, por meio dos levantamentos é possível realizar a identificação da comunidade nematológica presente na área agrícola e determinar seu nível populacional no local.

As áreas de produção de culturas hortícolas geralmente adotam monocultivo com uso intensivo do solo durante o ano todo, o que pode agravar a problemática dos nematoides formadores de galha. Para Pinheiro *et al.* (2019) o cultivo intensivo de hortaliças favorece o desenvolvimento de nematoides, mesmo considerando sua baixa mobilidade, pois o constante uso do solo, aliado a não identificação dos patógenos favorecem a sua disseminação.

Nesse cenário, ainda é incipiente o número de pesquisas sobre a ocorrência e a identificação de fitonematoides em hortaliças no estado do Pará. Essa situação demonstra a necessidade da ampliação dos estudos com nematoides na região do nordeste paraense,

principalmente se tratando de hortaliças, pois estas estão entre as culturas mais afetadas por *Meloidogyne* spp.

Por isso, a realização deste estudo é imprescindível, pois considera a existência da fauna nematológica do gênero *Meloidogyne* em áreas produtoras de hortaliças. Nesse contexto, esta pesquisa visou obter informações sobre a ocorrência e distribuição de nematoides formadores de galha em hortaliças na região nordeste paraense.

## 2 CAPÍTULO I – REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1 Nematoides de galha

Os nematoides formadores de galha são conhecidos por ocasionarem o engrossamento das raízes nos locais de infecção do juvenil do segundo estágio, resultante da hipertrofia e hiperplasia celular no cilindro vascular e no parênquima cortical ao redor do corpo do nematoide em desenvolvimento. As galhas são oriundas da própria planta, em decorrência da secreção produzidas por esses parasitas (FREITAS *et al.*, 2012; KALOSHIAN; TEIXEIRA, 2019).

Nesse contexto, os nematoides são considerados endoparasitos sedentários obrigatórios de vegetais, formadores de galha em raízes. Pertencem a ordem Tylenchida, família Meloidogyndae e gênero *Meloidogyne*. Apresentam formas cilíndricas, filiformes e alongada, são praticamente transparente e medem aproximadamente um milímetro de comprimento (FERRAZ, 2016). Esses fitonematoides são encontrados mundialmente e são a restrição biótica que mais prejudica a produção agrícola, devido, sua elevada taxa de disseminação, adaptação e a alta capacidade reprodutiva, que proporciona o rápido crescimento de populações em áreas infestadas, fato que se agrava com a elevada gama de hospedeiros (FREITAS, 2001; YADAV, 2017; TAZI *et al.*, 2020).

O nematoide formador de galha foi evidenciado pela primeira vez em 1855 pelo reverendo M. J. Berkeley, posteriormente em 1887, por Emilio Goeldi, que apresentou importantes contribuições sobre o entendimento deste grupo de fitonematoides, publicando a descrição de *Meloidogyne exigua* em raízes de plantas do café no Brasil. Essas foram as primeiras investigações de espécies de *Meloidogyne* como causa de doença em espécies vegetais (FERRAZ; BROWN, 2016).

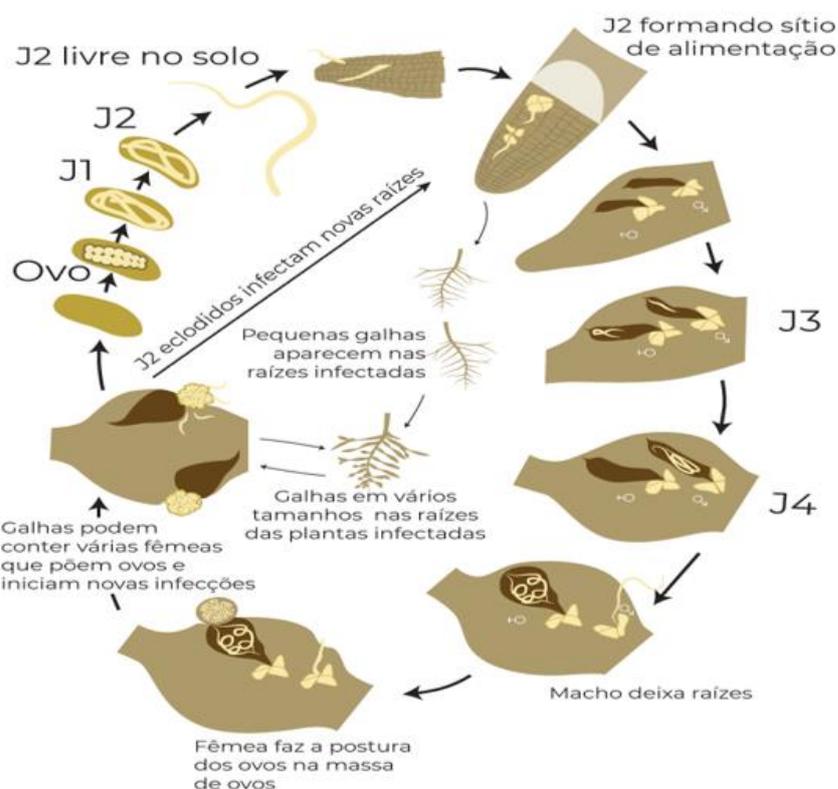
No Brasil é o endoparasita sedentário de maior ocorrência, sendo descritas 20 espécies, (CARNEIRO *et al.*, 2016). Dentre as espécies relatadas, algumas destacam-se, pois totalizam mais de 95% dos nematoides de galha em solos agricultáveis, são elas, *M. incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* e *M. hapla* (TIHOHOD, 1993; ELLING, 2012).

O ciclo de vida desses nematoides é de 21 a 28 dias e a faixa ideal de temperatura é de 25 a 30 °C, entretanto ocorre variações nos índices populacionais em diferentes épocas do ano, em períodos mais quente com baixa precipitação o ciclo é de cerca de três semanas e em períodos com alta precipitação pluviométrica o ciclo é de cerca de sete semanas, resultando em um atraso no crescimento populacional desses fitonematoides em temperaturas mais amenas

(FERRAZ; BROWN, 2016; BOZBUGA *et al.*, 2018; IBRAHIM *et al.*, 2019). O ciclo em questão é distribuído em seis estádios fenológicos: ovo, quatro fases juvenis (J1, J2, J3 e J4) e adultos (macho ou fêmea), sendo que a maioria das espécies se reproduzem por partenogênese, sem a necessidade de copulação (FERRAZ, 2018).

Durante o ciclo de vida a fêmea adulta faz a postura em matriz gelatinosa protetora, que forma uma massa de ovos encontrada na rizosfera, ou internalizadas em tecidos de galhas radiculares. O juvenil de primeiro estágio (J1), ocorre imediatamente a embriogênese que após uma ecdise avança para o segundo estágio (J2), que passa por eclosão do J2, sendo essa a fase infectante (Figura 1). Durante a fase infectante os nematoides buscam a zona de crescimento das raízes e a penetram com auxílio do estilete bucal, garantindo a ingestão e alimentos disponibilizados pelo hospedeiro, após a indução da célula de alimentação (BALDACCI-CRESP, 2015).

Figura 1 - Ciclo de vida do nematoide-de-galha (*Meloidogyne* spp.).



Fonte: Belle (2019).

Após estabelecer o sítio de alimentação os nematoides formadores de galha induzem a formação de células maiores e multinucleadas em células parênquimas vasculares (SIDDIQUI, 2014). No decorrer do estágio J2 os nematoides definem suas características

sexuais e posteriormente avançam para os próximos dois estádios (J3 e J4), que devido a perda do estilete não se alimentam até atingirem a fase adulta, novamente com o estilete, fase marcada por um elevado dimorfismo sexual, onde os machos se tornam vermiformes e deixam as raízes e as fêmeas, adquirem forma robusta/obesa, iniciando a produção de ovos (FERRAZ; BROWN, 2016).

Uma vez dentro das raízes os nematoides ocasionam o aparecimento de tumores ou galhas nas raízes, principal característica de infecção por *Meloidogyne* spp. criando sítios de alimentação, chamadas de células nutridoras multinucleadas especializadas, dessa maneira estabelecem e mantêm um relacionamento íntimo com a planta hospedeira durante o parasitismo (CASTAGNONE-SERENO *et al.*, 2013; PUN *et al.*, 2021).

Grande parte dos danos causados por infecção por nematoides formadores de galha ocorre nas raízes, entretanto, sintomas podem ser notados na parte aérea das plantas, chamados de sintomas reflexo. Espécies vegetais severamente acometidas apresentam sintomas de murcha, visto que as raízes com galhas limitam a sua capacidade de absorção, transporte de água para as estruturas vegetais das plantas (MANTELIN *et al.*, 2017). Além do mais, plantas afetadas podem apresentar sintomas de deficiência nutricional, devido, a capacidade reduzida de absorver e transportar nutrientes a partir da solução do solo (FREITAS *et al.*, 2016; PINHEIRO, 2017).

Outros sintomas incluem nanismo, queda de produção, crescimento reduzido, folhas pequenas e necrose foliar que em condições de ataques mais severos pode ocorrer a morte da planta. Em alguns casos, o sistema radicular torna-se susceptível a ataques de outros patógenos, como fungos e bactérias que resultam em doenças complexas (MANTELI *et al.*, 2017; BHARDWAJ *et al.*, 2021).

## **2.2 Nematoides formadores de galha em áreas produtoras de hortaliças**

A produção de hortaliças é tradicionalmente realizada por micro e pequenos produtores, em diversos estados brasileiros, podendo variar em escala, dimensão e no uso de tecnologias convencionais ou alternativas (OLIVEIRA; BATALHA, 2021). Nesse cenário, as hortaliças são plantas herbáceas utilizadas como alimento na sua forma natural ou em variados pratos e composições, sendo importante fonte de carboidratos, fibras, vitaminas e sais minerais (MAZIERIO *et al.*, 2017; LUZ *et al.*, 2017).

Entretanto, a produção de hortaliças limita-se por ser considerada uma atividade de grande risco, em decorrência de problemas fitossanitários, sensibilidade climáticas adversas e

maior vulnerabilidade à sazonalidade da oferta, o que ocasiona variações constantes de preços durante a comercialização (ROSA *et al.*, 2013).

Nessa perspectiva, o cultivo de hortaliças tem desencadeado diversos problemas, entre eles se destaca a elevada taxa populacional de nematoides parasitas, que ocasionam danos econômicos consideráveis ao produtor (SILVA *et al.*, 2014; SOUSA *et al.*, 2019). Assim, o uso consecutivo do solo para a produção de hortaliças ocasiona a proliferação de organismos que dão origem a problemas fitossanitários, como os nematológicos, ocasionados pelos nematoides do gênero *Meloidogyne*, formadores de galha (SILVA *et al.*, 2017).

Os nematoides pertencentes a esse gênero são os mais importantes no Brasil, na perspectiva econômica (FREITAS *et al.*, 2009). A ocorrência desses parasitas em áreas produtoras de hortaliças tem ocasionado danos irreversíveis, causados pelo parasitismo realizado no sistema radicular das plantas infectadas, dificultando a absorção de água e nutrientes (AGRIOS *et al.*, 2005).

As infestações em hortaliças geralmente são ocasionadas pelas espécies *M. incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii* que são as de maior distribuição nas áreas produtivas, justificando a incidência devido sua capacidade de reprodução em regiões com ampla variabilidade de temperaturas no solo (HUANG, 1990; ROSA *et al.*, 2013; PINHEIRO *et al.*, 2018). Sendo esses parasitas habitantes do solo e parasitas de raízes, rizomas, bulbos, caules e tubérculos, que danificam as estruturas vegetais de olerícolas ao introduzir seu estilete na parede celular e reduzirem o sistema de defesa vegetal (ORNAT; SORRIBAS, 2008; FERRAZ *et al.*, 2010).

A produção de hortaliças no Brasil é executada na maioria das vezes em regiões urbanas ou periurbanas, condições que favorecem o aumento da circulação de pessoas, animais e maquinários, o que facilita a disseminação desses nematoides entre áreas produtoras, se agravando ainda mais com o uso de condicionadores de solo não esterilizados, com tortas vegetais e com o uso de água contaminada durante a irrigação (PINHEIRO *et al.*, 2010).

Outros veículos de disseminação incluem, sementes e materiais propagativos infectados, mudas produzidas com solo ou substratos infestados, além do trânsito de animais e ventos fortes em áreas de cultivo. A monocultura de espécies vulneráveis de hortaliças durante longos períodos ocasiona a rápida multiplicação de nematoides (ROSA *et al.*, 2013).

As hortaliças parasitadas pelo *Meloidogyne* spp., são facilmente diagnosticadas no campo pela presença de massas gelatinosa de ovos e galhas no sistema radicular (KARSSSEN; MOENS, 2006). Além do mais, culturas olerícolas apresentam lesões necróticas, murchas, plantas amareladas, com tamanho e volume foliar reduzido, o que torna sua comercialização e

consumo inadequados, pois oferecem um produto de baixa qualidade ao consumidor (FREITAS, 2016; CHINAZA *et al.*, 2022).

O controle do *Meloidogyne* spp. em áreas produtoras de hortaliças é extremamente complicado, principalmente pela sua ampla distribuição em todo o território nacional, além disso esses organismos parasitam inúmeras espécies vegetais (BARBOSA *et al.*, 2018; GÁLVEZ *et al.*, 2019). A diferença biológica ligada ao parasitismo entre populações da mesma espécie, resulta em complicações na elaboração de estratégias de resistência varietal e até mesmo na rotação de culturas, que são as medidas de controle mais eficientes e viáveis economicamente (CORTE *et al.*, 2014).

### **2.3 Levantamento populacional de nematoides formadores de galha**

O controle de nematoides formadores de galha em áreas produtoras é extremamente difícil, apresentando alto custo e em sua maioria a utilização de alguns métodos de controle é ineficiente. Dessa maneira, a recomendação é aplicar simultaneamente várias estratégias de manejo, com o intuito de reduzir ou manter a população de nematoides abaixo do nível de dano econômico, assim, uma forma eficaz é realizar o monitoramento desses nematoides em áreas produtoras, por meio do levantamento populacional (OLIVEIRA, 2016).

Nessa perspectiva, a diversidade de espécies de *Meloidogyne* torna o levantamento populacional indispensável para a identificação de espécies formadoras de galha, assim como indicar sua distribuição em uma dada área. Essa prática proporciona subsídios para as pesquisas sobre o comportamento desses nematoides, assim como possibilitam a escolha de métodos de controle, visando a redução populacional e de prejuízos econômicos aos produtores (ROCHA *et al.*, 2019).

Dessa forma, deve-se considerar a importância desses nematoides na produção agrícola, pois estudos relacionados ao levantamento de espécies de relevância econômica para cada região são imprescindíveis para o desenvolvimento produtivo, servindo de base para a adoção de práticas que possibilitem menores prejuízos em áreas produtoras, tais como a seleção de cultivares resistentes a nematoides formadores de galha, mapeamento de áreas infestadas e viabilização de métodos de controle adequados em cada área (DAVIDE, 2003; HAJJI-HEDFI *et al.*, 2018).

Assim, o levantamento populacional possibilita o conhecimento dos diferentes níveis populacionais de nematoides em áreas produtoras, além disso cada região vai expressar uma dinâmica populacional diferente, sendo os valores populacionais influenciados por fatores

como temperatura, tipo de solo, uso do solo, intensidade e variabilidade do inóculo inicial e a ocorrência de plantas hospedeiras. Desse modo, o levantamento populacional é capaz de informar e identificar quais espécies predominam em áreas de produção agrícola, auxiliando no manejo adequado para evitar as altas populações desses microrganismos (NEVES *et al.*, 2009; ROCHA *et al.*, 2021).

Dessa maneira, conforme observado nos estudos de Oliveira (2016) e Pinheiro (2017), várias espécies de nematoides foram encontrados em áreas produtoras de hortaliças, principalmente na região sudeste e centro-oeste do país, destacando a ocorrência de espécies de *Meloidogyne*. Outros levantamentos populacionais realizados em áreas produtoras de hortaliças nos estados de São Paulo, Minas Gerais, Goiás, Mato Grosso e Ceará, observaram a maior frequência das espécies *M. incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii*, que resultaram em elevados prejuízos (CARNEIRO *et al.*, 2008; ROSA *et al.*, 2013; OLIVEIRA, 2016; SILVA *et al.*, 2016).

No Distrito Federal, Carneiro *et al.* (2008) avaliando a população de *Meloidogyne* spp. em 38 amostras coletadas em áreas olerícolas, observaram que em 10 amostras houve a presença de *M. javanica*, em 11 observaram *M. incognita*, e em seis amostras a ocorrência foram simultâneas, de ambas as espécies, e em duas foi detectado *M. ethiopica* parasitando as raízes.

Em outro levantamento realizado por Rosa *et al.* (2013), em áreas de cultivo de olerícolas no Estado de São Paulo, visando mapear a distribuição de nematoides de galha, foram coletadas 97 amostras em 31 áreas produtoras de hortaliças, constatando que 45% das amostras (raízes e solo) estavam contaminadas com espécies de *Meloidogyne*, sendo 70% *M. incognita*, 27% *M. javanica*, 9% *Meloidogyne* spp., 9% *M. hapla* e 7% *M. enterolobii*, relatando também que em 20% das amostras haviam populações mistas, onde as hortaliças cultivadas apresentavam sintomas mais severos em decorrência da agressividade resultante da mistura de espécies.

No âmbito internacional, especificamente, no Paquistão, Anwar e McKenry (2012) realizaram um estudo populacional de nematoides formadores de galhas, em hortaliças, e observaram a presença de *M. incognita* em 90% das áreas cultivadas amostradas.

Assim, por meio de estudos de levantamentos populacionais, foram obtidas informações importantes sobre a nematofauna, que contribuem para o mapeamento da distribuição dos nematoides em cada região e a quais as culturas se associam, possibilitando estudos sobre a biologia, ecologia e métodos de controle (ROSA *et al.*, 2013).

## 2.4 Produção de hortaliças na Amazônia

A participação da produção de hortaliças no agronegócio brasileiro, segundo mensuração realizada pela Associação Brasileira do Comércio de Sementes e Mudas (ABCSEM), em 2016 colocou a cadeia produtiva como responsável pela movimentação de cerca de R\$ 55 bilhões por ano, ocupando uma área de aproximadamente 820 mil hectares, produzindo 20 milhões de toneladas de hortaliças, sendo que o tomate, cebola e alface são representantes de quase 50% deste total (ABCSEM, 2016).

Em escala mundial o Brasil está entre os maiores produtores de hortaliças, sendo no ano de 2015 colhido 18 milhões de toneladas de hortaliças, valor que embora alto, ainda é irrelevante comparado aos líderes de produção mundial (AGRIANUAL, 2018). Na Amazônia, na última década, ocorreu um aumento significativo na produção de olerícolas (PEGADO *et al.*, 2004).

Nessa perspectiva, a produção de hortaliças na região amazônica caracteriza-se pelo predomínio da agricultura familiar sendo está executada por médios e pequenos produtores rurais, que buscam a subsistência, fato que é propiciado pela concentração produtiva próxima aos centros urbanos (GARCIA-FILHO *et al.*, 2017). Nesse cenário, o cultivo de hortaliças proporciona fácil escoamento ao produtor, devido as várias possibilidades de venda no mercado, pois grande parte da produção é comercializada em mercados informais com intermédio de atravessadores, feiras livres, mercadinhos, supermercados, quitandas e só uma pequena parte é vendida pelo próprio produtor (NESPOLI *et al.*, 2015).

A procura por hortaliças na Amazônia é crescente, entretanto, existem obstáculos que impedem o aumento da produção a nível satisfatório, por isso, o abastecimento de hortaliças está condicionado com a oferta produtiva de outras regiões do Brasil, devido à baixa produção de olerícolas na região amazônica. Entre as principais dificuldades encontradas pelos produtores estão a falta de incentivos agrícolas, problemas fitossanitários, elevados índices pluviométricos, alta umidade relativa do ar e elevadas temperaturas (SEGOVIA; ALVES, 2001; GUSMÃO *et al.*, 2003).

A produção de determinadas culturas de hortaliças na região amazônica proporciona grandes entraves aos produtores, que necessitam cultivar culturas mais rústica, menos susceptíveis as intempéries locais e que são adaptadas ao clima amazônico, tendo como exemplo o coentro, chicória da Amazônia, couve, cebolinha, pimentinha de cheiro, jambu e quiabo. Além do mais, o clima quente e úmido torna-se inadequado para a produção de determinadas culturas olerícolas (BOARI *et al.*, 2017).

Além disso, a produção é vastamente diversificada, onde os produtores adotam vários sistemas e subsistemas produtivos que, utilizam em sua maioria mão de obra familiar no desenvolvimento de suas atividades (GARCIA-FILHO *et al.*, 2017). Esses sistemas de produção localizam-se na maioria das vezes próximos aos centros urbanos, que auxiliam na distribuição das hortaliças produzidas (WALSH *et al.*, 2022).

Assim nos últimos anos a região amazônica está expandido sua produção significativamente, embora ainda não seja possível considerá-la como uma das grandes produtoras nacionais. No estado do Pará, a produção de olerícolas concentra-se em torno da região metropolitana de Belém, sendo esta produção realizada predominantemente pela atividade de subsistência de pequenos produtores familiares (SACRAMENTO *et al.*, 2006; MATA *et al.*, 2020).

Ainda no estado do Pará a produção de hortaliças, tem como destaque o cultivo de alface, coentro, jambu e couve que são cultivados próximo aos municípios de Castanhal, Benevides, Ananindeua, Marituba, Santa Izabel e Santa Barbara do Pará. Sendo que no município de Castanhal encontra-se a agrovila de Iracema que é um grande polo de produção de hortaliças na região do nordeste paraense, chegando a fornecer 80% da produção de olerícolas da região (LIMA *et al.*, 2019).

## REFERÊNCIAS

- ABCSEM. **Anuário Brasileiro de hortifruti**. Editora Gazeta, 2019. Disponível em: [http://www.abcsem.com.br/upload/arquivos/HortiFruti\\_2019\\_DUPLA.pdf](http://www.abcsem.com.br/upload/arquivos/HortiFruti_2019_DUPLA.pdf).
- AGRIANUAL – Anuário da Agricultura Brasileira. São Paulo, Instituto FNP. 17 de dezembro, 502p. 2018.
- AGRIOS, G. N. Plant diseases caused by nematodes. In: AGRIOS, G. N. **Plant Pathology**. 5 ed. San Diego: Elsevier Academic Press, p.826-865. 2005.
- ANWAR, S. A.; MCKENRY, M. V. Incidence and population density of plant-parasitic nematodes infecting vegetable crops and associated yield losses in Punjab, Pakistan. **Pakistan Journal Zoology**, v. 44, n. 2, p. 327-333, 2012.
- ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DO COMÉRCIO DE SEMENTES E MUDAS (ABCSEM). Disponível em <<http://www.abcsem.com.br/>> 2021. Acesso em: abril. 2021.
- BALDACCI-CRESP, F.; MAUCOURT, M.; DEBORDE, C.; PIERRE, O.; MOING, A.; BROUQUISSE, R.; FAVERY, B.; FRENDO, P. Maturation of nematode-induced galls in *Medicago truncatula* is related to water status and primary metabolism modifications. **Plant Science**, v.232, p.77-85, 2015.
- BARBOSA, E. A.; BONFIM, J. R. M. F.; BLOCH, J. R. C.; ENGLER, G.; ROCHA, T.; ENGLER, J. A. Imaging mass spectrometry of endogenous polypeptides and secondary metabolites from galls induced by root-knot nematodes in tomato roots. **Molecular Plant-Microbe Interactions**, v. 31, p.1048-1059, 2018.
- BHARDWAJ A, SHARMA A, GOSWAMI BK, BHARDWAJ V. Interaction Effect of Soilless Media and Organic Amendments for Eco-Friendly Root-Knot Nematode Management in Brinjal and Tomato Nursery. **Journal of Pure and Applied Microbiology**, v. 1, n. 15, p. 356-367, 2021. doi:10.22207/JPAM.15.1.30
- BELLE, C. **Nematoides-das-galhas (*Meloidogyne* spp.) na cultura do tomateiro**. Disponível em: <<https://elevagro.com/materiais-didaticos/nematoides-das-galhas-meloidogyne-spp-na-cultura-do-tomateiro/>>.
- BELLÉ, C; KULCZYNSKI, SM; KASPARY, TE; KUHN, PR. Plantas daninhas como hospedeiras alternativas para *Meloidogyne incognita*. **Nematropica**, v. 47. p, 26-33, 2017.
- BOARI, A. J.; ISHIDA, A. K. N.; CARVALHO, E. A.; SOUZA, M. B. **Doenças em hortaliças cultivadas na Região Metropolitana de Belém**. 1. ed. Embrapa Amazônia Oriental, Belém, 2017.
- BOTREL, N.; FREITAS, S.; FONSECA, M. J. O.; MELO, R. A. C.; MADEIRA, N. Valor nutricional de hortaliças folhosas não convencionais cultivadas no Bioma Cerrado. **Brazilian Journal of Food Technology**, v. 23, p. 1-8, 2020. DOI: <https://doi.org/10.1590/1981-6723.17418>.

BOZBUGA, R.; LILLEY, C. J.; KNOX, J. P.; URWIN, P. E. Host-specific signatures of the cell wall changes induced by the plant parasitic nematode, *Meloidogyne incognita*. **Scientific Reports**, v. 8, n. 1, p. 1–13, 2018.

CARDOSO, M. O. (Coord.). **Hortaliças não convencionais da Amazônia**. Brasília: Embrapa-SPI; Manaus: Embrapa-CPAA. 150p. 1997.

CARDOSO, O. M. Olericultura em condições tropicais úmidas no Estado do Amazonas. **Horticultura Brasileira**, v. 30, p. 1, 2012.

CARNEIRO, R. M. D. G. Gênero *Meloidogyne*: diagnose através de eletroforese de isoenzimas e marcadores SCAR. In: OLIVEIRA, C. M. G.; SANTOS, M. A.; CASTRO, L. H. S. **Diagnose de fitonematoides**. Campinas: Millennium Editora, 2016.

CARNEIRO, R. M. D. G.; ALMEIDA, M. R. A.; MARTINS, I.; SOUZA, J. F.; PIRES, A. Q.; TIGANO, M. S. Ocorrência de *Meloidogyne* spp. e fungos nematófagos em hortaliças no Distrito Federal, Brasil. **Nematologia Brasileira**, v. 32, n. 2, 2008.

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

CARVALHO, C. O.; SANTOS, A. C.; CARVALHO, G. R. Rede Brasil Rural: inovação no contexto da agricultura familiar. **Revista em Agronegócio e Meio Ambiente**, v. 8, n. 1, p. 79-94, 2015. DOI: <https://doi.org/10.17765/2176-9168.2015v8n1p79-94>

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

CHARCHAR, J.M. Nematoides em Hortaliças. Concórdia: **Embrapa Hortaliças**. (Embrapa Hortaliças. Circular Técnica, 18), p. 12, 1995.

CHINAZA, N.; TIMOTHY, L. G.; ABOLFAZL, H. Root-knot nematode management for pepper and squash rotations using plasticulture systems with fumigants and non-fumigant nematicides. **Crop Protection**, v. 152, 2022. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2021.105844>.

CORTE, G. D.; PINTO, F. F.; STEFANELLO, M. T.; GULART, C.; RAMOS, J. P. D.; BALARDIN, R. S. Technology application technology of pesticides for control of soybean nematodes. **Ciência Rural**, v. 44, n. 9, p. 1534-1540, 2014.

DAVIDE, R. G. Nematode survey and collection of samples. In: DELA CRUZ JR., F.S.; VAN DEN BERGH, I.; DE WAELE, D.; HAUTEA, D.M.; MOLINA, A.B. (Eds.). 49 Towards management of Musa nematodes in Asia and the Pacific. Technical. Los Baños: Inibap, p. 3-6. 2003.

EISENBACK, J. D.; HIRSCHMANN, H.; SASSER, J. N.; TRIANTAPHYLLOU, A. C. **A guide to the four most common species of root-knot nematodes (*Meloidogyne* species) with**

**a pictorial key.** Raleigh: The Departments of Plant Pathology and Genetics of North Carolina State University and United States Agency for International Development, p, 48, 1981.

ELLING, A. A. Major emerging problems with minor *Meloidogyne* species. **Phytopathology**, v. 103, n. 11, p. 1092-1102, 2013.

FERRAZ, L. C. C. B. Nematoides. In: AMORIN, L.; REZENDE, J.A.M.; BERGAMIN FILHO, A. (Ed.). **Manual de Fitopatologia**. 5ª ed. Ouro Fino. Agronômica Ceres, p. 195 - 211, 2018.

FERRAZ, L. C. C. B.; BROWN, D. J. F. **Nematologia de plantas: fundamentos e importância**. Manaus: Norma Editora, p. 251, 2016.

FERRAZ, S.; FREITAS, L.G; LOPES, E.A.; DIAS-ARIEIRA, C.R. **Manejo Sustentável de Fitonematoides**. Viçosa, MG. Editora UFV, 306 p. 2010.

FREITAS L. G.; OLIVEIRA, R. D. L.; FERRAZ, S. **Introdução a Nematologia**. Viçosa: Editora UFV, 84p. 2001.

FREITAS, L. G., NEVES, W. S.; OLIVEIRA, R. D. L. **Métodos em Nematologia Vegetal**. In: Alfenas, A.C.; Mafia, R.G. Viçosa: UFV, 382p, 2016.

FREITAS, L. G.; OLIVEIRA, R. D. L.; FERRAZ, S. **Introdução à nematologia**. Cadernos didáticos, Viçosa: UFV, v. 58, 90 p. 2009.

FREITAS, L. G.; OLIVEIRA, R. D. L.; FERRAZ, S. Nematoides como patógenos de plantas. In: ZAMBOLIN, L.; JESUS J. R, W. C.; PEREIRA, O. L. **O essencial da fitopatologia**. Viçosa: Editora Suprema, p. 89-128, 2012.

FREITAS, M. A.; PEDROSA, E. M. R.; MARIANO, R. L. R.; MARANHÃO, S. R. V. L. Seleção de *Trichoderma* spp. como potenciais agentes para biocontrole de *Meloidogyne incognita* em cana-de-açúcar. **Nematropica**, v. 42, n. 1, p. 115 - 122, 2012.

GÁLVEZ, A.; DEL AMOR, F. M.; ROS, C.; LÓPEZ-MARÍAN, J. New traits to identify physiological responses induced by different rootstocks after root-knot nematode inoculation (*Meloidogyne incognita*) in sweet pepper. **Crop Protection**, v. 119, p. 126– 133, 2019.

GARCIA- FILHO, E.; NAKATANI, J. K.; PINTO, M. J. A.; NEVES, M. F.; CASERTA, P. G.; KALAKI, R. B.; GERBASI, T. **Mapeamento e qualificação da cadeia produtiva das hortaliças do Brasil. /Confederação da Agricultura e Pecuária do Brasil**, Brasília: CNA, 80 p. 2017.

GUSMÃO, S. A. L.; LOPES, P. R. A.; SILVESTRE, W. V. D.; OLIVEIRA-NETO, C. F.; PEGADO, D. S.; SILVA, C. L. P.; SANTOS, F. S.; FERREIRA. Cultivo de rúcula nas condições do Trópico Úmido em Belém. In: **Anais do 43º CBO**. Horticultura Brasileira 21. 2003.

HAJJI-HEDFI, L.; REBAI, E.; LARAYEDH, A.; REGAIEG, H.; HERRIGUE-RAOUANI, N. Biological control of *Meloidogyne javanica* on tomato with Dazitol and soil solarization. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 25, p. 17278-17282, 2018.

HUANG, S. P. **Nematoides que atacam olerícolas e seu controle**. Informe Agropecuário, v. 16, p.31-36. 1992.

IBGE. Censo agropecuário. 2017. \_\_\_\_\_ Disponível em: <https://www.ibge.gov.br/estatisticas/economicas/agricultura-e-pecuaria/21814-2017-censoagropecuario.html?=&t=resultados>.

IBRAHIM, H. M. M.; AHMAD, E. M.; MARTÍNEZ-MEDINA, A.; ALY, M. A. M. Effective approaches to study the plant-root knot nematode interaction. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 141, n. 1, p. 332–342, 2019.

KALOSHIAN, I, TEIXEIRA M. Advances in Plant–Nematode Interactions with Emphasis on the Notorious Nematode Genus *Meloidogyne*. **Plant Disease**. p. 109 – 1988 1996, 2019. doi:<https://doi.org/10.1094/PHYTO-05-19-0163-IA>

KARSSSEN, G.; MOENS, M. Root-knot nematodes. In: PERRY, R. N.; MOENS, M. (Ed.). *Plant nematology*. Wallingford, UK: CAB International. p. 59-90, 2006.

KEPENEKCI, I.; SELCUK, H.; ERCIN O.; EDWIN E. L. Application methods of *Steinernema feltiae*, *Xenorhabdus bovienii* and *Purpureocillium lilacinum* to control root knot nematodes in greenhouse tomato systems. **Crop Protection**. n. 108, p. 31-38, 2019.

KÖPPEN, W.; GEIGER, R. **Klimate der Erde**. Gotha: Verlag Justus Perthes. 1928. Wall-map 150cmx200cm.

LIMA, J. P.; SILVA, J. M.; SALES, M. F.; MINDELO, L. J. O.; FRANÇA, P. R. C. Agricultura familiar: os desafios de produzir sem queima na agrovila de iracema em castanhal – PA. **IV Congresso Internacional das Ciências Agrárias, COINTER – PDVAgro**, 2019. DOI: <https://doi.org/10.31692/2526-7701.IVCOINTERPDVAgro.2019.0061>.

LUZ, J. G. G.; BARBOSA, M. V.; CARVALHO, A. G.; RESENDE, S. D.; DIAS, J. V. V.; MARTINS, H. R. Contaminação por parasitas intestinais em hortaliças comercializadas na região Vale do Jequitinhinha, Minas Gerais, Brasil. **Revista de Nutrição**, v. 30, n. 1, p. 127-136, 2017.

MALUF, W. R. Resistência a nematoides das galhas *Meloidogyne* spp. em espécies olerícolas. In: Zambolin, L.; Ribeiro-do-Vale, F. X. Resistência de Plantas a Doenças. **Fitopatologia Brasileira**, v. 30, p. 57-63, 1997.

MANTELIN, S.; BELLAFIORE, S.; KYNDT, T. *Meloidogyne graminicola*: a major threat to rice agriculture. **Molecular plant pathology**, v. 18, n. 1, p. 3, 2017. DOI:10.1111/mpp.12394.

MARTINS, M. C.; FERREIRA, A. M.; NASCIMENTO, L. A.; AIRES, J. C.; ALMEIDA, P. C.; XIMENES, L. B. Influência de uma estratégia educativa na promoção do uso de alimentos regionais. **Revista Rene**, v. 16, n. 2, p. 242–9, 2015. DOI: DOI: 10.15253/2175-6783.2015000200014.

MATA, T. C.; RODRIGUES, R. C.; COSTA, A. P. Diagnóstico da Produção de Hortaliças na Agrovila de Iracema, Município de Castanhal, Pará. In: OLIVEIRA, R. J. **Extensão Rural em**

**Foco: Apoio à Agricultura Familiar, Empreendedorismo e Inovação.** Guarujá: Editora Científica Digital, p. 232 – 239, 2020.

MAZIERIO, C. C. S.; JAIME, P. C.; DURAN, A. C. A influência dos locais de refeição e de aquisição de alimentos no consumo de frutas e hortaliças por adultos no município de São Paulo. **Revista Brasileira de Epidemiologia**, v. 20, p. 611-623, 2017. DOI: <https://doi.org/10.1590/1980-5497201700040005>.

MOHAMED, M. A.; SIDDIG, E. E.; ELAAGIP, A. H.; EDRIS, A. M. M.; NASR, A. A. Parasitic contamination of fresh vegetables sold at central markets in Khartoum state, Sudan. **Annals of Clinical Microbiology and Antimicrobials**, v. 15, n. 17, p. 1-7. 2016. <http://dx.doi.org/10.1186/s12941-016-0133-5>.

MONTEIRO, M.B. **Valor nutricional de partes convencionais e não convencionais de frutas e hortaliças.** Dissertação (Mestrado em Agronomia), Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” Faculdade de Ciências Agrônômicas, 62 p. 2009.

NESPOLI, A.; COCHEV, J. S.; NEVES, S. M. A. S.; SEABRA JÚNIOR, S. Produção de hortaliças pela agricultura familiar de Alta Floresta, Amazônia Matogrossense. **CAMPO-TERRITÓRIO: Revista de Geografia Agrária**, v.10, n.21, p.159-191, 2015.

NEVES, W. S.; DIAS, M. S. C.; BARBOSA, J. G. Flutuação populacional de nematoides em bananais de Minas Gerais e Bahia (anos 2003 a 2008). **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 34, n. 2, p. 281-285, 2009.

NICOL, J. M.; TURNER, S. J.; COYNE, D.L.; DEN NIJS.; HOCKLAND, S.; TAHNA MAAFI, Z. Current nematode threats to world agriculture. **Genomics and molecular genetics of plant – nematodes interactions**, Cham (ZG), Switzerland: Springer Science, cap. 2, p. 21 – 43, 2011.

OLIVEIRA, L. G.; BATALHA, M. O. Conditioning factors to market fruits and vegetables from family farms to supermarket supply chains. **Ciência Rural**, v. 51, n.4, 2021

OLIVEIRA, D. C. S.; WOBETO, C.; ZANUZO, M. R.; SEVERGNINI, C. Composição mineral e teor de ácido ascórbico nas folhas de quatro espécies olerícolas não-convencionais. **Horticultura Brasileira**, v. 31, p. 472-475, 2013. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0102-05362013000300021>.

OLIVEIRA, J.O. **Levantamento de fitonematoides e caracterização bioquímica de populações de *Meloidogyne* spp. em áreas cultivadas com hortaliças na região sul do estado de Goiás.** (Dissertação em Olericultura) Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano – Campus Morrinhos. p. 48. 2016.

OLIVEIRA, P. G. Reprodução do nematoide-das-galhas da goiabeira em acessos de *Psidium*. **Comunicata Scientiae**, v.8, n.1, p. 149-154, 2016.

ORNAT, C.; SORRIBAS, F. J. Integrated management of root-knot nematodes In: mediterranean horticultural crops. In: CIANCIO, A.; MUKERJI, K.G. **Integrated management and biocontrol of vegetable and grain crops nematodes.** Dordrecht: Springer. p. 259-312, 2008.

PANTOJA NETO, R. A.; MARTINS, B. S.; PALHETA, I. C.; PAULA, M. T. Viabilidade econômica da produção de hortaliças em sistema Hidropônico em Cametá-PA. **Revista Brasileira de Agropecuária Sustentável**, v.6, n.2, p.75-80, 2016.

PEGADO, Danielle Souza *et al.* Densidade de plantio de rúcula, em sistemas de cultivo protegido. Anais do 44o CBO, **Horticultura Brasileira**, v. 22, 2004.

PERIPOLLI, M.; MARTINELLI, J. A.; DELATORRE, C. A. Avaliação da agressividade e da diversidade genética de *Sclerotinia sclerotiorum* em tabaco no sul do Brasil. **Summa Phytopathologica**, v.44, n.2, p.170-177, 2018.

PINHEIRO, J. B. **Nematoides em hortaliças**. Brasília: Embrapa. 194p. 2017.

PINHEIRO, J. B.; AMAGO, G. B.; PEREIRA, R. B. **Nematoides em pimentas do gênero Capsicum**. Circular Técnica, Brasília, Embrapa Hortaliças, n. 104, 2012.

PINHEIRO, J. B.; REIFSCHNEIDER, F. J.; PEREIRA, R. B.; MOITA, A. W. Reação de genótipos de Capsicum ao nematoides-das-galhas. **Horticultura Brasileira**, v. 32, p. 371-375, 2014. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0102-05362014000300022>.

PINHEIRO, J. B.; SILVA, G. O.; BISCAIA, D.; MACEDO, A. G.; CORREIA, N. M. Reaction of weeds, found in vegetable production areas, to root-knot nematodes *Meloidogyne incognita* and *M. enterolobii*. **Horticultura Brasileira**, v. 37 n. 4, p. 445-450, 2019.

PINHEIRO, J.B.; AMARO, G.B.; PEREIRA, R.B. Ocorrência e controle de nematoides em hortaliças folhosas. **Boletim Técnico 89**. MAPA: Brasília DF, 2010.

PINHEIRO, J.B.; SILVA, G.O.; BISCAIA, D.; MACÊDO, A.G.; RAGASSI, C.F.; SANTIAGO, D.C. Reação de genótipos de batata ao nematoide-das-galhas *Meloidogyne* spp. em campos naturalmente infestados. **Revista Latinoamericana de la Papa**, v. 22, p. 1-11, 2018.

PUN, T. B.; NEUPANE, A.; KOECH, R. Quantification of Root-Knot Nematode Infestation in Tomato Using Digital Image Analysis. **Agronomy-Basel**, v. 12, n. 2372, 2021.

ROCHA, A. V. S.; RODRIGUES, R. C.; ARAUJO, B. M. N.; MOURA, A. S.; CARMO, L. M.; MONTEIRO, G. G. T. N.; SOUZA, J. V. S. Ocorrência e identificação de fitonematoides em cultivos agroecológicos de coentro no município de Castanhal, Pará, Amazônia. **Revista Craibeiras de Agroecologia**. v. 6, n. 1, p. e10395, 2021.

ROCHA, M. S.; NUNES, H. B.; SARDEIRO, L. S. Quantificação e Distribuição espacial de fitonematoides em uma área hortícola no Oeste da Bahia. **Magistra**, v. 30, p.406-412, 2019.

ROSA, J. M. O.; WESTERICH, J. N.; WILCKEN, S. R. Nematoides das Galhas em Áreas de Cultivo de Olerícolas no Estado de São Paulo. **Nematologia Brasileira**, v.37, n.2, p.15-19. 2013.

ROSA, J. M. O.; WESTERICH, J. N.; WILCKEN, S. R. S. Reprodução de *Meloidogyne javanica* em olerícolas e em plantas utilizadas na adubação verde. **Tropical Plant Pathology**, v. 38, n. 2, p. 133-141, 2013. DOI: <https://doi.org/10.1590/S1982-56762013000200007>.

SACRAMENTO, J. M. C.; GUSMAO, S. A. L.; GUSMÃO, T. A. de; SILVESTRE, W. V. D. Ocorrência de caramujo africano (*Achatina fulica*) em hortas do entorno de Belém-PA. In: 46° **Congresso Brasileiro de Olericultura**, 2006, Goiânia. Congresso Brasileiro de Olericultura, v. 24. 2006.

SEGOVIA, J. F. O; ALVES, R. M. M. **Olericultura tropical no Amapá**. Macapá: EMBRAPA (Circular Técnica, 16), 17 p. 2001.

SIDDIQUI, Y.; ALI, A.; NAIDU, Y. Histopathological changes induced by *Meloidogyne incognita* in some ornamental plants. **Crop Protection**, v.65, p.216- 220, 2014.

SILVA, J.D.O.; SANTANA, M.V.; FREIRE, L.L.; FERREIRA, B.D.S.; ROCHA, M.R.D. Biocontrol agents in the management of *Meloidogyne incognita* in tomato. **Ciência Rural**, v.47, n.10, 2017.

SILVA, M. C. L; GONZAGA, C. D.; SANTOS, C D.G.; SILVA, G. S. Espécies de *Meloidogyne* associadas a vegetais em microrregiões do estado do Ceará. **Revista Ciência Agrônômica**, v.47, n.4, p.710-719, 2016.

SOUSA, L. A.; JACINTO, A. C. P. SILVEIRA, A. J.; CASTOLDI, R.; MACIEL, G. M.; BELOTI, I. F. Agronomic potential of biofortified crisphead lettuce (*Lactuca sativa*) and its reaction to Root-knot nematodes. **Australian Journal of Crop Science**, Melbourne, v. 13, n. 5, p.773-779, 2019. DOI: <https://doi.org/10.21475/ajcs.19.13.05.p1565>.

SYUUTO, T.; MORIHIRO, O.; HAYATO, I.; SHINICHIRO, S. Calcium sulfate and calcium carbonate as root-knot-nematode attractants and possible trap materials to protect crop plants. **Plant Biotechnology**, v. 38, p. 157-159, 2021.

TAYLOR, A.; SASSER, J. N. **Biology, identification and control of rootknot nematodes** (*Meloidogyne* species). United States: North Caroline State University Graphics, 111 p. 1978.

TAZI, H., HAMZA, M. A., HALLOUTI, A., BENJLIL, H., IDHMIDA, A., FURZE, J. N., PAULITZ, T. C., MAYAD, E. H., BOUBAKER, H., MOUSADIK, A. E. Biocontrol potential of nematophagous fungi against *Meloidogyne* spp. infecting tomato. **Organic Agriculture**, 2020.

TIHOHOD, D. **Nematologia Agrícola Aplicada**. Jaboticabal: FUNEP. 372 p. 1993.

WALSH, L.; MEAD, BETHAN, R.; HARDMAN, C. A.; EVANS, D.; LIU, L.; FALAG, N.; KOURMPETLI, S.; DAVIES, J. Potential of urban green spaces for supporting horticultural production: a national scale analysis. **Environmental Research Letters**, v.17, 2022.

WOLFGANG, A. *et al.* Novel strategies for soil-borne diseases: exploiting the microbiome and volatile-based mechanisms toward controlling *Meloidogyne*-based disease complexes. **Frontiers in Microbiology**, Lausanne, v. 10, p. 1296, 2019.

### 3 CAPÍTULO II – DISTRIBUIÇÃO E IDENTIFICAÇÃO DE ESPÉCIE DE *Meloidogyne* (NEMATOIDES FORMADORES DE GALHA) EM CULTIVOS DE HORTALIÇAS CONVENCIONAIS E PANC'S NA AMAZÔNIA ORIENTAL

#### RESUMO

A ocorrência de nematoides formadores de galha em áreas de cultivo de hortaliças ocasiona danos a produção. Nesse cenário, estudos para identificação e distribuição de nematoides formadores de galha na em hortaliças convencionais e PANC's na Amazônia oriental poderão subsidiar metodologias de manejo controle e prevenção. Assim, o objetivo deste trabalho foi realizar o levantamento e mapeamento da ocorrência de nematoides formadores de galha (*Meloidogyne* spp.) em áreas produtoras de hortaliças na região nordeste paraense. Para isto, foram realizadas coletas de solo e raízes nos municípios pertencentes a microrregião da bacia do rio Caeté, sendo eles: Bragança, Bonito, Capanema, Nova Timboteua, Primavera, Quatipuru, Santa Luzia do Pará, Santarém Novo, São João de Pirabas e Tracuateua. Foram coletadas amostras de variadas hortaliças, sendo elas: alface, carirú, chicória da Amazônia, coentro, couve, espinafre, jambu, jerimum, pimenta, pimenta-de-cheiro, pepino e tomate. As extrações foram realizadas no Laboratório de Nematologia (LabNema), na UNESP/FCAV, em Jaboticabal – SP. Para as amostras de solo utilizou-se o método de Jenkins, e para as raízes o método de Coolen e D'Herde, em seguida estimou-se as populações e posteriormente identificou-se as espécies. A identificação das espécies ocorreu pelo padrão perineal da fêmea, região labial dos machos e no fenótipo isoenzimático para esterase. Para a representação da densidade populacional de ovos e juvenis elaborou-se mapas cloropléticos, pelo método do quantil. Para compreender o histórico da área, aplicou-se questionários aos produtores. Dessa forma, avaliou-se: histórico das áreas, número de galhas, densidade absoluta de nematoides no solo e nas raízes, densidade relativa, incidência por localidade e frequência de nematoides por cultura. A partir do levantamento notou-se sintomas em “reboleiras”, raízes com elevada quantidade de galhas, ausência de pousio na maior parte das áreas de produção, presença de ervas daninhas, além de outras práticas de manejo que podem impactar a disseminação e manutenção de nematoides. Por meio dos resultados, foram identificadas as espécies *M. incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii*. Constatou-se também que o *M. incognita* foi a espécie mais incidente. Observou-se presença de *M. incognita* nas culturas da chicória da Amazônia, carirú, coentro, jerimum, pepino e pimenta ardosa, notou-se presença de *M. javanica* nas culturas do jambu e no tomateiro. Além disso, populações mistas de *M. incognita* e *M. javanica* foram identificadas para a cultura da couve e *M. incognita* e *M. enterolobii* para a cultura da pimenta-de-cheiro. Assim, pode-se identificar a ocorrência de nematoides formadores de galha no nordeste paraense, sendo as espécies *M. incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii* detectadas nas áreas de produção de hortaliças do nordeste paraense.

**Palavras-chave:** Meloidoginose. Levantamento populacional. Horticultura na Amazônia.

## IDENTIFICATION OF ROOT-KNOT NEMATODES IN VEGETABLES CROPS IN THE NORTHEASTERN REGION OF PARAENSE

### ABSTRACT

The occurrence of root-knot nematodes in vegetable growing areas causes damage to production. In this scenario, studies for the identification and distribution of root-knot nematodes in the northeast region of Pará, may support control and prevention methodologies. Thus, the objective of this work was to survey and map the occurrence of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) in vegetable-producing areas in northeastern Pará. For this, soil and root collections were carried out in the municipalities belonging to the micro-region of the Caeté river basin, namely: Bragança, Bonito, Capanema, Nova Timboteua, Primavera, Quatipuru, Santa Luzia do Pará, Santarém Novo, São João de Pirabas and Tracuateua. Samples of various vegetables were collected, namely: lettuce, carirú, chicory from the Amazon, coriander, cabbage, spinach, jambu, pumpkin, pepper, chili pepper, cucumber and tomato. The extractions were performed at the Nematology Laboratory (LabNema), at UNESP/FCAV, in Jaboticabal – SP. For the soil samples, the method of centrifugal flotation in sucrose solution was used and for the roots, the method of Coolen and D'Herde, then the populations were estimated and later the species were identified. The identification of the species occurred by the perineal pattern of the female, the labial region of the males and the isoenzymatic phenotype for esterase. In order to represent the population density of eggs and juveniles, chloropleth maps were prepared using the quantile method. To understand the history of the area, questionnaires were applied to the producers. Thus, the following were evaluated: history of the areas, number of galls, absolute density of nematodes in the soil and roots, relative density, incidence per location and frequency of nematodes per crop. From the survey, symptoms were noted in “reboleiras”, roots with a high amount of galls, absence of fallow in most production areas, presence of weeds, in addition to other management practices that can impact the dissemination and maintenance of weeds. nematodes. Through the results, the presence of *Meloidogyne* spp. in all samples collected. The species *M. incognita*, *M. javanica* and *M. enterolobii* were identified. It was also found that *M. incognita* was the most incident species. It was observed the presence of *M. incognita* in the cultures of chicory in the Amazon, carirú, coriander, jerimum, cucumber and stingy pepper, it was noted the presence of *M. javanica* in the cultures of jambu and tomato. In addition, mixed populations of *M. incognita* and *M. javanica* were identified for the kale crop and *M. incognita* and *M. enterolobii* for the chili pepper crop. Thus, it is possible to identify the occurrence of root-knot nematodes in northeastern Pará, with the species *M. incognita*, *M. javanica* and *M. enterolobii* detected in vegetable production areas in northeastern Pará.

**Keywords:** Meloidoginoses. Population survey. Horticulture in the Amazon.

### 3.1 Introdução

A ocorrência de nematoides formadores de galha em áreas de cultivo de hortaliças ocasiona danos severos a produção, resultando em baixa produtividade e perdas econômicas significativas, devido principalmente aos danos ocasionados no sistema radicular das plantas infectadas, que dificultam a absorção de água e nutrientes, além de possibilitar a ocorrência de outros patógenos (BONFIM, 2017; PINHEIRO, 2017). Por isso, a identificação das espécies de nematoides é indispensável para a orientação de medidas de controle, sempre levando em consideração as particularidades de cada região, cultura e de cada espécie de patógeno (KIRSCH, 2016).

De acordo com Moreira e Ferreira (2015), no Brasil, os nematoides formadores de galha são considerados os principais responsáveis por danos expressivos nas culturas, sejam elas grandes culturas, frutíferas, ornamentais e hortaliças. Fato que se agrava em regiões com a predominância de temperaturas elevadas, variável que favorece a manifestação do parasitismo, em decorrência do maior número de ciclos reprodutivos em um curto período.

Os sintomas típicos de ataque de nematoides é a formação de galhas ou engrossamento nas raízes, que resultam na modificação de células do parênquima vascular de raízes, estas células após a modificação funcionam como um dreno de nutrientes da planta (MORILLO; SILVA, 2015; IBRAHIM *et al.*, 2019). Nas partes aéreas, como reflexo dos danos causados no sistema radicular, ocorre redução no crescimento e diminuição do seu tamanho, ocasionando sintomas de deficiência nutricional, murcha nas horas mais quentes do dia, definhamento em plantas perenes e podem chegar à morte (KEPENEKCI *et al.*, 2019).

Estudos realizados com espécies de *Meloidogyne* mostraram ampla disseminação em regiões produtoras de hortaliças. No Paquistão, em levantamento nematológico em área de cultivo de olerícolas foi detectado populações de *M. incognita* em 90% das amostras analisadas (ANWAR; MCKENRY, 2012). No âmbito nacional, resultado semelhante foi encontrado por Rosa *et al.* (2013), que detectou a presença de *Meloidogyne* spp. em 45% das amostras de solo e raízes coletadas.

Apesar dos danos ocasionados por nematoides em áreas de produção de hortaliças, poucos são os estudos relacionados ao levantamento e identificação desses fitoparasitas no estado do Pará. Dessa forma, os levantamentos são estratégias de identificação da população de nematoides numa dada localização, possibilitando a execução de pesquisas sobre o comportamento, para nortear medidas mitigadoras visando o controle (OLIVEIRA, 2016). Além do mais, os nematoides formadores de galha possuem ciclo de vida rápido e são altamente

prolíferos, resultando em aumento populacional considerável durante cada ciclo de produção (SILVA *et al.*, 2020).

No estado do Pará, a produção de hortaliças concentra-se próximo da região metropolitana, que se interliga com os municípios por meio dos cinturões verdes, cuja a produção baseia-se principalmente em hortaliças folhosas cultivadas em áreas urbanas ou periurbanas (LIMA *et al.*, 2019). No estado, esses cultivos abrangem a produção de folhosas, frutos ou tubérculos, sendo as principais produções compreendidas na cultura do jambu, coentro, salsa, chicória da Amazônia, cebolinha, caruru, vinagreira, hortelã, couve, alface, alfavaca, quiabo, pepino, maxixe, pimenta de cheiro, tomate-cereja, pimentão, berinjela, espinafre, rúcula, mostarda, vagem, manjeriço e mastruz (HOMMA *et al.*, 2011).

Além do mais, a produção de hortaliças no estado apresenta grandes dificuldades no cultivo de culturas não adaptadas a região, pois se tornam mais susceptíveis ao ataque de pragas, tornando-se inviável sua produção, além de serem mais sensíveis às intempéries locais, obrigando os produtores a cultivar as olerícolas mais rústicas e resistentes as condições locais (ROCHA *et al.*, 2019)

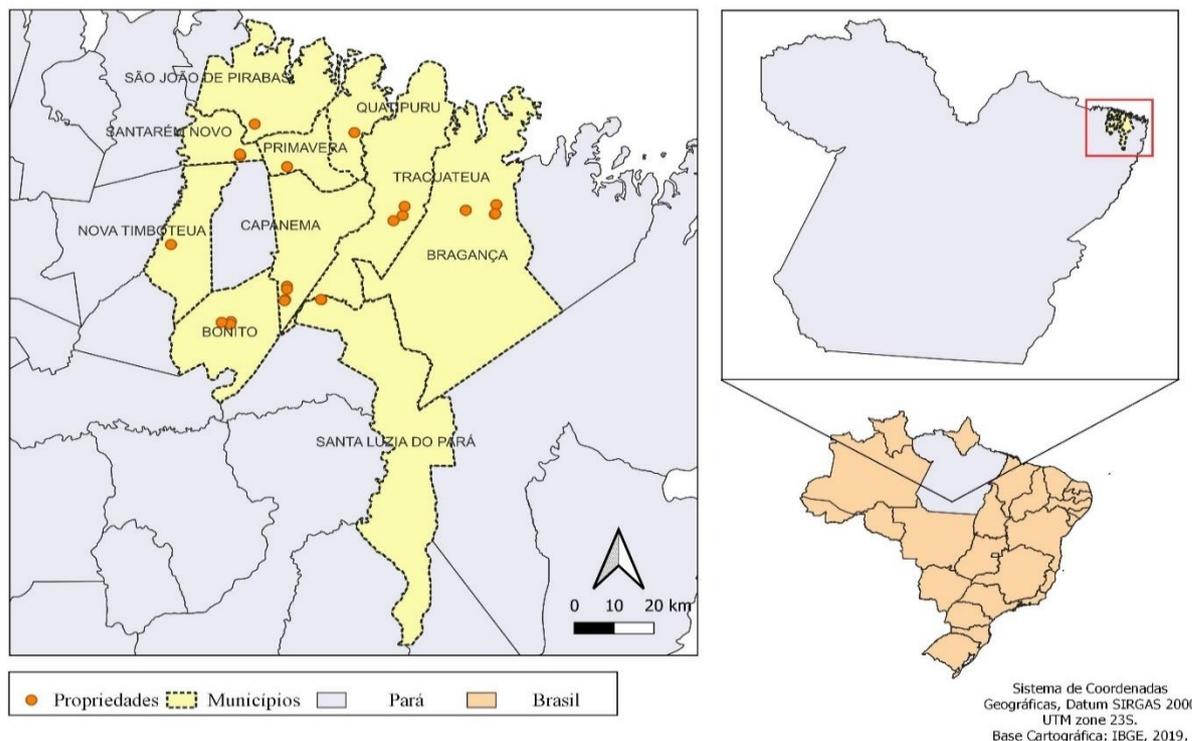
Nessa circunstância, justifica-se este estudo pela necessidade de se identificar e mapear a distribuição de nematoides formadores de galha, na região nordeste paraense. O levantamento de dados fornece informações importantes que podem subsidiar formas de manejo e prevenção, que além de beneficiar os produtores, poderão servir de base para novos estudos científicos e ações de extensão rural. Com base nessas informações, o objetivo neste trabalho foi realizar o levantamento e mapeamento da ocorrência de nematoides formadores de galha (*Meloidogyne* spp.) em áreas produtoras de hortaliças na região nordeste paraense.

## **3.2 Material e Métodos**

### **3.2.1 Região de coleta**

O estudo foi realizado em áreas produtoras de hortaliças dos municípios correspondentes a microrregião da bacia do rio Caeté, localizada na mesorregião do nordeste paraense, no período de 13 a 30 de setembro de 2021. Foram coletadas amostras de solo e raízes, em propriedades localizadas nos municípios de Bragança, Bonito, Capanema, Nova Timboteua, Primavera, Quatipuru, Santa Luzia do Pará, Santarém Novo, São João de Pirabas e Tracuateua (Figura 2).

Figura 2 - Mapa de localização das propriedades onde foram realizadas as coletas em áreas produtoras de hortaliças na região nordeste paraense.



Fonte: Silva (2022).

O nordeste paraense situa-se na Amazônia oriental, região equatorial, com presença de clima quente e úmido, sendo classificado como Am de acordo com Köppen (ALVARES *et al.*, 2013). A temperatura média anual é de 26 °C com umidade relativa entre 75% a 91%, sendo o período de chuva ou forte atividade convectiva entre os meses de novembro e março, e o período sem grande atividade convectiva (período de seca) entre os meses de maio à setembro, sendo este o período de realização das coletas na região.

A identificação dos produtores de olerícolas foi realizada *in loco* no próprio município de coleta, por meio de visitas em feiras, conversas com produtores locais e contato informal nas secretarias municipais de agricultura e escritórios regionais da Empresa de Assistência Técnica e Extensão Rural do Pará (EMATER).

### 3.2.2 Levantamento de informações do histórico de cultivo das propriedades

O questionário foi elaborado como forma de levantar informações sobre as propriedades e as condições da produção de hortaliças, sendo questionados o histórico de cultivo, cultura, presença de reboleiras, presença de galhas, rotação de culturas, pousio, existência de plantas invasoras, tipo de adubação e se utilizam sistema de irrigação, sendo o questionário estruturado

de questões fechadas e de uma questão aberta, referente a outras práticas de manejo executadas na propriedade (Tabela 1).

Tabela 1 - Perguntas aplicadas no questionário sobre as práticas de manejo utilizadas nas áreas de produção de hortaliças.

<b>Número</b>	<b>Perguntas</b>
1	Qual cultura?
2	Presença de reboleira?
3	Presença de galhas nas raízes?
4	Rotação de cultura
5	Deixa a área em repouso (pousio)?
6	Presença de ervas daninhas (Plantas invasoras)?
7	Adubação: Orgânica ou Química?
8	Utiliza irrigação?
9	Quais outras práticas realizadas?

Fonte: Silva (2022).

### 3.2.3 Amostragem e coletas

A coleta das amostras ocorreu ao final do ciclo produtivo de cada cultura. Foram coletadas amostras de solo e raízes de hortaliças em 27 propriedades, totalizando 44 amostras (Tabela 2).

Tabela 2 - Municípios de coleta, quantitativo de propriedades coletadas e culturas de hortaliça.

<b>Município</b>	<b>Quantidades de amostras</b>	<b>Hortaliças</b>
Primavera	1	Chicória
Quatipuru	1	Couve, Chicória, espinafre e tomate
Tracuateua	3	Carirú, Couve, chicória, jerimum e pimenta de cheiro
Nova Timboteua	1	Chicória
Santarém Novo	5	Chicória e pepino
Bragança	6	Alface e chicória
Santa Luzia do Pará	2	Couve, coentro, chicória, Jerimum e pimenta de cheiro
São João de Pirabas	1	Chicória
Capanema	4	Chicória, pimenta, pimenta de cheiro e jambu

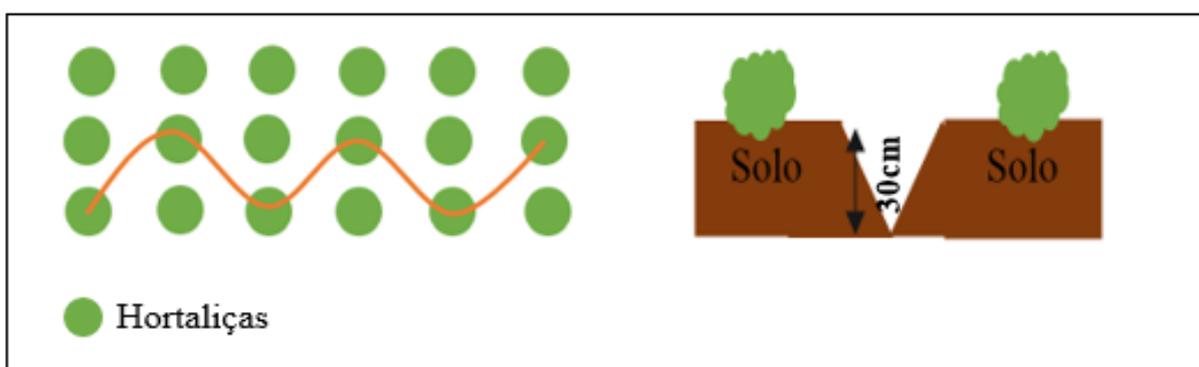
Bonito	3	Alface, coentro, pepino e chicória
<b>Total</b>	27	-

Fonte: Silva (2022).

As coordenadas geográficas foram obtidas em cada propriedade, com a utilização do *Global Positioning System* (GPS), visando o posterior mapeamento.

Foram coletadas as amostras de solo e de raízes, utilizando a metodologia proposta por Tihohod (1993), que consistiu na divisão da área em talhões, coletando em forma de zigue-zague (Figura 3).

Figura 3 - Esquema de coleta em zigue-zague próximo a rizosfera com 30 cm de profundidade.



Fonte: Silva (2022).

Utilizou-se uma pá de corte a uma profundidade de 0 – 30 cm, de forma a conseguir coletar todo o sistema radicular da planta. Sempre que possível realizou-se a coleta em plantas de maior e menor porte, nas reboleiras e fora das reboleiras, totalizando 10 subamostras de aproximadamente 200 g por área.

Em seguida, homogeneizou-se as subamostras em um balde de 8 L, resultando em uma amostra composta de solo (500 g) e raízes (200 g) (Figura 4). Posteriormente, acondicionou as amostras em sacos plásticos e realizou a identificação, onde foram mantidas em caixas térmicas até serem condicionadas na geladeira a 10 °C, seguindo a recomendação de Veloso *et al.* (2006).

Figura 4 - Homogeneização das subamostras (A). Amostra homogeneizadas (B). Amostra composta com 500 g de solo e 200 g de raízes e acondicionadas em sacos plásticos (C). Amostra identificadas (D). Amostras conservadas em caixa térmica (E). Amostras acondicionadas em geladeira a 10° (F).



Fonte: Silva (2022).

### 3.2.4 Extração no solo

As extrações foram realizadas no Laboratório de Nematologia (LabNema), na UNESP/FCAV, em Jaboticabal – SP. A extração dos nematoides das amostras de solo foi realizada pelo método de flotação e centrifugação em solução de sacarose, conforme proposto por Jenkins (1964). Dessa forma, homogeneizou as amostras e retirou-se uma alíquota de 100 cm<sup>3</sup> de solo, em seguida desmanchou-se os torrões para ocorrer a liberação dos nematoides presentes nas amostras para a suspensão. Após diluir, foi necessário deixar em repouso por alguns segundos (Figura 5).

Figura 5 - Alíquota de 100 cm<sup>3</sup> de solo para a extração (A). Torrões totalmente desmanchados para a liberação do nematoides (B). Suspensão vertida em peneira de 60 mesh retendo partículas maiores (C). Suspensão vertida em peneira de 60 e 500 mesh (D). Remoção do material presente com auxílio de uma pisseta (E). Suspensão em tubos de centrifuga (F).

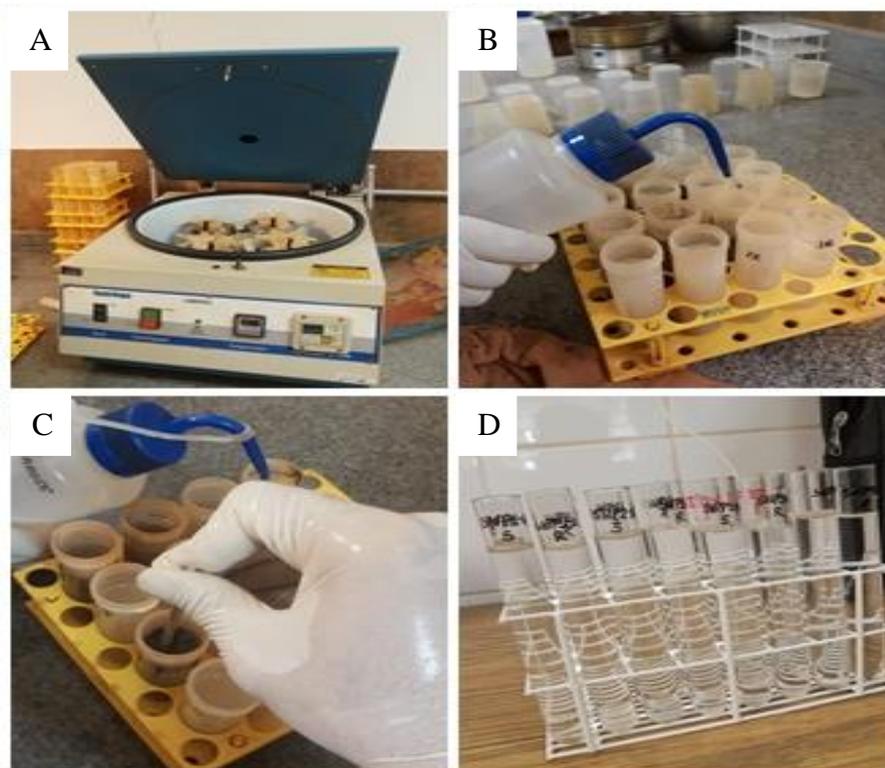


Fonte: Silva (2022).

Em seguida, derramou-se a suspensão em uma peneira granulométrica de 60 mesh, retendo as partículas maiores, nesse mesmo momento a solução foi vertida em peneira com abertura de 500 mesh, sendo o material retido removido para um becker de 100 mL com auxílio de uma pisseta com água, resultando em volume final de amostra líquida, de aproximadamente 90 mL, em seguida colou-se em tubos da centrifuga.

Realizou-se a centrifugação durante cinco minutos a uma velocidade de 1750 rpm. Após cinco minutos foram retirados e eliminou-se o sobrenadante, em seguida, realizou-se a limpeza das bordas do tubo e posteriormente adicionou-se a solução de sacarose na concentração de 454 g L<sup>-1</sup> (açúcar por água) até completar um volume de 45 ml ao qual o *pellet* (material depositado no fundo do tubo) foi resuspensão. Posteriormente, realizou-se novamente a centrifugação por mais um minuto e 20 segundos na rotação de 1750 rpm. Ao final da centrifugação foram retirados os tubos da centrifuga e derramado o sobrenadante sobre uma peneira de 500 mesh, sendo lavado com água abundantemente para retirada da sacarose, logo após colocou-se os nematoides retidos na peneira em tubos de ensaio (Figura 6).

Figura 6 - Material em tubos para a centrifugação a 1750 rpm (A). Adição de sacarose (B). Sacarose sendo misturada ao pellet (C). Material com nematoides em tubos de ensaio (D).

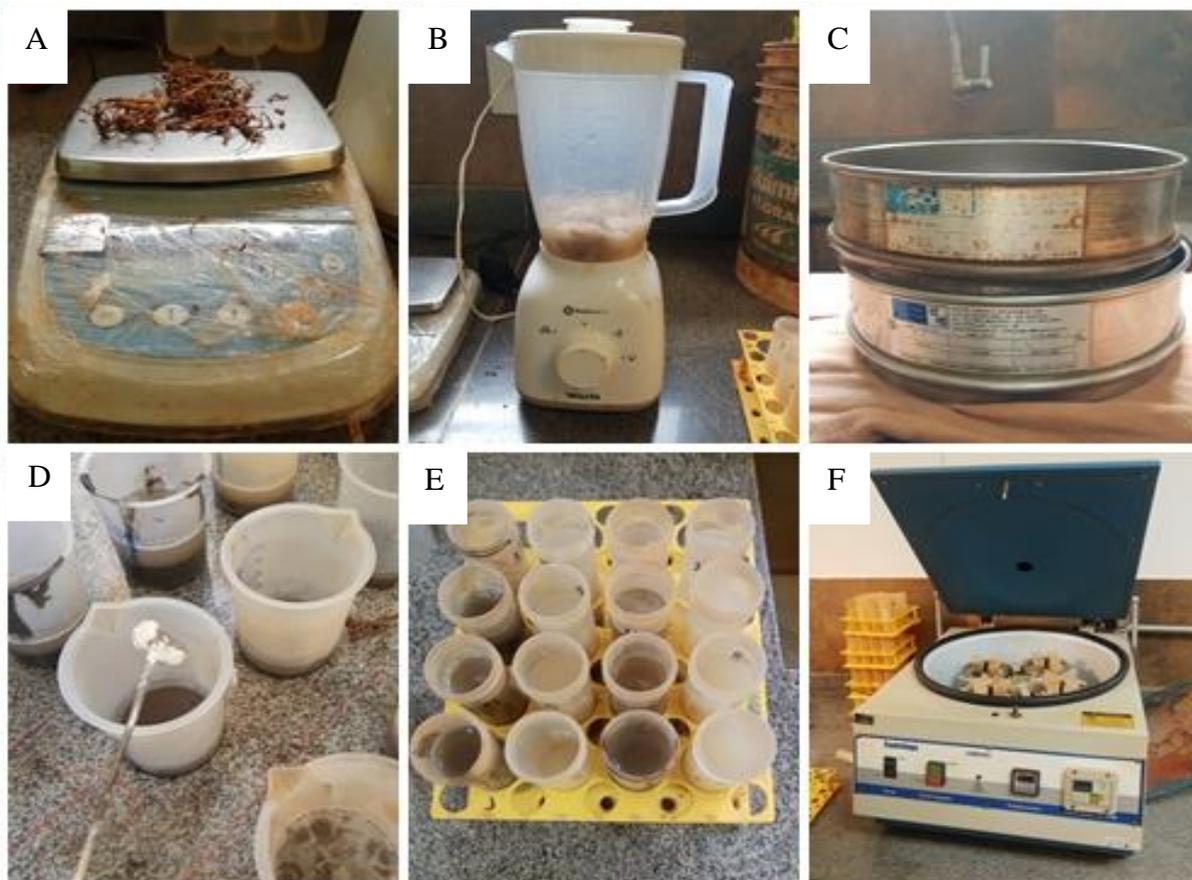


Fonte: Silva (2022).

### 3.2.5 Extração nas raízes

A extração nas raízes seguiu a metodologia proposta por Coolen e D'Herde (1972), na qual retirou-se uma alíquota de 10 g de raízes de cada amostra. Posteriormente foram lavadas, pesadas em balança analítica, cortadas em fragmentos de 2 centímetros e trituradas em liquidificador, com solução de hipoclorito de sódio a 0,5% durante 30 segundos. Em seguida, a suspensão obtida foi vertida em peneira de 60 mesh acomplada a outra de 500 mesh, e com auxílio de uma pisseta com água, coletou-se o material aquoso e turvo retido na peneira de 400 mesh, depositando em um béquer de 100 mL, ao qual adicionou-se 1 cm<sup>3</sup> de caulim, em seguida acondicionou-se o material em tubos da centrifuga (Figura 7).

Figura 7 - Pesagem de 10g de raízes de cada amostra (A). Raízes sendo trituradas com solução de hipoclorito de sódio(B). Suspensão vertida em peneira de 60 e 400 mesh (C). Adição de 1cm<sup>3</sup> de caulim(D). Amostras transferidas para tubos de centrífuga (E). Amostras em centrífuga (F).



Fonte: Silva (2022).

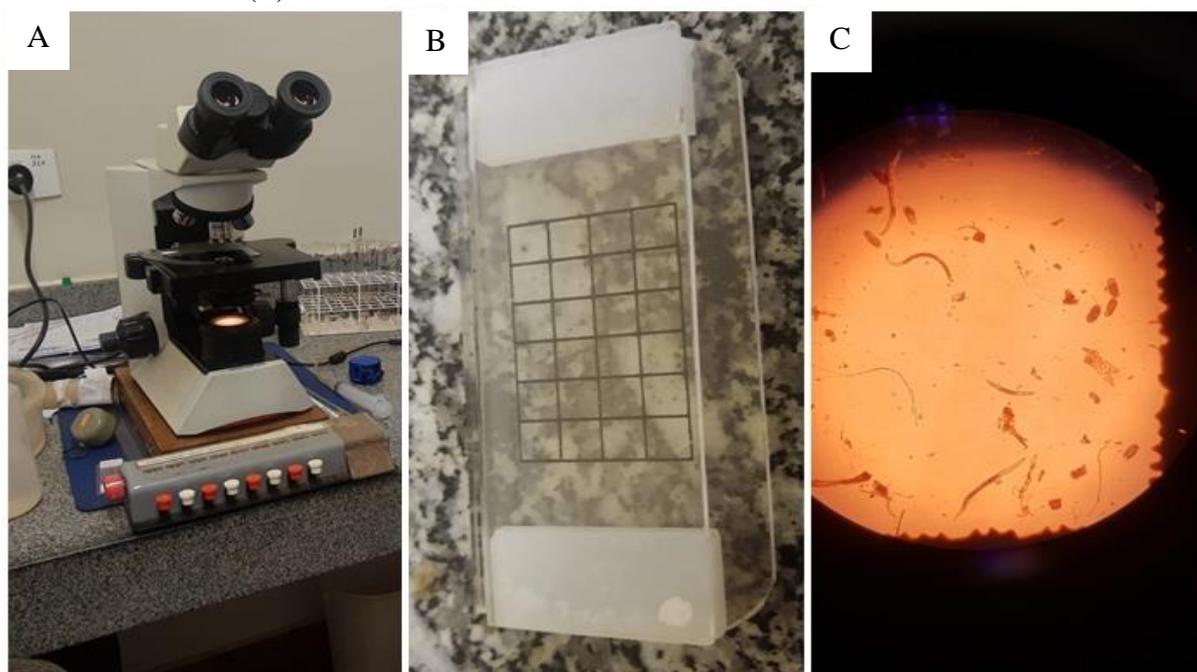
A centrifugação ocorreu por cinco minutos na rotação de 1750 rpm, após a centrifugação realizou-se o descarte do sobrenadante, limpeza dos resíduos presentes nos tubos e adição de sacarose ao *pellet*, atentando-se para a homogeneização. Em seguida, a solução foi centrifugada novamente a 1750 rpm durante um minuto e 20 segundos, após esse processo o sobrenadante foi vertido em peneira de 500 mesh e lavado com água em abundância para a retirada da sacarose. Os nematoides presentes foram coletados com auxílio de uma pisseta com água, e transferidos para tubos de ensaios.

A suspensão foi colocada na câmara de Peters, para a identificação e quantificação dos indivíduos, com auxílio de microscópio óptico.

### 3.2.6 Estimativa populacional e identificação das espécies

As populações dos nematoides, nas amostras, foram estimadas ao microscópio óptico composto, com auxílio da câmara de contagem de Peters, conforme Southey (1970) (Figura 8).

Figura 8 - Microscópio óptico utilizado na contagem dos nematoides (A). Câmara de Peters auxilia na contagem dos nematoides por quadrante (B). Visualização nematoides na câmara de Peters, quadrante canto inferior direito (C).



Fonte: Silva (2022).

Assim, preparou-se lâminas temporárias, contendo fêmeas e machos, para a identificação do gênero *Meloidogyne* de nematoides utilizando a chave proposta por Mai *et al.* (1996).

A identificação das espécies de *Meloidogyne*, foi realizada com base nos caracteres morfológicos do padrão perineal, preparado conforme Taylor e Netscher (1974), na morfologia da região labial dos machos (EISENBACK *et al.*, 1981) e no fenótipo isoenzimático para esterase, obtido pela técnica de Esbenshade e Triantaphyllou (1990), utilizando-se um sistema tradicional de eletroforese vertical Mini Protean II da BIO-RAD.

### 3.2.7 Características avaliadas

Após a obtenção dos dados, primeiramente determinou-se o:

- a) Histórico das áreas: foram estimadas as principais práticas adotadas nas propriedades, que podem contribuir para a disseminação de nematoides formadores de galhas, com base na aplicação de questionários;
- b) Número de galhas: foi obtido a partir da contagem de galhas presente nas raízes coletadas, sendo a contagem realizada com auxílio do microscópio estereoscópico, de acordo com o proposto por Ludwig *et al.* (2013).

Em seguida, procedeu-se com a contagem e identificação dos nematoides formadores de galha, determinando as seguintes características:

- a) Densidade absoluta de nematoides no solo e nas raízes: foi determinado pela contagem de indivíduos por 100 cm<sup>3</sup> de solo e 10 g de raízes, estimando a população total de nematoides em cada amostra, conforme Paes-Takahashi *et al.* (2016);
- b) Densidade relativa (DR): foi calculada pela razão entre a população de cada espécie de *Meloidogyne* e a população total de *Meloidogyne*, a partir dos quantitativos obtidos na densidade absoluta, seguindo a equação de Thankamony *et al.* (2002), (Equação 1);

$$DR = \frac{\text{Pop. espécie Meloidogyne}}{\text{Total de Meloidogyne}} \times 100 \quad (1)$$

- c) Incidência por localidade: foi estimada em porcentagem, a partir das espécies de maior ocorrência nos municípios amostrados, conforme adaptação de Kayani *et al.* (2013), (Equação 2).

$$IL = \frac{\text{Número de amostras por município}}{\text{Espécie de maior ocorrência}} \times 100 \quad (2)$$

- d) Frequência de espécies de nematoides por cultura: foi obtido pela frequência de nematoides por cultura, sendo expresso em porcentagem;

### 3.2.8 Análise estatística

Os procedimentos estatísticos aplicados neste estudo, deram ênfase à descrição das amostras por meio da estatística descritiva, assim, após obter os dados estes foram tabulados em planilha Excel®, obtendo as frequências relativas para as características analisadas.

De maneira complementar realizou-se a representação da densidade populacional de ovos e juvenis por meio da elaboração de mapas cloropléticos, pelo método do quantil, representando a distribuição espacial de nematoides formadores de galha nos municípios de estudo, conforme Ramos *et al.* (2016). Essa representação foi realizada com auxílio do programa computacional R versão 4.0.3, por meio do pacote SP e pacote RColorBrewer (R CORE TEAM, 2020).

## 4 Resultados

### *Histórico da área*

A Tabela 3 demonstra os resultados do histórico das práticas culturais observadas nas áreas produtoras de hortaliças amostradas. Com isso, verificou-se que a rotação de culturas é uma prática realizada na maioria das áreas produtoras amostradas, sendo os municípios de Santarém Novo, Bragança, Santa Luzia do Pará, Capanema e Bonito os que apresentaram maiores quantitativos de áreas que realizam essa prática.

Tabela 3 - Práticas culturais realizadas nas propriedades produtoras de hortaliças nas áreas amostradas em municípios da região nordeste paraense.

<b>Municípios</b>	<b>Rotação de Cultura</b>	<b>Pousio</b>	<b>Ervas Daninhas</b>	<b>Adubação Orgânica</b>	<b>Adubação Química</b>	<b>Área Irrigada</b>
Primavera	1	0	1	1	0	0
Quatipuru	4	4	4	4	0	0
Tracuateua	1	0	7	7	0	5
Nova Timboteua	1	0	1	1	0	1
Santarém Novo	5	2	5	6	0	6
Bragança	5	0	5	5	2	7
Santa Luzia do Pará	5	0	5	5	0	5
São João de Pirabas	1	1	0	1	0	1
Capanema	5	0	7	4	3	7
Bonito	5	3	5	5	0	1
<b>Total</b>	<b>33</b>	<b>10</b>	<b>40</b>	<b>39</b>	<b>5</b>	<b>33</b>
<b>Total (%)</b>	<b>75%</b>	<b>22,73</b>	<b>90,91%</b>	<b>88,64%</b>	<b>11,36%</b>	<b>75%</b>

Fonte: Silva (2022).

Sobre o pousio, observou-se que nas áreas pesquisadas, apenas os municípios de Quatipuru, Santarém Novo, São João de Pirabas e Bonito relataram a utilização dessa prática cultural. Já com relação a presença de plantas daninhas na área dos canteiros, notou-se plantas indesejáveis em quase todas as áreas produtoras, sendo os municípios de Tracuateua e Capanema os que obtiveram mais áreas com a presença visível das invasoras. No que se refere a adubação, constatou-se a predominância da adubação orgânica entre os produtores de hortaliças nos municípios pesquisados (Tabela 3).

Quanto à irrigação dos canteiros, observou-se que 33 áreas produtoras realizavam o manejo diário de água em seus cultivos, sendo o fornecimento realizado por diferentes sistemas de irrigação, tais como, aspersão, microaspersão, ou de forma manual com a utilização de mangueiras de jardim ou regadores (Tabela 3).

Durante as coletas, notou-se os principais sintomas da presença de nematoides formadores de galha nas áreas produtoras de hortaliças (Tabela 4). Assim, pode-se observar que todas as amostras coletadas tinham galhas em seu sistema radicular e houve presença de reboleiras em 37 áreas produtoras, sendo os municípios de Tracuateua e Bragança os que apresentaram maiores quantitativos de áreas com reboleiras. Percebe-se que nem todas as áreas produtoras apresentavam visivelmente o sintoma de “reboleira”, sendo necessário a coleta de plantas de menor porte e a verificação da existência de galhas no sistema radicular.

Tabela 4 - Principais sintomas observados nas áreas produtoras de hortaliças do nordeste paraense durante o período de coleta.

<b>Municípios</b>	<b>Presença de reboleiras</b>	<b>Presença de galhas</b>
Primavera	1	1
Quatipuru	4	4
Tracuateua	7	7
Nova Timboteua	1	1
Santarém Novo	5	6
Bragança	7	7
Santa Luzia do Pará	5	5
São João de Pirabas	1	1
Capanema	1	7
Bonito	5	5
<b>Total</b>	<b>37</b>	<b>44</b>
<b>Total (%)</b>	<b>84,09%</b>	<b>100%</b>

Fonte: Silva (2022).

Nas raízes com galhas, classificou-se a quantidade de galhas em perfis (Tabela 5), conforme adaptação da classificação de Taylor e Sasser (1978). Assim, observa-se que 17 amostras coletadas durante o estudo tinham mais de 100 galhas em suas raízes, com isso classificou-se essa quantidade como um perfil extremamente alto de infecção, em uma escala onde plantas com zero galhas seriam o ideal e com mais de 100 galhas seriam um nível extremamente alto e prejudicial à cultura. Notou-se com isso, que nenhuma amostra foi considerada ideal e somente duas apresentaram perfil do tipo baixo e médio, respectivamente.

Tabela 5 – Adaptação da classificação do número de galhas segundo Taylor e Sasser (1978) para amostras de raízes de hortaliças em municípios do nordeste paraense.

Níveis de classificação	Nº de amostras	Perfil	Cultura
0	0	Ideal	-
1	2	Baixo	Alface e couve
2	2	Médio	Alface e chicória
3	11	Alto	Couve, coentro chicória, espinafre, jambu, pepino e tomate
4	12	Muito alto	Carirú, coentro, chicória, pimenta de cheiro e pepino
5	17	Extremamente alto	Couve, chicória, jerimum, pimenta e pimenta de cheiro
Total	44	-	-

\*0= sem galhas. 1= 1 a 2 galhas. 2= 3 a 10 galhas. 3= 11 a 30 galhas. 4= 31 a 100 galhas. 5=mais de 100 galhas. Fonte: Silva (2022).

#### *Presença de nematoides por município*

A Tabela 6 evidencia a ocorrência de espécies de *Meloidogyne* nos municípios amostrados. Observou-se com isso que todas as localidades apresentaram nematoides formadores de galha, e entre as espécies de *Meloidogyne* identificadas, a predominante foi *Meloidogyne incognita*, cuja ocorrência foi verificada em todos os municípios desse estudo.

As demais espécies identificadas foram *Meloidogyne enterolobii* e *Meloidogyne javanica*, embora com menor ocorrência dentre os municípios. Sendo assim, o *M. enterolobii* ocorreu em amostras de duas localidades, em Santa Luzia do Pará e Capanema, já o *M. javanica* em culturas provenientes de Quatipuru, Tracuateua e Capanema (Tabela 6).

Tabela 6 - Presença e ausência de espécies de *Meloidogyne* em municípios produtores de hortaliças no nordeste paraense.

Municípios	<i>Meloidogyne</i> spp.	<i>M. incognita</i>	<i>M. enterolobii</i>	<i>M. javanica</i>
Primavera	-	+	-	-
Quatipuru	+	+	-	+
Tracuateua	-	+	-	+
Nova Timboteua	-	+	-	-

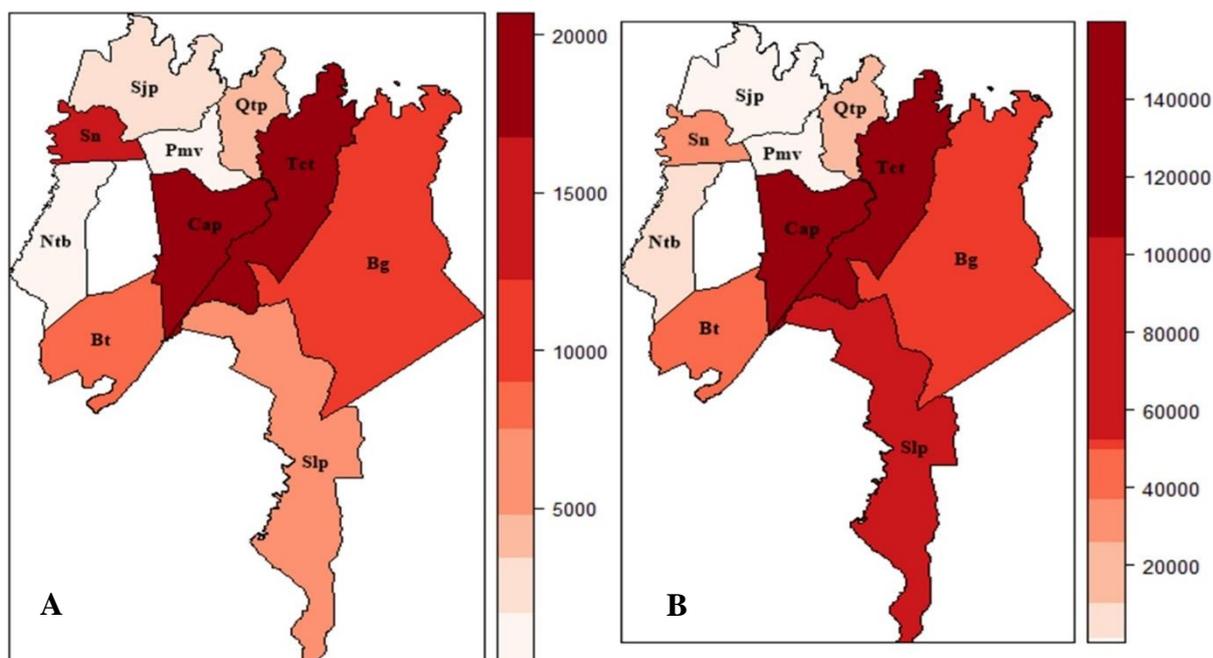
Santarém Novo	+	+	-	-
Bragança	+	+	-	-
Santa Luzia do Pará	-	+	+	-
São João de Pirabas	-	+	-	-
Capanema	-	+	+	+
Bonito	+	+	-	-

Fonte: Silva (2022). (+ Presente (-) Ausente

### Densidade populacional no solo e nas raízes

A densidade populacional de *Meloidogyne* em todos os municípios amostrados foi de 83.796 nematoides dentre todas as espécies constatada em amostras de solo e raízes. O município de Tracuateua apresentou a maior densidade populacional, com 20.666 juvenis de segundo estágio (J2), seguido pelo município de Capanema com 17.258 e Santarém Novo com 13.136 nematoides (Figura 9a). Para a densidade de ovos, observou-se densidade total de 480.482, sendo as maiores densidades expressas nos municípios de Capanema, com 159.664 ovos, Tracuateua com 111.792 e Santa Luzia do Pará com 52.228 ovos contabilizados em suas amostras (Figura 9b).

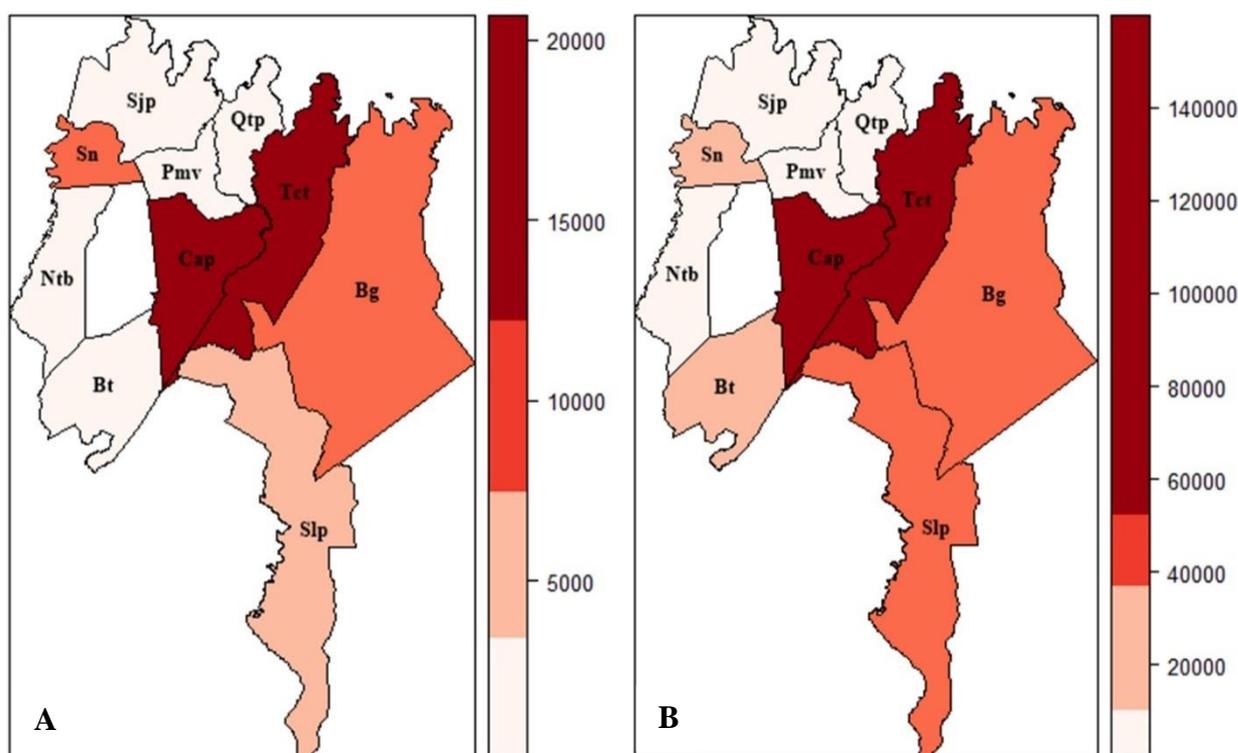
Figura 9 - Densidade populacional total de juvenis (J2) em amostra de solo e raízes coletas em áreas produtoras de hortaliças no nordeste paraense (A). Densidade de ovos em amostra de solo e raízes coletas em áreas produtoras de hortaliças no nordeste paraense (B). (Bt: Bonito, Bg: Bragança, Cap: Capanema, Ntb: Nova Timboteua, Pmv: Primavera, Qtp: Quatipuru, Slp: Santa Luzia do Pará, Sn: Santarém Novo, Sjp: São João de Pirabas, Tct: Tracuateua)



Fonte: Mello (2022).

Sobre a população de *M. incognita*, contabilizou-se 67.470 nematoides da espécie. Com isso, constatou-se maiores densidades populacionais de juvenis de segundo estágio (J2) nos municípios de Tracuateua, Capanema, Santarém Novo e Bragança com 16.506, 14.140, 11.656 e 9.248 nematoides, respectivamente (Figura 10a). Acerca da densidade de ovos, observou-se maiores valores no município de Capanema com 100.384, Tracuateua com 91.952, Santa Luzia do Pará com 42.508 e Bragança com 51.796 ovos (Figura 10b).

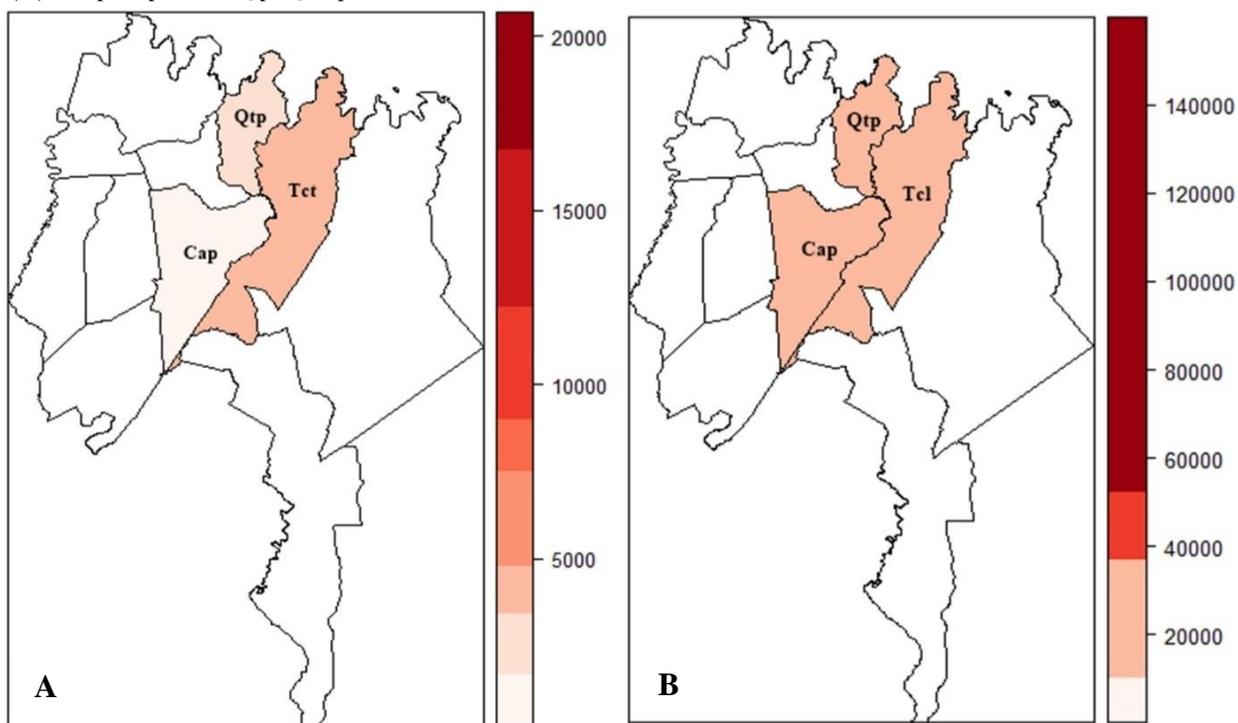
Figura 10 - Densidade populacional de juvenis (J2) de *Meloidogyne incognita* em amostra de solo e raízes coletas em áreas produtoras de hortaliças no nordeste paraense (A). Densidade de ovos de *Meloidogyne incognita* em amostra de solo e raízes coletas em áreas produtoras de hortaliças no nordeste paraense (B). (Bt: Bonito, Bg: Bragança, Cap: Capanema, Ntb: Nova Timboteua, Pmv: Primavera, Qtp: Quatipuru, Slp: Santa Luzia do Pará, Sn: Santarém Novo, Sjp: São João de Pirabas, Tct: Tracuateua).



Fonte: Mello (2022).

Para a densidade populacional de *M. javanica* nas áreas produtoras de olerícolas do nordeste paraense, contabilizou-se uma população total de 7.650 nematoides, onde, constatou-se maior densidade de nematoides no município de Tracuateua, com 4.160 J2, seguido pelo município de Quatipuru com 2.320 nematoides e Capanema com densidade de juvenis de 1.160 (Figura 11a). Já densidade de ovos, estimou-se um total de 60.800 ovos. O município de Quatipuru contabilizou 21.640 ovos, sendo este a maior densidade entre os municípios de ocorrência de *M. javanica*, Tracuateua e Capanema apresentaram, 19.840 e 19.320 ovos, respectivamente (Figura 11b).

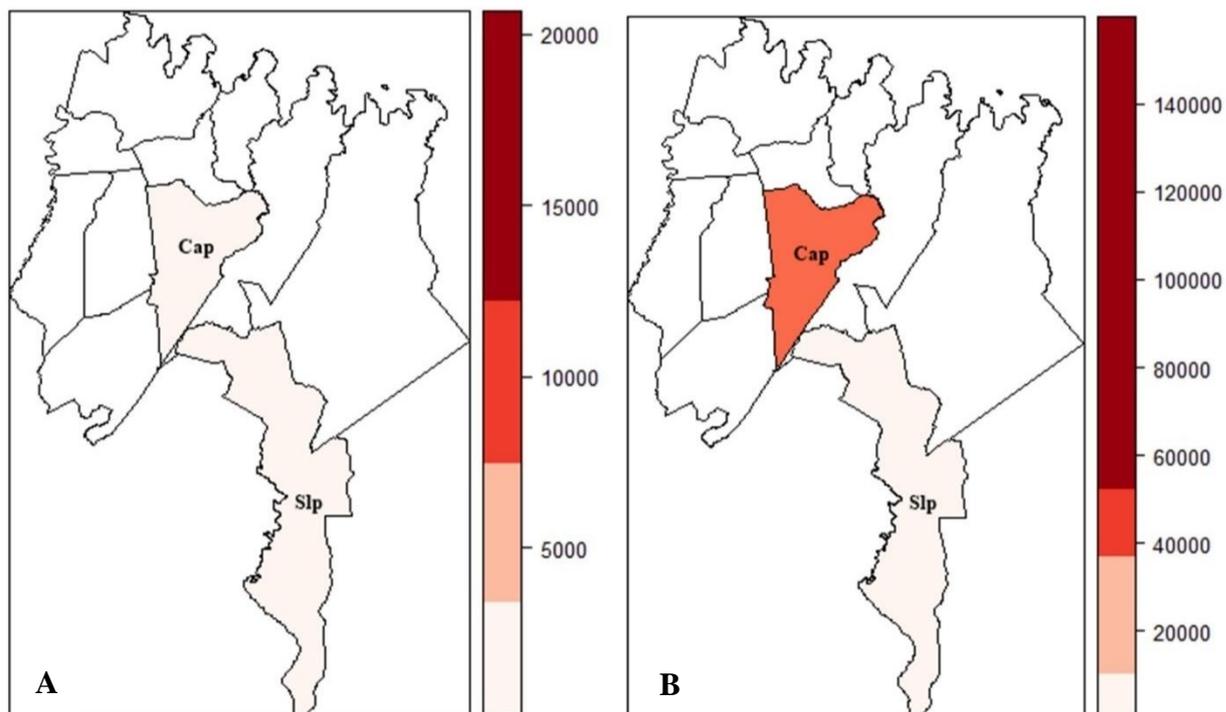
Figura 11 - Densidade populacional de juvenis (J2) de *Meloidogyne javanica* em amostra de solo e raízes coletas em áreas produtoras de hortaliças no nordeste paraense (A). Densidade de ovos de *Meloidogyne javanica* em amostra de solo e raízes coletas em áreas produtoras de hortaliças no nordeste paraense (B). (Cap: Capanema, Qtp: Quatipuru, Tct: Tracuateua).



Fonte: Mello (2022).

Para *M. enterolobii*, esta espécie apresentou densidade populacional total de 3.278 nematoides formadores de galha, sendo suas populações identificadas somente nos municípios de Capanema e Santa Luzia do Pará, com 1.958 e 1.320 nematoides, respectivamente (Figura 12a). Quando analisamos a densidade de ovos, totalizou-se 49.680 ovos. Com isso, o município de Capanema apresentou a maior densidade de ovos, com 39.960, seguido por Santa Luzia do Pará com 9.720 ovos de nematoides (Figura 12b).

Figura 12 - Densidade populacional de juvenis (J2) de *Meloidogyne enterolobii* em amostra de solo e raízes coletas em áreas produtoras de hortaliças no nordeste paraense (A). Densidade de ovos de *Meloidogyne enterolobii* em amostra de solo e raízes coletas em áreas produtoras de hortaliças no nordeste paraense (B). (Cap: Capanema, Slp: Santa Luzia do Pará).



Fonte: Mello (2022).

Algumas amostras oriundas dos municípios de Bragança, Bonito, Quatipuru e Santarém Novo não foram identificadas a nível de espécie, em função da alta perecibilidade das culturas olerícolas e da duração do transporte até o laboratório de nematologia, o que resultou em perda da qualidade de alguns materiais para análise.

#### Densidade relativa (DR)

Observa-se na Tabela 7 que o *M. incognita* apresentou a maior densidade relativa, 80,52%, seguido pelo *M. javanica*, com 9,12% e o *M. enterolobii* com 3,91%.

Tabela 7 - Densidade relativa de espécies de *Meloidogyne* spp., em amostras de hortaliças oriundas do nordeste paraense.

Espécie	População	(%)
<i>M. incognita</i>	67.470	80,52
<i>M. javanica</i>	7.640	9,12
<i>M. enterolobii</i>	3.278	3,91
<i>Meloidogyne</i> spp.	5.408	6,45
Total	83.796	100,00

Fonte: Silva (2022).

### *Incidência por localidade*

Constatou-se que o *M. incognita* foi a espécie predominantemente mais incidente nas localidades produtoras de hortaliças dentre todos os municípios (Tabela 8). Nas áreas de cultivo de Primavera, Nova Timboteua e São João de Pirabas, o *M. incognita* obteve 100% de incidência. No município de Quatipuru houve a incidência de duas espécies, *M. incognita* e o *M. javanica*, 25% e 25%, respectivamente.

Tabela 8 - Incidência por localidade, estimada em porcentagem, pelas espécies de maior ocorrência nos municípios da região nordeste paraense.

<b>Municípios</b>	<b>Espécie</b>	<b>Incidência (%)</b>
Primavera	<i>M. incognita</i>	100,00
Quatipuru	<i>M. incognita</i>	25,00
Quatipuru	<i>M. javanica</i>	25,00
Tracuateua	<i>M. incognita</i>	85,71
Nova Timboteua	<i>M. incognita</i>	100,00
Santarém Novo	<i>M. incognita</i>	83,33
Bragança	<i>M. incognita</i>	85,71
Santa Luzia do Pará	<i>M. incognita</i>	80,00
São João de Pirabas	<i>M. incognita</i>	100,00
Capanema	<i>M. incognita</i>	71,42
Bonito	<i>M. incognita</i>	60,00

Fonte: Silva (2022).

### *Frequência de espécies de nematoides por cultura*

A Tabela 9 apresenta a frequência de ocorrência de nematoides formadores de galha em relação as culturas olerícolas identificadas em cada município de estudo. Desse modo, na cultura do jambu, observou-se 100% de frequência de *M. javanica* e na chicória da Amazônia 100% de populações de *M. incognita*. Na pimenta, cariru e jerimum observou-se frequência de 100% de espécies de *M. incognita*. No tomateiro ocorreu 100% de frequência de *M. javanica*.

Tabela 9 - Frequência de espécies de *Meloidogyne* por culturas em municípios produtores de hortaliças no nordeste paraense.

<b>Cultura</b>	<b><i>Meloidogyne</i> spp.</b>	<b><i>M. incognita</i></b>	<b><i>M. enterolobii</i></b>	<b><i>M. javanica</i></b>
Chicória da Amazônia	0,00	100,00	0,00	0,00
Alface	100,00	0,00	0,00	0,00
Coentro	50,00	50,00	0,00	0,00
Tomate-cereja	0,00	0,00	0,00	100,00
Espinafre	100,00	0,00	0,00	0,00
Couve	33,33	33,33	0,00	33,33

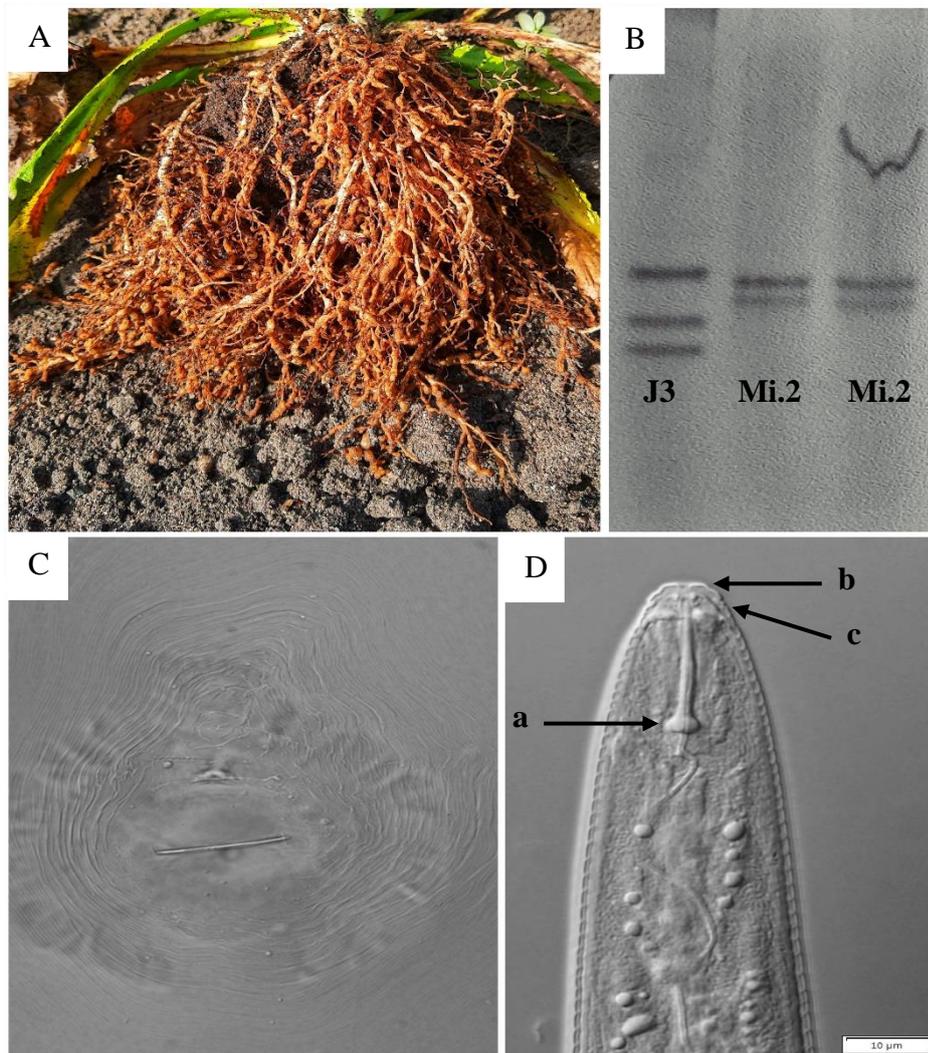
Pepino	50,00	50,00	0,00	0,00
Jerimum	0,00	100,00	0,00	0,00
Pimenta de cheiro	0,00	50,00	50,00	0,00
Cariru	0,00	100,00	0,00	0,00
Pimenta	0,00	100,00	0,00	0,00
Jambu	0,00	0,00	0,00	100,00

Fonte: Silva (2022).

Identificou-se também baixas frequências de espécies *M. incognita* nas culturas do coentro e do pepino. Além do mais, nas culturas da couve e pimenta-de-cheiro observou-se a existência de populações mistas, sendo obtidas para a couve frequências populacionais de *M. incognita* e *M. javanica* e para a pimenta-de-cheiro, identificou-se frequência de *M. incognita* e *M. enterolobii* (Tabela 9).

Além disso, por meio da técnica da eletroforese complementou-se a identificação de algumas espécies encontradas neste estudo, onde identificou-se padrões de fenótipo da esterase em *M. incognita*, nas culturas da chicória da Amazônia, couve, jerimum, pimenta e pimenta-de-cheiro (Figura 13).

Figura 13 - Raízes de chicória da Amazônia com galhas formadas por *Meloidogyne incognita* (A). Fenótipos de esterese de populações de *M. incognita*, (J3) fenótipo de *M. javanica* (padrão), (Mi.2) *M. incognita* com duas bandas (B). Configuração perineal de fêmeas de *M. incognita*, com arco dorsal trapezoidal e estrias grossas (C). Região anterior macho, com detalhes da região labial, nódulos basais (a), região labial trapezoidal do macho (b) e disco labial proeminente com estrias transversais (c) (D).



Fonte: Silva (2022).

## 5 Discussão

### *Rotação de cultura*

Apesar da rotação de culturas ser uma prática realizada na maioria das áreas produtoras deste estudo, nota-se ainda um elevado número populacional de *Meloidogyne*, uma vez que a adoção da rotação de cultura não é uma tarefa simples, principalmente no manejo de nematoides formadores de galha, pois estes são polípagos, apresentam alta número de espécies hospedeiras, principalmente nas culturas olerícolas, o que prejudica a redução populacional com a adoção da rotação de cultura (CEPULITÉ *et al.*, 2018). Além disso, o cultivo na região é intensivo

durante o ano todo, e a rotação é realizada com culturas suscetíveis, o que pode favorecer o aumento populacional de nematoides.

Segundo Fontana *et al.* (2020), para a eficiência desse manejo na redução de populações de nematoides no solo, deve-se escolher culturas não hospedeiras e cultivares resistentes. Para Silva *et al.* (2011) e Torres *et al.* (2020) a rotação de culturas mostra-se eficiente com a utilização de plantas antagonistas o que contribui com a redução populacional, devido a possibilidade de quebra do ciclo de reprodução dos nematoides.

### *Pousio*

Neste estudo, poucos municípios adotavam o pousio em suas áreas de produção (Tabela 3), pois essa prática requer o uso de outras áreas para plantio, o que é difícil aos olericultores da região de estudo, devido a maioria dos cultivos serem realizados em pequenas áreas, sem a possibilidade de se produzir em áreas adjacentes. Oliveira *et al.* (2009) destacam que o sucesso do controle populacional de áreas infestadas com *Meloidogyne* depende da associação de medidas de controle, como o pousio e a rotação de cultura, com o intuito de redução populacional e de conter a multiplicação de nematoides.

### *Plantas daninhas*

Outra prática cultural importante é o controle de ervas daninhas nas áreas de produção, sendo este trato cultural pouco realizado nos cultivos de hortaliças do nordeste paraense (Tabela 3), o que pode contribuir para o aumento da população de nematoides nas áreas de produção, visto que algumas plantas invasoras são ótimas hospedeiras de *Meloidogyne* spp. o que pode garantir a permanência de altas populações de nematoides no solo, além de facilitarem o ciclo de reprodução das espécies de nematoides presentes na área (FRASIER *et al.*, 2020). Pinheiro *et al.* (2019) reforçam que as plantas daninhas podem multiplicar inóculos de nematoides, garantindo a permanência de populações vivas.

### *Adubação*

Além dessas práticas mencionadas, Bernardo *et al.* (2011) afirmam que a adubação orgânica é uma prática bastante comum na produção de hortaliças, o que pode favorecer a multiplicação e permanência de nematoides nas áreas de cultivo, corroborando com os resultados encontrados nesse estudo, onde a adubação orgânica é realizada na maioria das áreas produtoras (Tabela 3). Segundo Pires *et al.* (2008) e Upamali *et al.* (2020) a adubação orgânica

promove o melhor desenvolvimento do sistema radicular, o que garante mais chance de parasitismo por nematoides.

Além disso, a adição de matéria orgânica pode mascarar a ocorrência de nematoides, pois o efeito da adubação pode tornar as culturas mais tolerantes ao ataque de nematoides, que devido o bom fornecimento de nutrientes podem apresentar boa produtividade e não expressar sinais de infecção por *Meloidogyne* spp., podendo passar despercebido, pois não apresentam acentuada redução produtiva (SCOTTI *et al.*, 2015). O incremento da adubação orgânica pode também manter a umidade e diminuir o estresse hídrico, assim, a cultura hospedeira pode tolerar ainda mais a presença de nematoides (RITZINGER *et al.*, 1998; BRIDGE, 2000).

### *Irrigação*

Outra relação que permite associar as práticas culturais adotadas nas áreas de cultivos com a presença de nematoides é a irrigação, pois essa prática pode contribuir com a movimentação e dispersão de nematoides no solo, para Barros *et al.* (2016) a água pode ser considerada um dos principais veículos de disseminação dos nematoides, principalmente em locais com reservatórios de água contaminados.

Silva *et al.* (2020) recomendam a limpeza de reservatórios e canais de irrigação, principalmente após fortes chuvas, além do mais o fornecimento de água permite a eclosão dos ovos de *Meloidogyne*, fato que pode se agravar pelo uso ineficiente da água, visto que grande parte das propriedades visitadas não possuíam sistemas de irrigação consolidados, e nem faziam o controle apropriado da qualidade de água durante o fornecimento, o que pode ocasionar excesso de água e contribui com o desenvolvimentos dos ovos (JENKINS; TAYLOR, 1967; FUJIMOTO *et al.*, 2010; SILVA *et al.*, 2020).

Além do mais, o caminhar ao redor dos cultivos para realizar a irrigação é outro fator disseminador associado a falta de sistemas de irrigação, pois ao realizar essa tarefa o produtor precisa ir manualmente em cada canteiro, e esse caminhar pode favorecer a disseminação de nematoides para novas áreas, pois estes podem se aderir na superfície de mangueiras e regadores, e na sola dos calçados.

### *Galhas e reboleiras*

Outra relação que permite correlacionar a existência de nematoides nas áreas de produção são os sintomas, que podem ser observados por meio da presença de galhas e de áreas com “reboleiras”, neste estudo todas as amostras apresentavam galhas em suas raízes (Tabela 4), que surgem como reflexo do parasitismo. Daramola *et al.* (2015) relatam que a formação

das galhas ocorre em raízes infectadas, que modificam as células e interferem no fluxo de água e nutrientes para a planta, resultando na redução da produtividade. Notou-se durante as coletas a presença de “reboleiras” na maioria dos cultivos, isso indica danos no sistema radicular de plantas infectadas, que surgem em decorrência da formação das galhas (GOMES *et al.*, 2008).

Além disso, a quantidade de galhas pode comprometer todo o desenvolvimento e determinar o nível de danos as estruturas da planta, por isso nesse estudo classificou-se a quantidade de galhas em perfis (Tabela 5), assim, notou-se numerosas galhas no sistema radicular das culturas coletadas, o que pode demonstrar que o ambiente está favorável para a infecção e desenvolvimento de nematoides. Com isso, a presença de galhas indica que existem populações de nematoides no solo, e pode servir de alerta para o produtor buscar o manejo adequado, visto que as galhas prejudicam a absorção de água e nutrientes (WESTERICH *et al.*, 2012; PREMACHANDRA; GOWEN, 2015).

#### *Presença de nematoides por município*

Neste estudo identificou-se as espécies *Meloidogyne incognita*, *Meloidogyne enterolobii* e *Meloidogyne javanica* (Tabela 6). Em estudos semelhantes sobre a ocorrência de *Meloidogyne* em áreas de produção de hortaliças, realizados nos estados de São Paulo, Minas Gerais, Goiás, Mato Grosso e Ceará também se constatou a presença das espécies *M. incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii* (CARNEIRO *et al.*, 2008; ROSA *et al.*, 2013; SILVA, *et al.*, 2016; OLIVEIRA, 2016). Shah e Mahamood (2017) discorrem que entre as mais de 100 espécies catalogadas de *Meloidogyne*, existe a predominância do *M. incognita* e *M. javanica* nos solos cultivados, sendo o *M. incognita* encontrado em todas as regiões tropicais.

Segundo Pinheiro *et al.* (2013) o *M. incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii* ocorrem com mais frequência nas culturas olerícolas, devido ao elevado número de culturas suscetíveis e a sua prevalência nas áreas de cultivo. Rosa *et al.* (2013) e Pinheiro *et al.* (2019), relatam que a predominância dessas espécies pode estar atrelada a sua boa capacidade de reprodução, cuja altas temperaturas tornam o ambiente propício para sua proliferação, sendo estas as condições climáticas do estado do Pará, que são favoráveis para a multiplicação do nematoides formadores de galha, pois as elevadas temperaturas e o excesso de umidade contribuem com a sua reprodução e parasitismo durante o ano todo.

#### *Densidade populacional no solo e nas raízes*

Notou-se alta disseminação de nematoides de galha nas amostras coletadas da região de estudo, pois a avaliação da densidade populacional no solo e nas raízes mostrou elevados níveis

populacionais de J2 e alta quantidade de ovos contabilizados das espécies identificadas, *M. incognita*, *M. enterolobii* e *M. javanica* (Figura 9). Pode-se explicar essa alta disseminação pelo uso intensivo do solo, pela contaminação de novas áreas por meio de equipamentos de preparo do solo, pelo uso de material propagativo infectado, culturas hospedeiras e pelo transporte de nematoides pela água (CAETANO *et al.*, 2012).

Sendo condizente com o que se presenciou nas propriedades, onde não se percebeu cuidados para evitar a contaminação de novas áreas, sendo comum a utilização das mesmas ferramentas em diferentes áreas de cultivo, falta de higienização de calçados e ferramentas, acesso aberto para animais domésticos, rotação com culturas hospedeiras e uso de solos contaminados para a produção de mudas, visto que se evidenciou presença de galhas em mudas de hortaliças antes do transplântio. Ritzinger e Costa (2004) relatam a importância dos cuidados preventivos em mudas ainda no viveiro, visto que podem evitar a dispersão de nematoides para novas áreas, pois na maioria das vezes a cultura expressa os sintomas de infecção quando já disposta no campo.

Nesse cenário, observou-se maiores densidades de juvenis e ovos para a espécie *M. incognita* (Figura 10). Segundo Kurozawa e Pavan (2005), os nematoides do gênero *Meloidogyne* apresentam ampla gama de hospedeiros, que inclui a maioria das hortaliças cultivadas, dando destaque ao *M. incognita* que é considerado o mais ocorrente na agricultura mundial, corroborando com os resultados desse estudo, onde o *M. incognita* esteve presente em todos os municípios da pesquisa e apresentou grande quantidade de ovos e de juvenis.

Além disso, a segunda maior densidade encontrada nos municípios de estudo do nordeste paraense foi da espécie *M. javanica* (Figura 11). Resultado semelhante foi encontrado por Rosa *et al.* (2013), em identificação de espécies de *Meloidogyne* em hortaliças, onde o *M. javanica* foi a segunda espécie com maior densidade de juvenis e ovos.

Para a espécie *M. enterolobii* notou a menor densidade de ovos e de juvenis dentre os municípios de estudo (Figura 12). Entretanto, isso pode estar relacionado com a baixa disseminação da espécie, na região, visto que esta espécie vem causando prejuízos em hortaliças desde sua primeira detecção em cultivos de hortaliças no Brasil, em 2006, em porta-enxertos de pimentão e tomates resistentes à Meloidoginose no estado de São Paulo (CARNEIRO *et al.*, 2006). Além disso, essa espécie é altamente virulenta e polífaga, sendo o seu potencial de multiplicação considerado superior ao da espécie *M. incognita*, podendo superar genes de resistências em culturas olerícolas (BITENCOURT; SILVA, 2010).

### *Densidade relativa (DR)*

A densidade relativa mostrou a predominância de amostras com a espécie *M. incognita*, seguido pelo *M. javanica* e *M. enterolobii* (Tabela 7). Taylor e Sasser (1978) descrevem essas espécies como as mais prejudiciais as culturas olerícolas, tal fato pode ser explicado pelo ótimo grau de polifagia e ampla distribuição geográfica. Nas regiões de estudo, poucos produtores se atentam a identificar a ocorrência desses nematoides, o que pode ocasionar a disseminação para áreas ainda não contaminadas, visto que o problema não é identificado a tempo. Além do mais, os produtores produzem seus próprios materiais de propagação em sementeiras improvisadas com o uso de solo que pode ser fonte de contaminação, contribuindo com o parasitismo de nematoides de galha nas culturas olerícolas e mantê-los na área em quantidade prejudicial ao desenvolvimento da cultura.

### *Incidência por localidade*

Por isso, notou-se que a espécie *M. incognita* também foi a mais incidente nas propriedades produtoras (Tabela 8). Esse comportamento pode ocorrer devido os padrões de cultivos realizados na região, que são intensivos e com a produção de hortaliças suscetíveis na mesma área por vários ciclos de produção, o que resulta na multiplicação da espécie nas áreas, garantindo a permanência da mesma espécie por vários ciclos produtivos (HUSSAIN; MUKHTAR, 2019).

A espécie *M. javanica* foi incidente em apenas uma localidade (Tabela 8), pode-se deduzir que essa espécie ainda não está amplamente disseminada pelos cultivos de hortaliças do nordeste paraense, pois suas populações não foram encontradas em elevadas quantidades em comparação aos demais municípios, o que demonstra uma dispersão ainda incipiente, em comparação a espécie *M. incognita*.

### *Frequência de espécies de nematoides por cultura*

Essas densidades podem contribuir com a frequência de ocorrência de espécies de nematoides por cultura, visto que das três espécies identificadas nessa pesquisa, apenas o *M. incognita* encontrou-se mais frequente nos cultivos da região de estudo (Tabela 9), o que pode ser intensificado pela forma de produção escalonada e/ou rotacional com espécies olerícolas que são hospedeiras de nematoides. De acordo com Huang (1992), as olerícolas são bastantes suscetíveis aos nematoides do gênero *Meloidogyne*, que pode aumentar a frequência de uma ou

mais espécies de nematoides na área e prejudicar o manejo nas hortaliças, pois estas são de ciclo rápido.

Para a cultura do jambu identificou-se frequência de *M. javanica* (Tabela 9), Pinheiro (2017) relata que as hortaliças da família Asteraceae são ótimas hospedeiras de nematoides do gênero *Meloidogyne*, sendo o *M. javanica* uma das principais espécies que infectam esse grupo, reforçando o resultado desse estudo.

Nas culturas da chicória da Amazônia, cariru, pimenta e jerimum houveram 100% de ocorrência de *M. incognita* (Tabela 9). Evidenciou-se por meio da eletroforese padrões característicos do fenótipo de *M. incognita*. Boari (2016) relata que a cultura chicória da Amazônia é bastante suscetível ao gênero *Meloidogyne*, o que faz dessa cultura uma boa hospedeira para o nematoide de galha, ressaltando que o sistema radicular exibia abundância no número de galhas e sempre estava bem próximo a outras olerícolas, favorecendo sua dispersão pelas áreas de produção.

Destaca-se que a chicória da Amazônia, cariru e jambu são consideradas hortaliças não-convencionais, ambas fazem parte da culinária paraense, o que torna esse resultado de extrema importância aos produtores da região, pois o parasitismo pode ocasionar um crescimento retardado e amarelecimento, o que resultar em perdas produtivas e depreciação do preço, pois o consumo está atrelado a qualidade das folhas, caule e flores. Além do mais são hortaliças herbáceas e de ciclo rápido, o que pode contribuir com o parasitismo e multiplicação de nematoides nas áreas de produção.

Para pimenta ardosa, identificou-se populações de *M. incognita* (Tabela 9), Pinheiro (2011) relata que o *M. incognita* é a espécie com mais relatos de parasitismo nessa cultura, pois esta possui ampla gama de hospedeiros dentro da família das Solanáceas, podendo correlacionar com os resultados desse estudo, onde também se identificou populações de *M. incognita* na pimenta-de-cheiro. Destaca-se que em *Capsicum* existem vários genes de resistência a nematoides, sendo os que confere resistência ao *M. incognita* o gene *N* e o gene *Me* (WANG *et al.*, 2018).

No jerimum ou abóbora também foi identificada a presença de *M. incognita* (Tabela 9). Em estudos realizados para verificar o fator de reprodução de *Meloidogyne* spp. em genótipos de cucurbitáceas, verificou-se a alta suscetibilidade, além de exibirem elevado número de galhas (ANWAR *et al.*, 2007). Wilcken *et al.* (2010) e Salata *et al.* (2012) relatam que as principais cultivares de abóboras são ótimas hospedeiras de *M. incognita* o que garantem a multiplicação populacional de nematoides.

Para o tomateiro a espécie identificada foi *M. javanica* (Tabela 9). Moura (1997) relata que os tomateiros comerciais apresentam resistência a espécie *M. javanica*, essa resistência ocorre devido ao gene *Mi*, localizado no cromossomo 6, sendo este, o gene de resistência mais utilizado e investigado. O que se contrapõem aos resultados encontrados nesse estudo, onde a espécie *M. javanica* foi capaz de contornar essa resistência, apresentando elevada densidade populacional, isso pode ter ocorrido devido a utilização de uma cultivar suscetível ou pelo fato do tomateiro ser cultivado em uma região de clima quente, onde prejudica a expressão dos genes de resistência (WILLIAMSON, 1998; CARVALHO *et al.*, 2015).

Entretanto, outros estudos realizados na Europa e no Brasil corroboram com esta pesquisa, onde houve a ocorrência de populações altamente virulentas de *M. javanica*, com reprodução em tomateiros previamente resistentes (RODRÍGUEZ *et al.*, 2007; DEVRAN; SOGUT, 2010; PINHEIRO *et al.*, 2014; TZORTZAKAKIS *et al.*, 2014).

Nas culturas do coentro e pepino identificou-se baixa frequência de *M. incognita* (Tabela 9), pois em algumas amostras não foi possível a identificação a nível de espécie, isto pode estar relacionado com a perecibilidade dessas culturas, que resulta em uma rápida degradação do material vegetal, que pode prejudicar a qualidade do material a ser analisado.

Outro fato preocupante nesse estudo é a existência de locais com populações mistas de nematoides, o que pode resultar em uma maior possibilidade de culturas hospedeiras e em um ataque mais danoso à cultura afetada, pois notou-se presença de duas espécies em uma única cultura. Com isso, na cultura da couve houve frequência de ocorrência de *M. incognita* e *M. javanica* (Tabela 9), isso pode explicar o rápido apodrecimento radicular da planta e seu baixo rendimento, pois os parasitismos por mais de uma espécie favorece a senescência da planta. Além do mais, a couve exibia sintomas característicos do parasitismo de *Meloidogyne*.

Huang (1992) relata que é comum a ocorrência de *M. incognita* e *M. javanica* juntas em culturas olerícolas, o que contribui com os baixos resultados de produção e a rápida produção de galhas no sistema radicular da cultura infectada, além de dificultar o controle populacional.

Outro resultado importante é com relação a presença de populações mistas de *M. incognita* e *M. enterolobii* na pimenta-de-cheiro (Tabela 9). Vale ressaltar que essa cultura se apresenta como uma forte fonte de renda dos produtores locais e também para outros funciona como uma alternativa para a complementação de seus cultivos. Ferraz *et al.* (2010) descreve que a mistura de populações em uma mesma área prejudica a adoção de estratégias de controle de nematoides, como a rotação de culturas e o uso de culturas resistentes.

## 6 Conclusão

Pode-se identificar a ocorrência de nematoides formadores de galha no nordeste paraense, sendo as espécies *M. incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii* detectadas nas áreas de produção de hortaliças do nordeste paraense, onde a predominante foi a espécie *Meloidogyne incognita*, cuja ocorrência foi verificada em todos os municípios desse estudo.

## REFERÊNCIAS

- ALVARENGA, M. A. R (Ed.). **Tomate: produção em campo, em casa-de-vegetação e em hidroponia**. Ufla, 2004.
- ALVARES, C. A.; STAPE, J. L.; SENTELHAS, P. C.; GONÇALVES, J. L. M.; SPAROVEK, G. Koppen's climate classification map for Brazil. *Meteorologische Zeitschrift*, v. 22, p. 711–728, 2013.
- ANWAR, S. A.; MCKENRY, M. V. Incidence and population density of plant-parasitic nematodes infecting vegetable crops and associated yield losses in Punjab, Pakistan. *Pakistan Journal Zoology*, v. 44, n. 2, p. 327-333, 2012.
- ANWAR. S. A.; ZIA, A.; HUSSAIN, M.; KAMRAN, M., Host suitability of selected plants to *Meloidogyne incognita* in the Punjab, *Pakistan International Journal of Nematology*, v. 17, p. 144-150, 2007.
- BARROS, P. A.; E. M. R. PEDROSA; E. F. F. SILVA; J. H. MIRANDA; M. M. ROLIM; M. F. L. DAVID. Dinâmica populacional de fitonematoides sob regimes de fluxo de água em colunas de solo. *Nematropica*, v. 46, p. 244-260, 2016.
- BERNARDO, J. T.; FREITAS, L. G.; YAMADA, J. K.; ALMEIDA, V. S.; DALLEMOLE-GIARETTA, R. FERRAZ, S. Efeito de adubos orgânicos sobre *Meloidogyne javanica* em tomateiro. *Nematologia Brasileira*, v. 35, p. 10-19, 2011.
- BITENCOURT, N. V.; SILVA, G. S. Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas. *Nematologia Brasileira*, v. 34, n. 3, p. 181-183, 2010.
- BOARI, A. J. Galhas causadas por nematoide (*Meloidogyne* spp.) em bertalha no Estado do Pará. Belém, PA: Embrapa Amazônia Oriental, **(Comunicado Técnico)**.4 p. 2016.
- BONFIM, C. O. **Fitonematoides associados ao cultivo de hortaliças no município de Lagoa Seca-PB**. 2017. 33f. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Agronomia) – Universidade Federal da Paraíba, 2017.
- BRIDGE, J. Keynote: Nematodes of bananas and plantains in Africa: research trends and management strategies relating to the small scale farmer. *Acta Horticulturae*, n. 540, p. 391-408, 2000.
- CAETANO, L. C. S.; GUAÇONI M.; A.; LIMA, I. M.; VENTURA, J. A. **Recomendações técnicas para o cultivo da figueira**. Vitória, ES: INCAPER, 38 p. 2012.

CARDOSO, A. I. I. Efeito da enxertia na produção de pepino e na reprodução de *Meloidogyne javanica* e *Meloidogyne incognita*. **Horticultura Brasileira**, v.30, n.4, p.590-594, 2012.

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

CARNEIRO, R. M. D. G.; ALMEIDA, M. R. A.; MARTINS, I.; SOUZA, J. F.; PIRES, A. Q.; TIGANO, M. S. Ocorrência de *Meloidogyne* spp. e Fungos Nematófagos em Hortaliças 443 no Distrito Federal, Brasil. **Nematologia Brasileira**, v.32, n.8, p.135-141. 2008.

CARVALHO, L. M.; BENDA, N. D.; VAUGHAN, M. M.; CABRERA, A. R.; HUNG, K.; COX, T.; TEAL, P. E. *Mi-1*-Mediated nematode resistance in tomatoes is broken by short-term heat stress but recovers over time. **Journal of nematology**, v. 47, n. 2, p. 133, 2015.

CEPULITÉ, R.; DANQUAH, W. B.; BRUENING, J.; WILLIAMSON, V. Potente attractant root-knot nematodes in exudates from seedling root tips of two host species. **Scientific Reports**, v. 8, p. 10847, 2018.

COOLEN, W. A.; D'HERDE, C.J. A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue. **State Nematology and Entomology Research Station**, Ghent. 77p. 1972.

DARAMOLA, F. Y.; POPOOLA, J. O.; ENI, A. O.; SULAIMAN, O. Characterization of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) associated with *Abelmoschus esculentus*, *Ceiosia argentea* and *Corchorus olitorius*. **Asian Journal of Biological Sciences**, v. 8, p. 42-50, 2015.

DEVTRAN, Z.; SOGUT, M. A. Occurrence of virulent root-knot nematode populations on tomatoes bearing the *Mi* gene in protected vegetable-growing áreas of Turkey. **Phytoparasitica**, v. 38, p. 245-251, 2010.

EISENBACK, J. D.; HIRSCHMANN, H.; SASSER, J. N.; TRIANTAPHYLLOU, A. C. **A guide to the four most common species of root-knot nematodes (*Meloidogyne* species) with a pictorial key**. Raleigh: The Departments of Plant Pathology and Genetics of North Carolina State University and United States Agency for International Development, p, 48, 1981.

ESBENSHADE, P. R.; TRIANTAPHYLLOU, A. C. Isozyme phenotypes for the identification of *Meloidogyne* species. **Journal of Nematology**, Lawrence, v. 22, n. 1, p. 10-15, 1990.

FERRAZ, S.; FREITAS, L.G.; LOPES, E.A. & DIAS-ARIEIRA, C.R. **Manejo sustentável de fitonematoides**. Viçosa: Editora UFV, 2010.

FONTANA, L. F.; ARIEIRA, C. R. D.; ABE, V. H. F.; SEVERINO, J. J.; ARIEIRA, J. D. O.; MONTEIRO, R. N. F. Interference of *Meloidogyne javanica* in the reproduction of

Pratylenchus brachyurus in soybean cultivar BRS/MT pintado. **Summa Phytopathologica**, v.44, p.143–147, 2018.

FRASIER, I.; QUIROGA, A.; NOELLEMAYER, E. Effect of different cover crops on C and N cycling in sorghum NT systems. **Science of The Total Environment**, v. 562, p. 628-639, 2016.

FUJIMOTO, T. S.; HASEGAWA, K.; OTOBE, T. MIZUKUBO. The effect of soil water flow and soil properties on the motility of second-stage juveniles of the root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*). **Soil Biology e Biochemistry**, v. 42. p. 1065-1072, 2010.

GOMES, V. M.; SOUZA, R. M.; SILVA, M, M.; DOLINSKI C. Caracterização do estado nutricional de goiabeiras em declínio parasitadas por *Meloidogyne mayaguensis*. **Nematologia Brasileira**, v. 32, p.154 -160, 2008.

HOMMA, A. K. O.; SANCHES, R. S.; MENEZES, A. J. E. A.; GUSMÃO, S. A. L. Etnocultivo do jambu para abastecimento da cidade de Belém, no Estado do Pará. **Amazônia: Ciência & Desenvolvimento**, v. 6, n. 12, 2011.

HUANG, S. P. Nematoides que atacam olerícolas e seu controle. **Informe Agropecuário**, v. 16, p.31-36. 1992.

HUSSAIN, M. A; MUKHTAR, T. Root-knot nematodes infecting okra in major vegetable growing districts of Punjab, **Pakistan Journal of Zoology**, v. 51, n. 3, p. 1137–1143, 2019.

IBRAHIM, H. M. M.; AHMAD, E. M.; MARTÍNEZ-MEDINA, A.; ALY, M. A. M. Effective approaches to study the plant-root knot nematode interaction. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 141, n. 1, p. 332–342, 2019.

JENKINS, W. R. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. **Plant Disease Reporter**, v. 48, p. 629, 1964.

KAYANI, M. Z.; MUKHTAR, T.; HUSSAIN, M. A.; HAQUE, M. I. Infestation assessment of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) associated with cucumber in the Pothowar region of Pakistan. **Crop Protection**, v. 47 p. 49-54, 2013.

KEPENEKCI, I.; SELCUK, H.; ERCIN O.; EDWIN E. L. Application methods of *Steinernema feltiae*, *Xenorhabdus bovienii* and *Purpureocillium lilacinum* to control root knot nematodes in greenhouse tomato systems. **Crop Protection**. n. 108, p. 31-38, 2019.

KIRSCH, V. G. **Fitonematoides na cultura da soja: levantamento, caracterização de espécies e reação de cultivares a *Meloidogyne* spp.** 86 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Agricultura e Ambiente, Universidade Federal de Santa Maria, Frederico Westphalen, 2016.

KUROZAWA, C.; PAVAN, M. A. Doenças do tomateiro (*Lycopersicon sculentum*). In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A. (Ed.). **Manual de Fitopatologia: doenças das plantas cultivadas**. 4. ed. São Paulo: Agronômica Ceres, v. 2, p. 607- 626, 2005.

- LIMA, J. P.; SILVA, J. M.; SALES, M. F.; MINDELO, L. J. O.; FRANÇA, P. R. C. Agricultura familiar: os desafios de produzir sem queima na agrovila de iracema em castanhal – PA. **IV Congresso Internacional das Ciências Agrárias**, COINTER – PDVAgro, 2019.
- LUDWIG, J.; MOURA A. B.; GOMES, C. B. Potencial da microbiolização de sementes de arroz com rizobactérias para o biocontrole do nematoide das galhas. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, DF, v. 38, n.3, p. 264-268, 2013.
- MAI, W. F., MULLIN, P. G., LION, H. H., LOEFFLER, K. **Plant parasitic nematodes: pictorial key to genera**. Ithaca: Cornell University Press, 277 p. 1996.
- MOREIRA, F. J. C.; FERREIRA, A. C. S. Controle alternativo de nematoide das galhas (*Meloidogyne enterolobii*) com cravo de defunto (*Tagetes patula* L.), incorporado ao solo - **Holos**, 2, Ano 31, v. 1, p.99-110. 2015.
- MORILLO, S. R. C.; SILVA, G. S. Efeito antagônico de feijão-de-porco sobre *Meloidogyne enterolobii* em tomateiro. **Summa Phytopathologica**, v. 41, n. 4, p. 305 - 310, 2015.
- Moura, R. M. O gênero *Meloidogyne* e a meloidoginose: parte II. **RAPP**, v.5, p.281-315, 1997.
- OLIVEIRA, C. D.; BRAZ, L. T.; SANTOS, J. M.; BANZATTO, D. A.; OLIVEIRA, P. R. Resistência de pimentas a nematóides de galha e compatibilidade enxerto/portaenxerto entre híbridos de pimentão e pimentas. **Horticultura Brasileira**, v. 27, p. 520-526, 2009.
- OLIVEIRA, J. O. **Levantamento de fitonematoides e caracterização bioquímica de populações de Meloidogyne spp. em áreas cultivadas com hortaliças na região sul do estado de Goiás**. (Dissertação em Olericultura) Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano – Campus Morrinhos. p. 48. 2016.
- OLIVEIRA, J.O. Levantamento de fitonematoides e caracterização bioquímica de populações de *Meloidogyne* spp. em áreas cultivadas com hortaliças na região sul do estado de Goiás. Morrinhos, GO: IF Goiano, 2016.
- PAES-TAKAHASHI, V. D. S.; SOARES, P. L. M.; BRITO, P.F.; CARNEIRO, F. A.; SANTOS, J. M. Nematode occurrence in rubber tree nurseries in São Paulo State. **Nematropica**, v. 46, n. 2, p. 132-137, 2016.
- PINHEIRO, J. B. **Nematoides em hortaliças**. Brasília, DF, 186p. 2017.
- PINHEIRO, J. B. **Nematoides em hortaliças**. Brasília: Embrapa. 194p. 2017.
- PINHEIRO, J. B. P; PEREIRA, R. B; CARVALHO, D. F.; RODRIGUES, C. S. Manejo de nematoides na cultura do quiabeiro. **Circular Técnica 127**, EMBRAPA. Brasília, 495 DF. 7 p, 2013.
- PINHEIRO, J. B.; AMARO, G. B.; PEREIRA, R. B. Nematoides em pimentas do gênero *Capsicum*. **Embrapa Hortaliças-Circular Técnica (INFOTECA-E)**, 2011.

PINHEIRO, J. B.; MELO, RA de C.; DE MORAIS, A. A. Nematoides em meloeiro sob cultivo protegido: ciclo, epidemiologia e manejo. **Embrapa Hortaliças-Circular Técnica (INFOTECA-E)**, 2019.

PINHEIRO, J. B.; SILVA, G. O.; BISCAIA, D.; MACEDO, A. G.; CORREIA, N. M. Reaction of weeds, found in vegetable production areas, to root-knot nematodes *Meloidogyne incognita* and *M. enterolobii*. **Horticultura Brasileira**, v. 37, n. 4, p. 445-450, 2019.

PINHEIRO, J.B.; BOITEUX, L.S.; PEREIRA, R.B.; ALMEIDA, M.R.A.; CARNEIRO, R.M.D.G. **Identificação de espécies de *Meloidogyne* em tomateiro no Brasil**. Embrapa, Brasília, 16p., 2014.

PIRES, A. A.; MONNERAT, P. H.; MARCIANO, C. R.; PINHO, L. G. D. R.; ZAMPIROLI, P. D.; ROSA, R. C. C.; MUNIZ, R. A. Efeito da adubação alternativa do maracujazeiro-amarelo nas características químicas e físicas do solo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 32, n. 5, p. 1997-2005, 2008.

PREMACHANDRA, D. W. T. S., E GOWEN, S. R. Influence of pre-plant densities of *Meloidogyne incognita* on growth and root infestation of spinach (*Spinacia oleracea* L.) (Amaranthaceae) – an important dimension towards enhancing crop production. **Future of Food: Journal on Food, Agriculture and Society**, v.3, 18-26, 2015.

R DEVELOPMENT CORE TEAM. R: a language and environment for statistical computing. **Foundation for Statistical Computing**, Vienna, 2020.

RAMOS, A. P. M.; JUNIOR, J. M.; DECANINI, M. M. S.; PUGLIESI, E. A.; OLIVEIRA, R. F. DE; PARANHOS FILHO, A. C. Avaliação qualitativa e quantitativa de métodos de classificação de dados para o mapeamento coroplético. **Revista Brasileira de Cartografia**, v. 68, n. 3, p. 609-629, 2016.

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

RITZINGER, C.H.S.P.; McSORLEY, R.; GALLAHER, R.N. Effect of *Meloidogyne arenaria* and mulch type on okra in microplot experiments. **Journal of Nematology**, Riverside, v. 30, p. 616-623, 1998.

ROCHA, M. S.; NUNES, H. B.; SARDEIRO, L. S. Quantificação e Distribuição espacial de fitonematoides em uma área hortícola no Oeste da Bahia. **Magistra**, v. 30, p.406-412, 2019.

RODRÍGUEZ, M.; GÓMEZ, L.; PETEIRA, B. *Meloidogyne mayaguensis* Rammah y Hirschmann, plaga emergente para la agricultura tropical y subtropical. **Revista Protección Vegetal**, v. 22, n. 2, p. 183-198, 2007.

ROSA, J. M. O.; WESTERICH, J. N.; WILCKEN, S. R. Nematoides das Galhas em Áreas de Cultivo de Olerícolas no Estado de São Paulo. **Nematologia Brasileira**, v. 37, n. 2, p. 15-19. 2013.

- ROSA, J. M.; WESTERICH, J. N.; WILCKEN, S. R. S. Reprodução de *Meloidogyne javanica* em olerícolas e em plantas utilizadas na adubação verde. **Tropical Plant Pathology**, v. 38, n. 2, p. 133-141, 2013.
- ROSA, J. M. O.; WESTERICH, J.N.; WILCKEN, S.R. Nematoides das galhas em áreas de cultivo de olerícolas no estado de São Paulo. **Nematologia Brasileira**, v.37, n.1/2, p.15- 19. 2013.
- SALATA, A. C.; MAGRO, F. O.; BERTOLINI, E. V.; WILCKEN, S. R.; SCOTTI, R.; BONANOM, G.; SCELZA, R.; ZOINA, A.; RAO, M. A. Organic amendments as sustainable tool to recovery fertility in intensive agricultural systems. **Journal of Soil Science and Plant Nutrition, Araucanía**, v 15, n. 2, p. 333-352, 2015.
- SHAH, M. M; MAHAMOOD, M. Nematology - Concepts, Diagnosis and Control, 2017.
- SILVA, G. A; COIMBRA, J. L; SANTOS, FLORISVALDA, S. S; NUNES, H. B. Efeito de extratos vegetais sobre o parasitismo do *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949, no algodoeiro. **Revista Natureza on-line**, v. 3, p. 82-86, 2011.
- SILVA, J. V. C. de L.; HIRSCHFELD, M. N. C.; CARES, J. E.; ESTEVES, A. M.: Land use, soil properties and climate variables influence the nematode communities in the Caatinga dry forest. **Applied Soil Ecology**, v. 150, p. 103474, 2020.
- SILVA, M. C. L; GONZAGA, C. D.; SANTOS, C. D. G.; SILVA, G. S. Espécies de *Meloidogyne* associadas a vegetais em microrregiões do estado do Ceará. **Revista Ciência Agrônômica**, v.47, n.4, p.710-719, 2016.
- SOUTHEY, J. F. **Laboratory methods for work with plant and soil nematodes**. (5 ed). London: Minist. Agric. Fisch. Fd., 148 P. 1970. (Bulletin 2).
- TAYLOR, A. L.; NETSCHER, C. An improved technique for preparing perineal patterns of *Meloidogyne* spp. **Nematologica**, Leiden, v. 20, p. 268-269, 1974.
- TAYLOR, A. L.; SASSER, J. N. Biology, identification and control of root-knot nematodes. **North Carolina State University Graphics**, v. 111, 1978.
- THANKAMONY, S., R. KOTHANDARAMAN, C. KURUVILLA JACOB AND V.T. JOSE, V.T. Density and frequency of root-knot nematode, *Meloidogyne incognita* in rubber plantations. **Proceedings of Placrosym**, v. 15 p. 561-564, 2002.
- TIHOHOD, D. **Nematologia Agrícola Aplicada**. Jaboticabal: FUNEP. 372 p. 1993.
- TORRES, J. L. R.; GOMES, F.R.C.; BARRETO, A.C.; TAMBURUS, A.Y.; VIEIRA, D.M.S.; et al. Application of different cover crops and mineral fertilizer doses for notill cultivation of broccoli, cauliflower and cabbage. **Australian Journal of Crop Science**, Lismore, v.11, n.10, p.1339-1345, 2017.
- TZORTZAKAKIS, E. A.; CONCEIÇÃO, I.; DIAS, A; M., SIMOGLU, K. B.; ABRANTES, I. Occurrence of a new resistant breaking pathotype of *Meloidogyne incognita*

on tomato in Greece. **Journal of Plant Diseases and Protection**, v. 121, n. 4, p. 184-186, 2014.

UPAMALI, P.; PEIRES, S.; LI, Y.; BROWN, P.; XU, C. Efficacy of organic amendments to control *Meloidogyne* spp. in crops: a systematic review and meta-analysis. **Journal of Soils and Sediments**, Hamburg, v. 20, n. 1, p. 584–1598, 2020.

VELOSO, C. A. C.; VIÉGAS, I. J. M.; OLIVEIRA, R. F.; BOTELHO, SM. **Amostragem de solo e planta para análise química**. Belém, PA. EMBRAPA, p. 11-12, 2006.

WANG, X.; FAZARI, A.; CAO, Y.; ZHANG, Z.; PALLOIX, A.; MAO, S.; WANG, L. Fine mapping of the root-knot nematode resistance gene Me1 in pepper (*Capsicum annuum* L.) and development of markers tightly linked to Me1. **Molecular breeding**, v. 38, n. 4, p. 1-10, 2018.

WESTERICH, J. N.; RODELLA, R. A.; ROSA, J. M. O. E.; WILCKEN S. R. S. Alterações anatômicas induzidas por *Meloidogyne enterolobii* (= *M. mayaguensis*) e *Meloidogyne javanica* em tomates resistentes a meloidoginose. **Summa Phytopathologica**, v. 38, 192-197, 2012.

WILCKEN, S. R. S.; ROSA, J. M. O.; HIGUTI, A. R. O.; GARCIA, M. J. M.; CARDOSO, A. I. I. Reprodução de *Meloidogyne* spp. em porta-enxertos e híbridos de pepino. **Horticultura Brasileira**, v.28, n.1, p.120-123, 2010.

WILLIAMSON, V.M. Root-knot nematode resistance genes in tomato and their potential for future use. **Annual Review Phytopathology**, v.36, p. 277-293, 1998.