



UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
DEPARTAMENTO DE FITOPATOLOGIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM FITOPATOLOGIA

Detecção de um novo patótipo de *Meloidogyne inornata* em tomateiro resistente e hospedabilidade de hortaliças visando o manejo da espécie em áreas infestadas.

ANA CLAUDIA DA COSTA

BRASÍLIA-DF
2026

ANA CLAUDIA DA COSTA

Detecção de um novo patótipo de *Meloidogyne inornata* em tomateiro resistente e hospedabilidade de hortaliças visando o manejo da espécie em áreas infestadas.

Dissertação apresentada ao Departamento de Fitopatologia do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade de Brasília, como requisito parcial a obtenção do título de Mestre em Fitopatologia.

Orientador: Prof. Dr. Leonardo Silva Boiteux

BRASÍLIA-DF
2026

FICHA CATALOGRÁFICA

Costa, Ana Claudia da,
Detecção de um novo patótipo de *Meloidogyne inornata* em tomateiro resistente e hospedabilidade de hortaliças visando o manejo da espécie em áreas infestadas.

Brasília, 2026. Número de páginas p.:84il
Dissertação de Mestrado. Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia, Universidade de Brasília, Brasília-DF.

1. Fitopatologia – nematoides

I- Universidade de Brasília. PPG/FIT

II- Novo patótipo de *Meloidogyne inornata*: Imunidade em *Coffea arabica* e confirmação da virulência em tomateiro contendo o gene *Mi-1.2*.

III- Hospedabilidade de hortaliças para o manejo de um novo patótipo de *Meloidogyne inornata* e sugestão de rotação de culturas.

A Deus, minha família, amigos e colaboradores.

DEDICO

“Em tudo dai graças, porque esta é a vontade de Deus em Cristo Jesus para convosco”

(1 Tessalonicenses 5:18)

AGRADECIMENTOS

A Deus, por me capacitar e fortalecer nessa caminhada. Aos meus familiares pelo apoio, compreensão, dedicação, investimento e crescimento na vida acadêmica.

À Dra. Regina Carneiro, pela orientação, incentivo, apoio, contribuições e fornecimento de subsídios necessários para a realização da minha dissertação.

À Sheila, Vanessa e William, pelo auxílio no Laboratório de Nematologia, com ensinamentos, paciência, experiência compartilhada e por estarem sempre dispostos a ajudar e esclarecer dúvidas.

Aos colegas do laboratório de Nematologia no CENARGEN, Ana Luísa, Maria Clara, Lara Maria e Nanci Ribeiro pela presteza, ensinamentos, auxílio, aprendizados e ajuda em diversos momentos, essenciais para a concretização desse trabalho.

Ao professor Leonardo Silva Boiteux pela orientação, prestatividade e apoio necessário para a realização da minha pesquisa.

À UnB pelo apoio e ensino.

À CAPES pelo fornecimento de bolsa.

Ao CENARGEN, pela infraestrutura, subsídios e apoio à pesquisa.

Muito obrigada a todos!

Trabalho realizado junto ao Departamento de Fitopatologia do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade de Brasília, sob orientação do Dr. Leonardo Silva Boiteux, com apoio institucional da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, da Embrapa Hortaliças, do Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) e da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES).

Detecção de um novo patótipo de *Meloidogyne inornata* em tomateiro resistente e hospedabilidade de hortaliças visando o manejo da espécie em áreas infestadas.

ANA CLAUDIA DA COSTA

DISSERTAÇÃO APROVADA em: 06/ 01/ 2026

Dr. Jadir Borges Pinheiro
Examinador Externo

Dr. Juvenil Enrique Cares
Examinador Interno

Dr^a Vanessa Silva Mattos
Suplente

Dr Leonardo Silva Boiteux
Orientador (Presidente da Banca)

BRASÍLIA, DF

2026

SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS.....	x
LISTA DE FIGURAS.....	xi
RESUMO GERAL.....	xii
GENERAL ABSTRACT.....	xiii
1. INTRODUÇÃO.....	14
2. OBJETIVOS.....	17
2.1 Objetivo geral.....	17
2.2 Objetivos específicos.....	17
3. REVISÃO DE LITERATURA.....	18
3.1 Hortaliças.....	18
3.1.1 Culturas testadas.....	18
3.1.1.1 Família Aizoaceae.....	19
3.1.1.1.1 Espinafre da Nova Zelândia (<i>Tetragonia tetragonoides</i>).....	19
3.1.2 Família Amaryllidaceae.....	19
3.1.2.1 Cebolinha (<i>Allium fistulosum</i>).....	19
3.1.3 Família Apiaceae.....	20
3.1.3.1 Coentro (<i>Coriandrum sativum</i>).....	20
3.1.3.2 Salsa Lisa (<i>Petroselinum crispum</i> var. <i>Neapolitanum</i>).....	20
3.1.4 Família Asteraceae.....	21
3.1.4.1 Alface (<i>Lactuca sativa</i>).....	21
3.1.5 Família Brassicaceae.....	21
3.1.5.1 Rúcula (<i>Eruca sativa</i>).....	21
3.1.5.2 Couve Manteiga da Geórgia (<i>Brassica oleracea</i> L. var. <i>acephala sativa</i>).....	22
3.1.5.3 Brócolis (<i>Brassica oleracea</i> var. <i>italica</i>).....	22
3.1.5.4 Repolho (<i>Brassica oleracea</i> var. <i>capitata</i>).....	22
3.1.5.5 Agrião (<i>Nasturtium officinale</i>).....	23
3.1.6 Família Curcubitaceae.....	23
3.1.6.1 Pepino (<i>Cucumis sativus</i>).....	23
3.1.7 Família Amaranthaceae (= Chenopodiaceae).....	23
3.1.7.1 Beterraba (<i>Beta vulgaris</i>).....	23
3.1.8 Família Malvaceae.....	24
3.1.8.1 Quiabo (<i>Abelmoschus esculentus</i>).....	24
3.1.9 Família Lamiaceae.....	24
3.1.9.1 Manjericão (<i>Ocimum basilicum</i>).....	24
3.1.10 Família Solanaceae.....	25
3.1.9.1 Berinjela (<i>Solanum melongena</i>).....	25
3.1.9.2 Jiló (<i>Solanum aethiopicum</i> gr. <i>gilo</i>).....	25
3.1.9.3 Pimentão e pimentas do gênero <i>Capsicum</i>	25
3.1.9.4 Tomate (<i>Solanum lycopersicon</i>).....	26
3.2 Nematóide das galhas: <i>Meloidogyne spp</i>	27
3.2.1 Reprodução e Ciclo de vida de <i>Meloidogyne spp</i>	28
3.2.2 Considerações gerais sobre <i>Meloidogyne inornata</i>	30
3.2.3 Métodos de controle de fitonematóides.....	33
CAPÍTULO 1. Novo patótipo de <i>Meloidogyne inornata</i> : Imunidade em <i>Coffea arabica</i> e confirmação da virulência em tomateiro contendo o gene <i>Mi-1.2</i>	36
RESUMO.....	37
ABSTRACT.....	38

1. INTRODUÇÃO.....	39
2. MATERIAL E MÉTODOS.....	41
2.1 Identificação bioquímica e molecular da população atípica de <i>Meloidogyne inornata</i>	41
2.2 Produção de inóculo da população atípica de <i>M. inornata</i>	41
2.3 Bioensaios de patogenicidade/virulência com a população atípica de <i>M. inornata</i>	42
3. RESULTADOS.....	43
3.1 Identificação bioquímica e molecular da espécie de <i>Meloidogyne</i>	43
3.2 Ensaios de patogenicidade/virulência.....	44
4. DISCUSSÃO.....	47
5. CONCLUSÃO.....	50

CAPÍTULO 2. Hospedabilidade de hortaliças para o manejo de um novo patótipo de <i>Meloidogyne inornata</i> e sugestão de rotação de culturas.....	51
RESUMO.....	52
ABSTRACT.....	53
1. INTRODUÇÃO.....	54
2. MATERIAL E MÉTODOS.....	56
2.1 Área experimental	56
2.2 Obtenção do inóculo de <i>Meloidogyne inornata</i> e multiplicação em tomateiros.....	56
2.3 Confirmação da espécie de <i>Meloidogyne inornata</i>	56
2.4 ENSAIOS.....	57
2.4.1 Primeiro ensaio: Inverno (julho a dezembro de 2024).....	57
2.4.2 Segundo ensaio: Verão (dezembro de 2024 a maio de 2025).....	58
3. RESULTADOS.....	59
3.1 Análise da reação de diferentes espécies botânicas ao parasitismo de <i>Meloidogyne inornata</i>	60
3.2 Análise das possibilidades de rotação de culturas com diferentes espécies botânicas em relação ao parasitismo de <i>Meloidogyne inornata</i>	66
4. DISSCUSÃO.....	69
5. CONCLUSÕES	73
6. CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	74
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	75

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO 1.

Tabela 1. Reação a uma população atípica de <i>Meloidogyne inornata</i> de cultivares de tomateiro ‘Rutgers’ (suscetível) e ‘Nemadoro’ (homozigota para o gene de resistência <i>Mi-1.2</i>), cinco meses após a inoculação, e do cafeeiro (<i>Coffea arabica</i>) cultivar Catuaí Vermelho 144 (doze meses após a inoculação).....	45
---	----

CAPÍTULO 2.

Tabela 1. Espécies botânicas avaliadas no presente estudo.....	59
Tabela 2. Critérios para classificação das reações das diferentes espécies de hortaliças em bioensaios com inoculação de 5.000 ovos de <i>Meloidogyne inornata</i> por planta.....	60
Tabela 3. Ensaio #1 de hospedabilidade de diferentes hortaliças inoculadas com 5.000 ovos de <i>Meloidogyne inornata</i> no período de inverno/primavera (julho a dezembro de 2024).....	62
Tabela 4. Ensaio #2 de hospedabilidade de diferentes hortaliças inoculadas com 5.000 ovos de <i>Meloidogyne inornata</i> no período de inverno/primavera (julho a dezembro de 2024)	63
Tabela 5. Ensaio #1 de hospedabilidade de diferentes hortaliças inoculadas com 5.000 ovos de <i>Meloidogyne inornata</i> no período de verão/outono (dezembro de 2024 a maio de 2025).....	64
Tabela 6. Ensaio #2 de hospedabilidade de diferentes hortaliças inoculadas com 5.000 ovos de <i>Meloidogyne inornata</i> no período de verão/outono (dezembro de 2024 a maio de 2025)	65
Tabela 7. Características importantes para o planejamento da rotação de culturas.....	67
Tabela 8. Algumas propostas de rotações, para áreas infestadas com <i>M. inornata</i> . Outras combinações são possíveis.....	68

LISTA DE FIGURAS

REVISÃO DE LITERATURA

Figura 1. Ciclo de vida de espécies dos nematoides das galhas do gênero *Meloidogyne* em raízes do tomateiro. **Fonte:** Desenho de Patrícia Milano, retirado de Torres *et al.* (2008)..... 29

CAPÍTULO 1.

Figura 1. Fenótipo de esterase Est I3 (=Y3) de uma população atípica de *Meloidogyne inornata*, proveniente do Município de Alto Caxixi, Espírito Santo. Uma amostra de *M. javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949 (Est J3) foi usada como padrão de referência..... 43

Figura 2 Sintomas e sinais causados por uma população atípica do nematoide das galhas *Meloidogyne inornata* nos sistemas radiculares (corados com Floxina B) de duas cultivares de tomateiro. (A) e (B) Raízes da cultivar Rutgers (controle suscetível) apresentando uma grande quantidade de galhas e massas de ovos induzidas pelo nematoide. (C) e (D) Raízes da cultivar Nemadoro (homozigota para o gene *Mi-1.2*) com menor quantidade de galhas e massas de ovos..... 46

CAPÍTULO 2.

Figura 1 Fenótipo de esterase Est I3 (=Y3) de uma população de *Meloidogyne inornata*, proveniente do Município de Alto Caxixi, Espírito Santo. *M. javanica* (Est J3) foi usado como padrão de referência..... 57

RESUMO GERAL

COSTA, A. C. **Detecção de um novo patótipo de *Meloidogyne inornata* em tomateiro resistente e hospedabilidade de hortaliças visando o manejo da espécie em áreas infestadas.** 2026. Dissertação. (Mestrado em Fitopatologia) - Universidade de Brasília (UnB), Brasília, DF.

As hortaliças desempenham um papel crucial na alimentação humana, oferecendo uma ampla variedade de nutrientes essenciais. No entanto, a produtividade dessas culturas é ameaçada por diferentes pragas e doenças, incluindo as espécies do nematoide das galhas (*Meloidogyne* spp.). Esses fitoparasitas têm o potencial de causar perdas de produção, resultantes danos como a deterioração do sistema radicular e à diminuição da absorção de nutrientes. A espécie *Meloidogyne inornata* Lordello 1956 foi inicialmente descrita induzindo sintomas na cultura da soja (*Glycine max*) no Brasil. Devido às semelhanças da configuração da região perineal dessa espécie, ela foi sinonimizada com *M. incognita*. Um novo nematoide das galhas com fenótipo de esterase atípico (Est Y3) foi posteriormente detectado em yacon (*Smallanthus sonchifolius*) em Capão Bonito-São, estado de Paulo. A espécie descrita por Lordello 1956 foi revalidada por meio da Taxonomia Integrativa que permitiu alocar *M. inornata* na lista de espécies válidas. Essa espécie de reprodução partenogênica já foi relatada em feijoeiro no Paraná e yacon no estado do Espírito Santo. Bioquimicamente, *M. inornata* se caracteriza por apresentar o fenótipo esterase Est I3*, sendo considerado o caráter mais útil para diferenciá-la de outras espécies de *Meloidogyne*. Não existem ainda marcadores moleculares disponíveis para identificação dessa espécie. Várias espécies de nematoides das galhas, entre elas *M. inornata*, têm sido descritas como não virulentas ao gene *Mi-1.2* do tomateiro. No entanto, populações de *M. inornata* foram detectadas parasitando tomateiros contendo o gene *Mi-1.2* no estado do Espírito Santo e resultados contraditórios em relação ao perfil de virulência foram observados nos diferentes híbridos contendo o gene *Mi-1.2*. Além disso, o controle de *M. inornata* é ainda limitado devido a ausência de informações precisas sobre a gama de hortaliças hospedeiras, bem como o seu perfil de virulência em relação a acessos portadores de fatores de resistência para outras espécies de *Meloidogyne*. As estratégias de controle mais indicadas em hortaliças empregam a combinação de resistência genética e a rotação de culturas, que consiste em alternar espécies hospedeiras e não hospedeiras (resistentes) do nematoide e que podem ajudar a reduzir sua população no solo. Neste contexto, os objetivos específicos do presente trabalho são: **(i)** caracterizar enzimaticamente e molecularmente uma população atípica de *Meloidogyne* (inicialmente identificada como *M. inornata*) coletada na região do Alto Caxixi no estado do Espírito Santo; **(ii)** comprovar a virulência de populações de *M. inornata* do Alto Caxixi em tomateiros portadores do gene de resistência *Mi-1.2*, considerando a reprodução em plantas resistentes homocigotas e suscetíveis; **(iii)** avaliar a hospedabilidade e selecionar hortaliças más hospedeiras ou resistentes ao novo patótipo de *M. inornata*, que possam ser utilizadas em sistemas de rotações de culturas; **(iv)** propor sistemas de rotação com diferentes hortaliças para áreas infestadas com esse patótipo de *M. inornata*. Os ensaios foram conduzidos na Embrapa CENARGEN com auxílio da Embrapa Hortaliças no período compreendido entre abril de 2024 a abril de 2025. Os experimentos foram conduzidos em três etapas: **(1)** produção das mudas e transplante para vasos definitivos, com capacidade de 5L, preenchidos com uma mistura de solo autoclavado e composto Bioplant® (1:1), **(2)** extração e inoculação de ovos do nematoide e **(3)** avaliação da reprodução do nematoide nas diferentes espécies de hortaliças entre 30 e 60 dias, repetidos com intervalo de 2 meses. O inóculo de *M. inornata* foi obtido a partir de raízes de tomateiro proveniente de Alto Caxixi-ES, com confirmação prévia da esterase (Est I3*) e multiplicado em tomateiro suscetível, cultivar 'Santa Clara'. Ao final de dois a quatro meses (de acordo com a planta em teste) foram avaliados índice de galhas e de massa de ovos (com base em uma escala de 0 a 5), bem como o número de ovos e o fator de reprodução (FR). Os bioensaios, com pressão de inóculo de 5.000 ovos por planta, confirmaram a suscetibilidade da cultivar 'Nemadoro' homocigota (*Mi-1.2/Mi-1.2*) para população virulenta de *M. inornata* Est I3*, indicando que ela representa um novo patótipo deste patógeno. Essa população não se mostrou patogênica na cultivar 'Catuaí Vermelho 144' de *Coffea arabica*. Além disso, várias hortaliças foram identificadas como más hospedeiras com especial destaque para os pimentões e pimentas que se comportaram como imunes (= não hospedeiras), podendo ser empregadas em sistemas de rotação de culturas em áreas previamente infestadas por população virulenta de *M. inornata*.

Palavras-chave: Imunidade, nematoide-das-galhas do grupo 'ethiopica', pimentão, plantas más hospedeiras, virulência.

GENERAL ABSTRACT

COSTA, A. C. **Detection of a new pathotype of *Meloidogyne inornata* in resistant tomato plants and host suitability of vegetables aiming at the management of the species in infested areas.** 2026. Dissertation. (Master in Plant Pathology) - Universidade de Brasília (UnB), Brasília, DF.

Vegetables play a crucial role in human diet, providing a wide range of essential nutrients. However, the productivity of these crops is often threatened by various pests and diseases, including root-knot nematodes (*Meloidogyne*). These phytoparasites can cause significant crop loss, due to damages as deterioration of the root system and decreased nutrient absorption. *Meloidogyne inornata* Lordello 1956 was initially described and reported causing symptoms in soybean (*Glycine max*) crops in Brazil. Due to similarities in the configuration of the perineal region of this species, it was synonymized with *M. incognita*. A new root-knot nematode with an atypical esterase phenotype (Est Y3) was detected in yacon (*Smallanthus sonchifolius*) in Capão Bonito, São Paulo state. The species described by Lordello was revalidated through Integrative Taxonomy, which allowed *M. inornata* to be included in the list of valid species. This parthenogenetically reproducing species has already been reported in common bean in Paraná state and in yacon in Espírito Santo state. Biochemically, *M. inornata* is characterized by the Est I3* esterase phenotype, which is considered the most useful trait to differentiate it from other species of the genus *Meloidogyne*. Molecular markers for the identification of this species are not yet available. Several species of root-knot nematodes, including *M. inornata*, have been described as non-virulent to the *Mi-1.2* gene in tomato. However, *M. inornata* populations were detected parasitizing tomatoes containing the *Mi-1.2* gene in the state of Espírito Santo, and contradictory results regarding the virulence profile were observed in different hybrids containing the *Mi-1.2* gene. Therefore, control of *M. inornata* is limited since the host range among vegetables is unknown, as well as its virulence profile in relation to accessions carrying resistance factors for other *Meloidogyne* species. The most recommended control strategies for vegetable crops generally is the use of genetic resistance and crop rotation, which consist of alternating host and non-host (resistant) crops to nematode species, it can help reduce nematode population in the soil. In this context, the objectives of the present study are (i) to enzymatically and molecularly characterize an atypical population of *Meloidogyne* (initially identified as *M. inornata*) collected in the Alto Caxixi region in the state of Espírito Santo; (ii) to prove the virulence of *M. inornata* populations from Alto Caxixi in tomato plants carrying the *Mi-1.2* resistance gene, considering reproduction in homozygous resistant and susceptible plants; (iii) to evaluate the host suitability and select poor host or resistant vegetables to the new *M. inornata* pathotype, which can be used in crop rotation systems; (iv) to propose rotation systems with different vegetables for areas infested with this *M. inornata* pathotype. The trials were conducted at Embrapa CENARGEN with the support of Embrapa Hortaliças during the period between April 2024 and April 2025. The experiments were conducted in three stages: (1) production of seedlings and transplanting into final pots, with a capacity of 5L, filled with a mixture of autoclaved soil and Bioplant® compost (1:1). (2) extraction and inoculation of 5,000 eggs per plant (3) evaluation of nematode reproduction in different vegetable species over 30 and 60 days, repeated at 2-month intervals. The *M. inornata* inoculum was obtained from tomato roots from Alto Caxixi–ES, with prior confirmation of esterase (Est I3*), and multiplied on the susceptible tomato cultivar ‘Santa Clara’. At the end of two to four months (according to the tested plant), gall index and egg mass index were evaluated based on the proposed 0 to 5 scale, along with the number of eggs and the reproduction factor (RF). The bioassays, with an inoculum pressure of 5,000 eggs per plant, confirmed the susceptibility of the homozygous ‘Nemadoro’ cultivar (*Mi-1.2/Mi-1.2*) to the virulent population of *M. inornata* Est I3*, indicating that this population represents a new pathotype of this pathogen. This population was not pathogenic to the the cultivar Catuaí Vermelho 144 of *Coffea arabica*. Furthermore, several horticultural crops were identified as poor hosts, with special emphasis on bell peppers and chili peppers as immune (non-hosts) to the nematode and can be employed in crop rotation systems in previously infested areas with virulent populations of *M. inornata*.

Keywords: Bell pepper, root-knot nematode ‘ethiopica group’, immunity, poor host plants, virulence.

1. INTRODUÇÃO GERAL

As hortaliças são plantas herbáceas, onde uma ou mais partes são usadas como alimento em sua forma natural (ANVISA, 2013). São conhecidas popularmente como verduras e legumes, sendo alimentos saborosos e nutritivos que podem ser preparados de várias formas (Embrapa Hortaliças, 2024). As hortaliças são responsáveis por desempenhar um papel crucial na alimentação humana, oferecendo ampla variedade de nutrientes essenciais para uma dieta balanceada e saudável, sendo fonte abundante de carboidratos, fibras, vitaminas, antioxidantes e minerais (Machado, 2008).

A manutenção da produtividade das hortaliças é um grande desafio, tendo em vista que essas plantas são constantemente ameaçadas pelo ataque de diferentes patógenos, dentre eles os fitonematoides. Recentemente, uma pesquisa realizada pela Syngenta em parceria com a Agroconsult e Sociedade Brasileira de Nematologia, confirmou que a hortifruticultura é o setor mais negativamente impactado pela presença de nematoides, com prejuízos estimados nesse segmento de R\$ 87,6 bilhões ao longo de uma década de análise (Syngenta, 2022).

As espécies do gênero *Meloidogyne* Goeldi, 1887, comumente conhecidas como nematoide das galhas, são parasitas de plantas que podem causar danos significativos às culturas agrícolas, resultando em perdas de rendimento, por comprometimento do sistema radicular resultando na redução da absorção de nutrientes (Trudgill & Blok, 2001). A espécie *Meloidogyne inornata* Lordello, 1956 foi descrita e relatada inicialmente na cultura da soja (*Glycine max* (Lordello, 1956) no Brasil. Devido às similaridades na configuração da região perineal, essa espécie foi sinonimizada como *M. incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949 por Eisemback & Triataphyllou (1991). No entanto, em 1997, uma população de nematoide das galhas com um fenótipo de esterase atípico (Est Y3) foi detectado no Brasil em yacon (*Polymia sonchifolia* Poepp. et Endl. = *Smallanthus sonchifolia* (Poepp. et Endl.) H. Robinson) em Capão Bonito, Estado de São Paulo (Carneiro *et al.*, 2000). Essa população

atípica foi empregada para reavaliar a espécie previamente descrita por Lordello através de Taxonomia Integrativa (Carneiro *et al.*, 2008), permitindo a inclusão de *M. inornata* na lista de espécies válidas (Hunt & Handoo, 2009). Bioquimicamente, esse nematoide se caracteriza por apresentar o fenótipo esterase I3 (= Y3), um padrão que é específico da espécie. De fato, esse fenótipo tem sido considerado o caráter mais consistente para diferenciar *M. inornata* de *M. incognita* bem como de outras espécies de *Meloidogyne* (Carneiro *et al.*, 2008). De fato, a eletroforese de isoenzima é uma ferramenta muito útil na identificação de *M. inornata*, especialmente quando combinada com outras técnicas de caracterização morfológica e molecular (Carneiro *et al.*, 2008). A identificação de *M. inornata* por meio de análise molecular ainda não é possível, tendo em vista que a informação genômica é escassa para esta espécie. Primers de PCR específicos ainda não estão disponíveis para este patógeno. Testes com hospedeiros diferenciadores (Hartman & Sasser, 1985) foram realizados, e apenas o tomate, tabaco e melancia permitiram a reprodução do nematoide, enquanto o pimentão, algodão e amendoim não foram hospedeiras (Carneiro *et al.*, 2008).

O controle eficiente dos nematoides das galhas é fundamental para garantir a sustentabilidade da agricultura brasileira e a segurança alimentar da população. Entre as estratégias de controle mais indicadas para hortaliças destacam-se a combinação de resistência genética e a rotação de culturas, que consiste em alternar espécies hospedeiras e não hospedeiras do nematoide e que podem contribuir para reduzir sua população no solo (Carneiro, 2016). Recentemente, Gabriel *et al.* (2020) relataram várias espécies de nematoides das galhas (entre elas, *M. inornata*) como sendo não virulentas ao gene *Mi-1.2* do tomateiro. Porém, mais recentemente, uma população atípica de *M. inornata* foi detectada parasitando tomateiro resistente (cv. Caribe) no estado do Espírito Santo e resultados contraditórios no perfil de virulência foram observados nos diferentes híbridos de tomateiro (Guimarães *et al.*, 2016).

Considerando que ainda são escassas informações acerca da gama de hortaliças

hospedeiras de *M. inornata*, bem como o comportamento desta espécie em relação a acessos portadores de fatores de resistência para outras espécies de *Meloidogyne*, espera-se confirmar a suscetibilidade da cultivar 'Nemadoro' (homozigota, *Mi*-1.2/*Mi*-1.2) para a população de *M. inornata* coletada no Alto Caxixi, Espírito Santo e selecionar uma gama de hortaliças não hospedeiras para serem potencialmente empregadas em sistemas de rotação de culturas.

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

Caracterizar molecularmente uma população atípica de *Meloidogyne* (inicialmente identificada como *M. inornata*) e investigar o perfil de virulência dessa população em cultivares de tomateiro contendo (ou não) o gene de resistência *Mi-1.2* e estudar a gama de hospedeiras de *M. inornata*, dessa população atípica do patógeno e sugerir sistemas de rotação eficientes em áreas já infestadas com esse nematoíde.

2.2 Objetivos específicos

1. Caracterizar enzimaticamente e molecularmente uma população atípica de *Meloidogyne* (inicialmente identificada como *M. inornata*) coletada na região do Alto Caxixi no estado do Espírito Santo.
2. Comprovar a virulência da população de *M. inornata* do Alto Caxixi em tomateiros portadores do gene de resistência *Mi-1.2*, considerando a reprodução em plantas resistentes homozigotas e suscetíveis.
3. Avaliar a hospedabilidade e selecionar hortaliças más hospedeiras ou resistentes ao novo patótipo de *M. inornata*, que possam ser utilizadas em sistemas de rotações de culturas.
4. Propor sistemas de rotação com diferentes hortaliças para áreas infestadas com esse patótipo de *M. inornata*.

3 REVISÃO DE LITERATURA

3.1 Hortaliças

A olericultura é o ramo da horticultura que abrange a exploração de muitas espécies de plantas, habitualmente conhecidas como hortaliças. Diferentes partes ou órgãos destas plantas podem ser utilizados: folhas, inflorescências, raízes, caules, tubérculos e frutos (Incaper, 2024). De acordo com um levantamento realizado pela Companhia Nacional de Abastecimento (CONAB), o Brasil movimentou mais de 5 milhões de toneladas de hortaliças nas 62 principais centrais de abastecimento (CEASAs) do país. A olericultura, que representa 20% do Valor Bruto da Produção Agropecuária (VBP), gera uma receita anual de R\$ 269 bilhões (Senar – ES, 2023).

Na horticultura, os nematoides do gênero *Meloidogyne* têm causado perdas significativas na produtividade e na qualidade dos produtos agrícolas. Os fitonematoides podem reduzir a produtividade de frutas e hortaliças em média, 12% e 11%, respectivamente, podendo chegar a 100% em situações críticas (Syngenta, 2024). Os danos causados por nematoides podem afetar tanto as partes aéreas quanto as partes subterrâneas da planta. Os sintomas foliares de infecção de raízes por nematoides geralmente incluem nanismo e falta de vigor geral, murcha por estresse hídrico, clorose foliar (amarelecimento), outros sintomas característicos de deficiência nutricional (Abad *et al.*, 2009). Os principais sintomas subterrâneos incluem: Galhas ou tumores (nódulos): É o sintoma mais clássico. Formam-se inchaços (galhas/nódulos) nas raízes, que variam de tamanho dependendo da espécie de *Meloidogyne* e da cultura, podendo ir de pequenas pérolas a grandes deformações que cobrem todo o sistema radicular (Biotrop, 2020).

3.1.1 Culturas Testadas

Segue uma breve descrição sobre cada espécie, incluindo, origem, breve descrição

botânica, condições climáticas adequadas e suas relações com nematoides do gênero *Meloidogyne*.

3.1.1.1 Família Aizoaceae

3.1.1.1.1 Espinafre da Nova Zelândia (*Tetragonia tetragonoides* (Pall.) Kuntze)

É uma espécie originária da Oceânia. O espinafre da Nova Zelândia é uma planta semi-herbácea rasteira perene, que tolera uma ampla faixa climática, sendo mais adaptada a climas amenos, com temperatura ótima de 21°C (Filgueira, 2005). Em ensaios prévios, o espinafre ‘Nova Zelândia’ demonstrou resistência a *M. incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1945, imunidade a *M. hapla* Chitwood, 1949 e suscetibilidade a *M. javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949 e *M. arenaria* (Neal, 1889) Chitwood, 1949 (Carneiro *et al.*, 2000). Segundo Dias-Arieira *et al.* (2012), esta cultivar é resistente tanto a *M. incognita* quanto a *M. javanica*.

3.1.2 Família Amaryllidaceae

3.1.2.1 Cebolinha (*Allium fistulosum* L.)

Cebolinha é a menor espécie da família Alliaceae. É a cebolinha comum, também conhecida como cebola chinesa, originária da Ásia. Uma das principais cultivares desta espécie é a ‘Natsuyo’ (Zárate & Vieira, 2004). A cebolinha é classificada como semiperene, apresentando folhas cilíndricas e fistulosas, com altura variando entre 300 e 500 mm, de coloração verde-escura. Apresenta bulbos cônicos de pequenas dimensões, revestidos por uma película de coloração rósea, com elevada capacidade de perfilhamento e formação de touceiras (Silva *et al.*, 2015). Apresenta boa tolerância a doenças foliares e ao pendoamento precoce e ótimo rendimento. Indicada para plantio o ano todo com ótimo desempenho no semeio de outono/inverno (Agristar, 2025a). Em um estudo realizado em casa de vegetação a cebolinha (*A. fistulosum* ‘Evergreen Nebuka’) foi classificada como má hospedeira de *M. enterolobii*, Yang & Eisenback, 1983 cujo fator de reprodução foi menor que 1,0 (Bitencourt & Silva,

2010). Em um outro estudo as cultivares de cebolinha ‘Tokyo’ e ‘Nebuka’ foram consideradas como resistentes a *M. enterolobii* e *M. javanica* (Rosa, 2013). Uma das principais cultivares desta espécie a ‘Natsuyo’ (Zárate & Vieira, 2004), mas não se dispõe de informações da reação desta cultivar a espécies de *Meloidogyne*.

3.1.3 Família Apiaceae

3.1.3.1 Coentro (*Coriandrum sativum* L.)

A cultivar Verdão foi desenvolvida na década de 1980, resultante do cruzamento de várias linhagens do coentro nacional ‘Palmeira’ e de seleções realizadas durante diversos ciclos. De acordo com Lédo & Sousa (1997), o coentro é originário do sul da Europa, especificamente da região do Mediterrâneo. No entanto, há proposições que sugerem sua origem no ocidente da Ásia. Vaz & Jorge (2007) afirmam que a planta é nativa da região leste do Mediterrâneo e oeste da Ásia. Esta cultivar apresenta folhagem vigorosa, de coloração verde-escura e brilhante, com altura média entre 30 e 40 cm, e ciclo de aproximadamente 35 dias. Além disso, possui tolerância média a boa ao pendoamento precoce. A produtividade varia de 12 a 15 toneladas de folhas por hectare, ou seja, 1,2 a 1,5 kg por m² (Isla Sementes, 2003). A cultivar de coentro Verdão foi considerada resistente a *M. javanica* e *M. incognita* raça 1 e 3 podendo ser utilizada em programas de melhoramento genético (Diniz *et al.*, 2018).

3.1.3.2 Salsa Lisa (*Petroselinum crispum* (Miller) Fuss var. *neapolitanum*)

A ‘Salsa Lisa’, é uma erva aromática vigorosa e produtiva, caracterizada por suas folhas grandes, lisas, brilhantes e de cor verde intensa. Possui boa resistência ao pendoamento precoce e ao calor, sendo adequada para cultivo em diferentes períodos e pode ser plantada o ano todo (Agristar, 2025c). Em um estudo realizado por (Rosa *et al.*, 2013) a cultivar de Salsa Lisa mostrou-se resistente a *M. javanica*.

3.1.4 Família Asteraceae

3.1.4.1 Alface (*Lactuca sativa* L.)

A alface é uma planta herbácea, anual, originada no sul da Europa e na Ásia ocidental, foi trazida ao Brasil pelos portugueses no século XVI. É uma cultura de outono-inverno e temperaturas elevadas aceleram o seu ciclo, resultando no pendoamento precoce e consequente perda do valor comercial das plantas que são colhidas precocemente, (Henz & Suinaga, 2009). É cultivada em todos os estados brasileiros, sendo uma das hortaliças mais consumidas no mundo (Costa & Sala, 2005; Henz & Suinaga, 2009). Devido ao seu ciclo curto, o cultivo pode ser feito durante o ano todo (Maldonado *et al.*, 2014). As alfaces soltas crespas possuem folhas grandes, com textura macia, mas consistente, sem formação de cabeça; pode ter coloração verde ou roxa. Carneiro *et al.* (2000) avaliaram a cultivar ‘Crespa Rápida’ que demonstrou ser suscetível a *M. javanica*, *M. incognita* raça 3 e *M. arenaria* raça 2 e resistente a *M. hapla* enquanto a cultivar ‘Lívia’ mostrou-se suscetível às quatro espécies testadas. Observou-se que as cultivares do morfotipo ‘Lisa’ apresentaram um grau mais elevado de suscetibilidade aos nematoides das galhas em comparação com as cultivares dos morfotipos ‘Crespa’ e ‘Americana’ (Lédo *et al.*, 2000; Charchar., 2001; Rodrigues *et al.*, 2012).

3.1.5 Família Brassicaceae

3.1.5.1 Rúcula (*Eruca sativa* L.)

Planta herbácea, anual, originária do mediterrâneo e da Ásia ocidental. É originalmente de clima ameno, mas, tem sido cultivada ao longo do ano em diversas regiões (Filgueira, 2005). A hospedabilidade dessa cultura a *Meloidogyne* spp. foi pouco estudada. Duas cultivares (Folha Larga e Apreciatta Folha Larga) foram testadas para *M. javanica* e *M. incognita* e ambas foram resistentes às duas espécies (Dias-Arieira *et al.*, 2012).

3.1.5.2 Couve Manteiga da Geórgia (*Brassica oleracea* L. var. *acephala sativa*)

A couve ‘Manteiga da Geórgia’ é originária do continente Europeu. É uma variedade de couve com folhas verde-escuras e lisas, conhecida por sua tolerância a condições climáticas adversas. Com germinação de 4 a 14 dias e seu ciclo de vida varia de 60 a 150 dias após a semeadura, permitindo múltiplas colheitas. É uma planta vigorosa e ereta, com folhas macias (Agristar, 2025b). A couve ‘Manteiga’ mostrou-se suscetível a *M. hapla*, resistente a *M. javanica*, *M. arenaria* e *M. enterolobii* (Carneiro *et al.*, 2000; Bitencourt & Silva, 2010).

3.1.5.3 Brócolis (*Brassica oleracea* L. var. *italica* Planck).

Caracteriza-se como uma planta herbácea, bianual, originalmente adaptada ao cultivo em condições de outono e inverno, apresentando desempenho produtivo superior sob temperaturas amenas (Filgueira, 2005). Quanto à hospedabilidade a espécies de *Meloidogyne*, Maleita *et al.* (2012) testaram a cultivar Verde para *M. hispanica* Hirschmann, 1986 que se mostrou suscetível. Dias-Arieira *et al.* (2012) testaram ‘Ramoso Piracicaba de verão’ e ‘Romanesco’ e ambas foram resistentes a *M. incognita* e *M. javanica*.

3.1.5.4 Repolho (*Brassica oleracea* L. var. *capitata* L.)

Planta herbácea, bianual, originalmente cultura de temperaturas amenas ou frias, apresenta notável resistência à geada. Os programas de melhoramento genético vêm desenvolvendo cultivares com maior adaptação a temperaturas elevadas, o que tem permitido a ampliação dos períodos de plantio e de colheita dessa espécie (Filgueira, 2005). Carneiro *et al.* (2000) testaram duas cultivares de repolho, ‘Híbrido Sekai’ e ‘Coração de Boi’ a *M. incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* e *M. hapla* e ambas foram suscetíveis a todas as espécies. Dias-Arieira *et al.* (2012) testaram o repolho variedade ‘Chato’ que foi suscetível a *M. javanica* e resistente a *M. incognita* e a variedade ‘Coração de Boi’ que foi resistente às duas espécies. As variedades ‘Tronchuda Portuguesa’ e ‘Coração de Boi’ mostraram-se suscetíveis

a *M. hispanica* e a variedade ‘Bacatan’ foi resistente a essa espécie (Maleita et al., 2012).

3.1.5.5 Agrião (*Nasturtium officinale* Brown)

Originário da Europa, é cultivado em diversas regiões. É uma planta vigorosa e produtiva, adequada para cultivo durante todo o ano, mas com melhor adaptação em climas amenos. As folhas são dispostas em rosetas (Agristar – Topseed, 2025). São escassas as informações sobre a reação desta hortaliça com espécies de *Meloidogyne*.

3.1.6 Família Cucurbitaceae

3.1.6.1 Pepino (*Cucumis sativus* L.)

Planta herbácea, anual, originária de regiões quentes da Índia ou da África, onde ocorrem espécies silvestres relacionadas (Filgueira, 2005). Cultivares com resistência a diversas doenças vem sendo desenvolvidas. Foi encontrada resistência a *M. incognita* e *M. arenaria* em espécies selvagens do gênero *Cucumis* (Averre et al., 1998). Estudos mostraram imunidade das cultivares SMR58 e Marketer a *M. hapla* e susceptibilidade a *M. javanica*, *M. incognita* e *M. arenaria* (Carneiro et al., 2000). As cultivares Caipira esmeralda, Taisho KY, Tsuyataro, Yoshinari e Kouki foram suscetíveis a *M. enterolobii* (Bitencourt & Silva, 2010; Wilcken et al., 2013) e ‘Inglês Comprido’ e ‘Longo da China’ foram suscetíveis a *M. hispanica* (Maleita et al., 2012).

3.1.7 Família Amaranthaceae (= Chenopodiaceae)

3.1.7.1 Beterraba (*Beta vulgaris* L.)

A planta é originária das regiões de clima temperado da Europa e do Norte da África e exige temperaturas entre 10 °C e 20 °C (Aguiar et al., 2014) e para o bom desenvolvimento, quando submetidas a elevadas temperaturas e pluviosidade, há a destruição de folhas principalmente pela cercosporiose (*Cercospora beticola* Sacc.), apresenta má coloração,

formação de anéis claros, alterando sabor e afetando o intumescimento (Filgueira, 2013). O ciclo de cultivo é de 60 a 70 dias, e a germinação ocorre entre 4 a 14 dias. O plantio pode ser feito o ano todo (Agristar, Topseed, 2025). De acordo com Débia *et al.* (2019), os níveis populacionais de *M. javanica* reduzem as principais características vegetativas da beterraba.

3.1.8 Família Malvaceae

3.1.8.1 Quiabo (*Abelmoschus esculentus* (L.) Moench)

O quiabo é originário do continente Africano, assim bem adaptado a locais com altas temperaturas, é uma planta com frutos de cor verde médio, medindo aproximadamente 15 x 2 cm. É conhecido por sua boa resistência à podridão bacteriana e é altamente produtivo. As plantas são vigorosas e os frutos são uniformes, com coloração verde brilhante e pontas, sem fibras. A época de plantio recomendada é de setembro a janeiro em todas as regiões (Aguiar *et al.*, 2014). As espécies *M. arenaria* (fenótipo A2 para EST), *M. incognita* (fenótipos I1 e I2) e *M. javanica* (fenótipos J2 e J3) prevaleceram nas áreas de cultivo tanto como espécie única quanto em mistura (Oliveira *et al.*, 2007). A espécie *M. mayaguensis* Rammah & Hirschmann, 1988 teve sua ocorrência registrada pela primeira vez em Minas Gerais (Oliveira *et al.*, 2007).

3.1.9 Família Lamiaceae

3.1.9.1 Manjericão (*Ocimum basilicum* L.)

O manjericão ‘Italiano Folha Larga’, também conhecido como manjericão ‘Genovese’, é uma erva aromática comumente utilizada na culinária. Reconhecido por suas folhas ovais de cor verde clara e sabor adocicado, o manjericão de ‘Folha Larga’ é versátil e amplamente utilizado em diversas receitas. Originário da Índia, África e Ásia (Pereira & Moreira, 2011). Com base no fator de reprodução, verificou -se a suscetibilidade de diversas variedades de *O. basilicum*, tanto a *M. javanica* como a *M. incognita* (Almeida *et al.*, 1995).

3.1.10 Família Solanaceae

3.1.10.1 Berinjela (*Solanum melongena* L.)

Planta arbustiva, perene, cultivada como anual. É originária da Índia, Birmânia e China, seu cultivo é antiquíssimo. É planta de clima quente, mas tem sido cultivada o ano todo (Filgueira, 2005). Fontes de resistência foram identificadas em algumas espécies selvagens de berinjela, tais como *S. toxicarium* Rich., *S. kasiannum* C.B. Clarke, *S. torvum* Sw. e *S. sisymhriifolium* Lam. (Boiteux & Charchar, 1996). Estudos de hospedabilidade mostraram que as cultivares ‘Black Beauty’ e ‘Florida Market’ foram suscetíveis a *M. enterolobii*. Já a cultivar ‘Embú’, se mostrou suscetível à *M. ethiopica*, também a *M. enterolobii* e *M. hispanica* (Brito *et al.*, 2007; Bitencourt & Silva, 2010).

3.1.10.2 Jiló (*Solanum aethiopicum* L. gr. *gilo*)

O jiló ‘Comprido Verde Claro’ originário provavelmente da África é caracterizado por frutos alongados, com casca lisa e coloração verde claro brilhante. Podem ser plantados o ano todo em regiões tropicais, mas o ideal é semear entre setembro e fevereiro em outras regiões (Feltrin Sementes, 2025). Dentre as principais doenças que afetam o jiló está a meloidoginose causada pelos nematoides das galhas radiculares e as espécies já relatadas são *M. javanica* e *M. incognita*. No entanto, no ano de 2017 também foram relatados a presença de *M. incognita*, *M. javanica*, seguidas de *M. enterolobii* e *M. hapla* (Pinheiro, 2017).

3.1.10.3 Pimentão e pimentas do gênero *Capsicum*

O pimentão ‘All Big’ é originário do Sul do México e América Central. As cultivares de pimentão ‘All Big’ e o ‘Híbrido Tongo’ foram suscetíveis a *M. incognita* e *M. hapla*, resistentes a *M. arenaria* e imunes a *M. javanica*. O pimentão ‘California Wonder’ foi suscetível a *M. ethiopica* (Carneiro *et al.*, 2000; 2003), usando índice de galhas e massas de

ovos, mas, imune no estudo realizado por Carneiro *et al.* (2014), considerando cultivares suscetíveis e resistentes. As pimentas do gênero *Capsicum*, nativas da América do Sul e Central são muito consumidas no México. A variabilidade genética das pimentas em geral pode primeiramente ser observada nos frutos, pois apresentam diferentes formatos, cores, tamanhos e teores de pungência (ardume ou picância). Os frutos maduros são geralmente vermelhos, mas podem também adquirir diferentes tonalidades de amarelo (Carvalho *et al.*, 2006).

Atualmente, estão disponíveis dois híbridos de pimentão utilizados como porta-enxertos, chamados ‘Silver’ (Sakata) e ‘Snooker’ (Syngenta), ambos com resistência a *M. incognita* e *M. javanica*. No entanto, esses híbridos não apresentam resistência a *M. enterolobii* (Pinheiro *et al.*, 2015). Os mecanismos de resistência a *M. arenaria* (raças 1 e 2), *M. incognita* e *M. javanica* identificados em *C. annuum* L., *C. chinense* Jacq., *C. chacoense* Hunz. e *C. frutescens* L. são condicionados por um único gene dominante designado gene *N*. Em *C. annuum*, a resistência a RKN também está associada a vários genes dominantes (genes da série *Me*) que atuam independentemente em interações gene a gene (Parisi & Tripodi, 2020).

3.1.10.4 Tomate (*Solanum lycopersicon* L.)

A planta herbácea, perene, mas frequentemente cultivada como anual, originária da espécie andina silvestre *S. lycopersicum* var. *cerasiforme*, é conhecida por produzir frutos do tipo “cereja”. No Brasil, sua introdução ocorreu no final do século XIX por imigrantes europeus. Diversos cultivares têm sido desenvolvidos com resistência genética a uma variedade de doenças e anomalias, assim como características de longevidade dos frutos (Filgueira, 2005). Os nematoides das galhas parasitam a maioria das culturas solanáceas (Pernezny *et al.*, 2003).

Estudos sobre a hospedabilidade de espécies de *Meloidogyne* indicam uma grande

suscetibilidade das cultivares de tomateiro aos nematoides mais frequentes e disseminados como: *M. javanica*, *M. incognita* e *M. arenaria*. Além disso, também são suscetíveis a espécies emergentes, como *M. ethiopica* na cultivar Rutgers e o tomate cereja ‘Carolina’, que é suscetível a *M. enterolobii* (Carneiro *et al.*, 2003; Talavera *et al.*, 2009; Bitencourt & Silva, 2010). A resistência a *M. javanica*, *M. incognita* e *M. arenaria* é controlada pelo gene *Mi-1.2*. Este gene, originário de *S. peruvianum* L., foi introgridido em *S. lycopersicum* e tem sido a principal fonte de resistência em cultivares comerciais de tomateiro há mais de sessenta anos (Talavera *et al.*, 2009).

3.2 Nematoides das galhas (*Meloidogyne spp.*)

Os nematoides são seres pseudocelomados, não segmentados, de simetria bilateral, ovíparos, dioicos (machos e fêmeas), com sistemas digestório, reprodutivo, excretor e nervoso completos. Encontram-se na água, solo e matéria orgânica em decomposição. Estes organismos podem se alimentar de bactérias, fungos, nematoides e outros invertebrados, além de parasitarem plantas (fitoparasitas) e animais (zooparasitas) (Cares *et al.*, 2012).

Os nematoides parasitas vegetais são agentes patogênicos destrutivos que afetam a maioria das espécies de plantas cultivadas (Barbosa *et al.*, 2018). Eles são cerca de 4.100 espécies (Decraemer & Hunt, 2006) fitoparasitas que possuem um estilete na região anterior (Cares *et al.*, 2012). Desencadeiam danos no sistema radicular, resultando em alterações morfológicas e fisiológicas, o que interfere na absorção e movimentação de nutrientes e água (Hunt & Handoo, 2009). Os fitonematoides atingem uma vasta gama de culturas em todas as áreas agrícolas globais, resultando em perdas consideráveis de produtividade e qualidade dos produtos (Trudgill & Blok, 2001). Os nematoides das galhas (NGs) pertencem ao filo Nematoda, à ordem Rhabditida, à subordem Tylenchina, à infraordem Tylenchomorpha, à superfamília Tylenchoidea e à família Meloidogynidae (Karssen & Moens, 2006).

Os NGs são parasitas sedentários e estão entre os patógenos vegetais mais bem-

sucedidos na natureza, segundo Hussey & Janssen (2002). Segundo Ghaderi & Karssen (2020) o gênero é composto por cerca de 105 espécies. São espécies cosmopolitas, diversificadas (Ravichandra, 2014), e apresentam dimorfismo sexual, evidenciado pela existência de fêmeas obesas e machos vermiformes (Castagnone-Sereno *et al.*, 2013). Os NGs são disseminados por meio dos órgãos e estruturas infectadas dos hospedeiros (exemplo: raízes, bulbos, tubérculos e rizomas), assim como através de mudas infectadas e de solo/substrato aderido às ferramentas e equipamentos agrícolas, água de irrigação, entre outros (Lordello, 1964).

3.2.1 Reprodução e ciclo de vida de *Meloidogyne* spp.

Existem diversas formas de reprodução para os nematoides do gênero *Meloidogyne*. As espécies deste gênero têm a capacidade de reprodução sexual (anfimixia), embora seja mais rara, ou por meio da partenogênese, que pode ser mitótica (mais frequente) ou meiótica (mais rara), dependendo da presença ou não de machos (Castagnone-Sereno *et al.*, 2013). Em regiões de clima tropical, espécies de *Meloidogyne* encontram condições de umidade e temperatura ideais para reprodução (Moreira *et al.*, 2015). A fase de ovo é seguida por quatro estádios juvenis (J1, J2, J3 e J4) e a fase adulta. Todas essas etapas se completam em aproximadamente de 25 dias (em condições de temperatura média de 27° C), podendo ser estendida em situações de baixa temperatura (Gheysen & Fennol, 2002; Agrios, 2005).

O ciclo de vida das espécies de *Meloidogyne* (**Figura 1**) inicia-se com a deposição dos ovos pela fêmea em uma massa gelatinosa constituída de uma matriz de glicoproteínas, produzida nas glândulas retais da fêmea (Moens *et al.*, 2009). Os ovos depositados pela fêmea iniciam o seu desenvolvimento poucas horas após a oviposição, resultando em 2, 4, 8 e mais células embrionárias, até a total formação do juvenil de primeiro estágio (J1) no seu interior (Saigusa, 1957). Após uma ecdise, ainda dentro do ovo, J1 se transforma em juvenil de segundo estágio (J2). Os indivíduos do estágio J2 são responsáveis pela infecção, quando, após a eclosão, migram no solo em direção à raiz da planta hospedeira (Hunt & Handoo, 2009). Essa migração

é orientada por exsudatos liberados pelas raízes (Pinheiro *et al.*, 2013) sob a forma de sinais químicos (Curtis *et al.*, 2009). De maneira geral, o estágio J2 eclode do ovo quando existe condições ambientais favoráveis à sua sobrevivência, tais como temperatura apropriada, disponibilidade de oxigênio, níveis de umidade do solo adequados e ausência de barreiras fisiológicas, como, por exemplo, a diapausa (Curtis *et al.*, 2009). Os J2s penetram na raiz por força mecânica (Taylor & Sasser, 1978), migram entre as células (apoplasto) até a região meristemática (Hunt & Handoo, 2009). Depois movem-se entre as células dos tecidos da raiz, migrando até a zona de alongação, na periferia do cilindro central e estabelecem sítios permanentes de alimentação no parênquima vascular, iniciando assim um complexo e íntimo relacionamento com a planta (Taylor & Sasser, 1978).

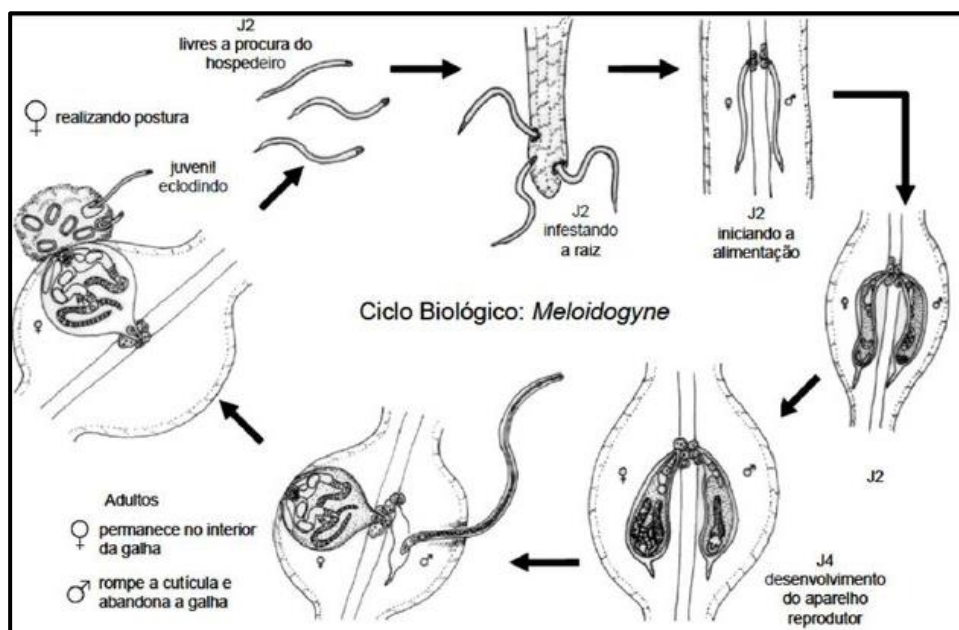


Figura 1. Ciclo de vida de espécies dos nematoides das galhas do gênero *Meloidogyne* em raízes do tomateiro. **Fonte:** Desenho de Patrícia Milano, retirado de Torres *et al.* (2008).

Através do estilete, os nematoides depositam vários produtos salivares nas células parenquimáticas (Hunt & Handoo, 2009). As enzimas produzidas e secretadas pelas glândulas esofagianas causam um crescimento celular desordenado, levando à formação das células nutridoras, mais conhecidas como “células gigantes” (= cenócito), que são constituídas de 5–7

células multinucleadas (Einsenback & Triantaphyllou, 1991; Karssen & Moens, 2006). Os nematoides retiram dessas células os nutrientes necessários para o seu completo desenvolvimento (Hunt & Handoo, 2009). Concomitantemente, há intensa multiplicação de células parenquimáticas do cilindro vascular e do cortex (hiperplasia), que resulta na formação das galhas (Einsenback & Triantaphyllou, 1991; Karssen & Moens, 2006). A formação das células gigantes e a hiperplasia do parênquima provocam também a destruição de parte dos elementos do vaso do xilema e desorganização total do cilindro vascular (Wanderley & Santos, 2004), afetando diretamente na absorção e translocação de água.

Uma vez estabelecido o seu sítio de alimentação, os indivíduos J2 se tornam sedentários, passando por mais três ecdises até a fase adulta (Hunt & Handoo, 2009). Os nematoides de terceiro e quarto estágio, J3 e J4, respectivamente, não possuem estilete, portanto são incapazes de se alimentarem (Brass *et al.*, 2008). Os machos adultos deixam o sistema radicular e as fêmeas adquirem corpo globoso, permanecendo no interior das raízes, como endoparasitas sedentárias (Costa, 2000). A reprodução das fêmeas de várias espécies é partenogenética (mitótica ou meiótica) e a presença de machos está relacionada às condições ambientais adversas (Siddiqi, 2000). Os machos podem ser abundantes em condições desfavoráveis para o desenvolvimento da fêmea incluindo, densidades populacionais muito altas que resultam em uma limitação na disponibilidade de alimentos (Moens *et al.*, 2009) ou na presença de temperaturas acima de 40 °C ou abaixo de 5 °C, resultando em distúrbios nas atividades vitais dos nematoides (Brass *et al.*, 2008).

3.2.2 Considerações gerais sobre *Meloidogyne inornata*

A descrição original de *M. inornata* foi feita por Lordello em 1956 na cultura da soja, usando caracteres morfológicos que a diferenciavam de *M. incognita*. Algumas características taxonômicas dessa espécie mostraram serem diferentes de *M. incognita*, embora a região

perineal seja estruturalmente semelhante à de *M. incognita*. Posteriormente, foi também relatada em raízes de fumo (*Nicotiana tabacum* L.) em São Paulo (Figueiredo, 1958) e em cafeeiros (*Coffea* spp.) na Guatemala em 1958 (Campos & Villain 2005). No entanto, *M. inornata* não foi ainda detectada parasitando o cafeeiro nas condições brasileiras (Carneiro & Santos, 2022). Whitehead (1968) incorporou o formato do bulbo do estilete em machos como uma outra característica importante para diferenciar *M. inornata* de *M. incognita*. Taylor & Sasser (1978) diferenciaram esta espécie de *M. incognita* pela posição do poro excretor da fêmea. Hewlett & Tarjan (1983) usaram a razão de “c” nos J2s e o comprimento do espículo do macho para diferenciar as duas espécies. Por sua vez, Jepson (1987) sinonimizou *M. inornata* com *M. incognita*, baseado em características morfológicas, sobretudo a região perineal similar à de *M. incognita*. Eisenback & Triantaphyllou (1991) também confirmaram a classificação de *M. inornata* como sinônimo de *M. incognita*, tendo novamente como base a similaridade da região perineal entre as duas espécies.

No entanto, em 1997, uma população de nematoide das galhas com um fenótipo de esterase atípico (Est Y3) foi detectado no Brasil infectando yacon (*Polymia sonchifolia* Poepp. Endl. = *Smallanthus sonchifolia* (Poepp. et Endl.) H. Robinson) em Capão Bonito, Estado de São Paulo (Carneiro *et al.*, 2000). Essa população atípica foi tomada para reavaliar a espécie previamente descrita por Lordello. Por meio da Taxonomia Integrativa (Carneiro *et al.*, 2008), foi possível a inclusão de *M. inornata* na lista de espécies válidas (Hunt & Handoo, 2009). Posteriormente, Araújo Filho (2012) detectou *M. inornata* infectando plantas de fumo no Sul do Brasil. Essa espécie foi também relatada infectando o feijoeiro no Paraná (Machado *et al.*, 2013), indicando a presença desse patógeno em diferentes estados do Brasil. Nesses dois estudos foi usada a enzima esterase como critério diferenciador de *M. inornata*. Em 2016, *M. inornata* foi detectada no Espírito Santo causando sintomas de galhas em tomate cv. Caribe contendo o gene de resistência *Mi-1.2* (Guimarães *et al.*, 2016). No entanto, Gabriel *et al.* (2020)

verificaram que a população original de *M. inornata* não é virulenta ao gene *Mi-1.2* do tomateiro. Mais recentemente, *M. inornata* foi detectada por Câmara *et al.* (2020) infectando yacon no Espírito Santo.

Meloidogyne inornata é molecularmente relacionada e compartilha várias semelhanças morfológicas com *M. ethiopica* Whitehead, 1968 e *M. luci* (Carneiro, Correa, Almeida, Gomes, Deimi, Castagnone-Sereno & Karssen, 2014) (Randig *et al.*, 2002). As três espécies são coletivamente referidas como o grupo *M. ethiopica* (Gerič Stare *et al.*, 2019). Essas similaridades entre essas espécies têm levado a alguns equívocos na literatura como foi observado na diferenciação das espécies deste grupo na Europa, com todos isolados inicialmente identificados como *M. ethiopica*, sendo posteriormente reclassificados como *M. luci* (Gerič Stare *et al.*, 2017). A ampla gama de hospedeiras de *M. ethiopica* e *M. luci* apresentam consideráveis sobreposições (Gerič Stare *et al.*, 2017). No entanto, poucas hospedeiras naturais e experimentais foram relatadas para *M. inornata* até o presente momento. Devido à relação próxima e semelhanças entre as três espécies, é plausível que hospedeiras de *M. ethiopica* e *M. luci* (incluindo a batata) também possam estar sendo parasitadas por *M. inornata* (Gerič Stare *et al.*, 2022). Devido a essas semelhanças, também é plausível que alguns relatos de identificação dessa espécie em algumas hortaliças ainda possam estar errôneos. Um exemplo é o feijoeiro que foi erroneamente descrito como hospedeira desse nematoide (Dadazio, 2016).

A reprodução de *M. inornata* ocorre por partenogênese mitótica. A espécie é triploide ($3n = 54-58$ cromossomos), e se caracteriza bioquimicamente por apresentar o fenótipo esterase I3 (= Y3). Como mencionado, este fenótipo é exclusivo da espécie e considerado o caráter mais útil para diferenciar *M. inornata* de *M. incognita* bem como de outras espécies de *Meloidogyne* (Carneiro *et al.*, 2008). No teste de hospedeiras diferenciadoras conduzido por Carneiro *et al.*

(2008), a reprodução de *M. inornata* foi observada em tomateiro cv. Rutgers, tabaco cv. NC95 e melancia cv. Charleston Gray.

3.2.3 Métodos de controle de fitonematoides

Dentro de uma agricultura sustentável o controle de espécies de *Meloidogyne* tem sido baseado no manejo integrado. O manejo de fitonematoides consiste na implementação de várias táticas de controle que visam manter populações de nematoides fitoparasitas em um nível abaixo do qual eles não causem danos econômicos. Entre as medidas de manejo pode-se destacar: uso de cultivares resistentes, controle biológico, rotação de culturas com plantas não hospedeiras e uso de plantas antagonistas quando necessário (Tinoco *et al.*, 2023).

O controle de nematoides das galhas em áreas infestadas é realizado principalmente pela aplicação de nematicidas e pelo uso de cultivares resistentes (Mukhatar, 2018). No entanto, a aplicação de nematicidas tem sido limitada devido aos seus efeitos de curta duração, altos custos, riscos à saúde e ao meio ambiente, toxicidade residual, efeitos adversos na fauna e microflora benéficas, efeitos fitotóxicos (Mukhatar, 2018) e o potencial desenvolvimento de resistência por parte dos patógenos (Huang *et al.*, 2004).

O controle biológico com fungos e bactérias vem sendo muito incentivado nos últimos anos, com a disponibilidade de uma ampla gama de produtos no mercado. Alguns desses produtos podem funcionar para populações baixas de nematoides, controlando várias espécies de *Meloidogyne* e muitas vezes estimulando o desenvolvimento das plantas (Ferraz *et al.*, 2010).

O uso de cultivares resistentes tem sido o método mais recomendado por apresentar custo relativamente baixo e não causar danos à saúde e ao meio ambiente (Moreira *et al.*, 2018). No entanto, as estratégias de controle mais indicadas para hortaliças em geral, envolvem o emprego combinado da resistência genética e a rotação de culturas. A rotação consiste em alternar espécies hospedeiras e não hospedeiras do nematoide e que podem ajudar a reduzir sua

população no solo (Carneiro, 2016).

A rotação de culturas com hortaliças não hospedeiras exige o conhecimento prévio da espécie de nematoide presente na área de cultivo e a relação de plantas não hospedeiras. Um exemplo de plantas recomendadas em áreas de hortaliças é o uso de espécies de *Capsicum* (pimenta e pimentão) para manejo em áreas infestadas com *M. javanica* (Pinheiro, *et al.*, 2020). Plantas armadilhas e antagonistas são utilizadas para reduzir a população de nematoides em áreas infestadas. Exemplos incluem as crotalárias (*Crotalaria spectabilis* Roth, *C. Juncea* L. e *C. Breviflora* Benth.) e cravo-de-defunto (*Tagetes patula* L. e *T. minuta* L.). As plantas armadilhas podem permitir uma eventual invasão dos nematoides no sistema radicular, mas impedem seu desenvolvimento para a fase adulta, enquanto as plantas antagonistas liberam composto tóxicos, contribuindo para o controle do nematoide. A rotação utilizando plantas armadilhas e antagonistas tem demonstrado elevada eficácia na redução das populações do nematoide das galhas, contribuindo para a recuperação de áreas previamente infestadas e para a mitigação dos impactos ambientais negativos, especialmente quando comparadas ao controle químico convencional (Inomoto *et al.*, 2016). Essa prática é realizada com a utilização de leguminosas (crotalárias e mucunas) e gramíneas não hospedeiras (milho e sorgo) (Charchar *et al.*, 2007). Dependendo da espécie, as plantas antagonistas ou armadilhas podem contribuir para o aumento da atividade tóxica, fixação de nitrogênio da atmosfera e fornecimento de volumes expressivos de matéria orgânica, melhorando as características gerais do solo (Ferraz & Freitas, 2008).

O manejo integrado de pragas na agricultura visa a manutenção do equilíbrio dos níveis populacionais de pragas (Ferraz & Santos, 1995). É uma estratégia bastante almejada, mas que necessita conhecimento, planejamento rigoroso, gestão intensiva da cultura e alto custo, podendo ser superior ao uso de defensivos agrícolas (Gentz, 2010). A integração de vários métodos deve ser planejada com baixo custo, sendo recomendados, com frequência, a rotação

de culturas, o uso de acessos resistentes, controle biológico e como última alternativa o controle químico (Almeida et al., 2005).

CAPÍTULO 1

Novo patótipo de *Meloidogyne inornata*: Imunidade em *Coffea arabica* e confirmação da virulência em tomateiro contendo o gene *Mi-1.2*.

Novo patótipo de *Meloidogyne inornata*: Imunidade em *Coffea arabica* e confirmação da virulência em tomateiro contendo o gene *Mi-1.2*.

RESUMO

As culturas do tomateiro (*Solanum lycopersicum*) e cafeeiro (*Coffea arabica*) são de grande importância para o Brasil, sendo ambas severamente afetadas por espécies de nematoides das galhas (*Meloidogyne* spp.). Em levantamentos a campo, uma população atípica de *Meloidogyne* no município de Alto Caxixi, Espírito Santo (ES) foi detectada em 2023 infectando raízes de tomateiro cultivar ‘Caribe F1’ (supostamente resistente devido a presença do gene *Mi-1.2*). O nematoide foi inicialmente identificado como *M. inornata* através do fenótipo de esterese (Est I3; MR=0,94, 1,10, 1,25). Devido a contradições quanto à virulência de *M. inornata* ao tomateiro resistente, um ensaio foi realizado em casa de vegetação. Plantas da cultivar ‘Nemadoro’ (com o gene *Mi-1.2* em homozigose) e ‘Rutgers’ (suscetível) foram inoculadas com 3.000 ovos/J2s. Após o período de cinco meses foram realizadas as quantificações dos ovos e calculados os fatores de reprodução. Por sua vez, *M. inornata* foi previamente relatada infectando cafeeiros (*Coffea* spp.) na América Central. Devido ao intenso cultivo do cafeeiro na região de coleta, plantas da cultivar Catuaí Vermelho 144 de *C. arabica* foram também inoculadas com 3.000 ovos/J2s dessa população atípica de *M. inornata*. Os cafeeiros foram avaliados 12 meses após a inoculação. Os resultados indicaram essa população como sendo altamente virulenta ao gene de resistência *Mi-1.2*, induzindo um FR de 85,80 na cultivar ‘Nemadoro’. A cultivar ‘Rutgers’ (sem o gene *Mi-1.2*) apresentou valores de FR = 314,84. Embora a população tenha se mostrado altamente virulenta ao *Mi-1.2*, uma redução populacional de cerca de 70 % foi observada entre as duas cultivares contrastantes no fim do ciclo, sugerindo um efeito residual deste gene de resistência. Por sua vez, os FRs de ‘Catuaí Vermelho 144’ foram iguais a zero, mostrando que essa cultivar é virtualmente imune (não hospedeira) desse nematoide, fornecendo uma informação importante para a região produtora de café da Serra Capixaba.

PALAVRA-CHAVE: *Coffea arabica*, Imunidade, *Meloidogyne* spp, *Solanum lycopersicum*, virulência.

New pathotype of *Meloidogyne inornata*: Immunity in *Coffea arabica* and confirmation of virulence in tomato carrying the Mi-1.2 gene.

ABSTRACT

Tomato (*Solanum lycopersicum*) and coffee (*Coffea arabica*) crops are of great importance to Brazil. Both crops can be severely affected by root-knot nematode species (*Meloidogyne* spp.). In 2023, field surveys detected an atypical population of *Meloidogyne* in the municipality of Alto Caxixi, Espírito Santo, infecting the roots of tomato cultivar ‘Caribe F1’ (supposedly resistant due to the presence of the *Mi*-1.2 gene). The nematode was initially identified as *M. inornata* based on its esterase phenotype (Est I3; RM = 0.94, 1.10, 1.25). Due to contradictions regarding the virulence of *M. inornata* on resistant tomato, a greenhouse experiment was conducted. Plants of the cultivar Nemadoro (homozygous for the *Mi*-1.2 gene) and ‘Rutgers’ (susceptible) were inoculated with 3,000 eggs/J2s. After five months, egg were quantified, and reproduction factors were calculated. Since *Meloidogyne inornata* has previously been reported as infecting coffee plants (*Coffea* spp.) in Central America, and coffee is grown in the *M. inornata* collection region, plants of the cultivar Catuaí Vermelho 144 of *Coffea arabica* were also inoculated with 3,000 eggs/J2s of this nematode population. The coffee plants were evaluated 12 months after inoculation. This population was classified as highly virulent to the *Mi*-1.2 resistance gene, inducing an RF of 85,80 in the cultivar Nemadoro. In turn, the control cultivar Rutgers had an RF of 314,84. Although the population proved highly virulent to *Mi*-1.2, a population reduction of approximately 70% was observed between the two contrasting cultivars at the end of the growing season, suggesting a residual effect of this resistance gene. The RFs of ‘Catuaí Vermelho 144’ were zero, indicating that this coffee cultivar is immune, and therefore a non-host for this nematode, which represents important information for the Serra Capixaba coffee growing region.

Keywords: *Coffea arabica*, Immunity, *Meloidogyne* spp, *Solanum lycopersicum*, virulence.

1. INTRODUÇÃO

As espécies dos nematoides das galhas (NGs) do gênero *Meloidogyne* são consideradas como os patógenos mais agressivos, nocivos e economicamente importantes, pois podem infectar uma ampla gama de plantas hospedeiras, incluindo hortaliças, fruteiras e grandes culturas (Hunt & Handoo, 2009; Subbotin *et al.*, 2021). Até o presente momento, mais de 100 espécies de *Meloidogyne* foram caracterizadas em todo o mundo (Hunt & Handoo, 2009; Subbotin *et al.*, 2021), dentre elas, *Meloidogyne inornata* Lordello, 1956. Essa espécie foi inicialmente descrita no Brasil, estado de São Paulo, parasitando a cultura da soja (*Glycine max* (L.) Merrill) (Lordello, 1956). Posteriormente, foi também relatada em raízes de fumo (*Nicotiana tabacum* L.) em São Paulo (Figueiredo, 1958) e em cafeeiros (*Coffea* spp.) na Guatemala (Campos & Villain, 2005). No entanto, *M. inornata* não foi ainda detectada parasitando o cafeeiro nas condições brasileiras (Carneiro & Santos, 2022).

Devido às semelhanças da configuração da região perineal, *M. inornata* foi sinonimizada com *M. incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949 (Eisenback & Triantaphyllou, 1991), e assim permaneceu por mais de 50 anos, quando foi redescrita por Carneiro *et al.* (2008), usando Taxonomia Integrativa. A população que originou essa redescrição foi encontrada por Mendes *et al.* (1997), que a detectou em yacon (*Smallanthus sonchifolius* Poepp. Endl.) em Capão Bonito, São Paulo, um fenótipo até então atípico de esterase (Est Y3 = I3, Rm=0,80, 1,10, 1,30). Microscopia ótica e eletrônica geraram uma análise morfológica e morfométrica detalhada (Carneiro *et al.*, 2008), o que permitiu recolocar *M. inornata* na lista de espécies válidas (Hunt & Handoo, 2009). A presença de *M. inornata* (Est I3 = 0,83, 1,15, 1,32) também já foi relatada na cultura do feijão no Paraná (Machado *et al.*, 2013) e em yacon no Espírito Santo (Câmara *et al.*, 2020). Em 2016, uma população de *M. inornata* foi detectada no Espírito Santo infectando o híbrido de tomateiro ‘Caribe F1’, que contém o gene de resistência *Mi-1.2* (Guimarães *et al.*, 2016). O comportamento dessa

população foi considerado atípico, uma vez que bioensaios conduzidos por Gabriel *et al.* (2020) indicaram que a população original de *M. inornata* se comportou como avirulenta ao gene *Mi-1.2* do tomateiro. Ensaios preliminares subsequentes em casa de vegetação com a população de *M. inornata* coletada no Espírito Santo reforçaram a hipótese que esta espécie poderia apresentar variação em seu perfil de virulência em relação ao gene *Mi-1.2*. De fato, um consistente padrão de virulência ao gene *Mi-1.2* foi observado para essa população. Desta forma, se faz necessário a condução de ensaios para confirmar o perfil de virulência atípico dessa população. Uma análise da literatura indica que são escassas as informações sobre a potencial presença de distintos patótipos (raças) desse patógeno, ao contrário do que tem sido observado com outras espécies de *Meloidogyne* (Gabriel *et al.*, 2022).

Como previamente mencionado, o cafeeiro tem sido reportado como hospedeiro de populações de *M. inornata* na América Central (Campos & Villain, 2005). Assim, bioensaios de inoculação de plantas da cultivar Catuaí Vermelho 144 de *Coffea arabica* L. foram também conduzidos com essa população atípica, uma vez que o cultivo do cafeeiro ocupa área significativa na região da Serra Capixaba onde ocorreu a coleta de *M. inornata*.

Informações sobre o controle de *M. inornata* ainda são limitadas. Neste contexto, o presente estudo visou: (1) Caracterizar enzimaticamente e molecularmente uma população atípica de *Meloidogyne* (inicialmente identificada como *M. inornata*) coletada na região do Alto Caxixi no Espírito Santo; (2) Comprovar a virulência de populações de *M. inornata* do Alto Caxixi em tomateiros portadores do gene de resistência *Mi 1-2*, considerando a reprodução em plantas resistentes homocigotas e suscetíveis; (3) Avaliar a hospedabilidade e selecionar hortaliças más hospedeiras ou resistentes ao novo patótipo de *M. inornata*, que possam ser utilizadas em sistemas de rotações de culturas. (4) Propor sistemas de rotação com diferentes hortaliças para áreas infestadas com esse patótipo de *M. inornata*.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Identificação bioquímica e molecular da população atípica de *Meloidogyne inornata*

Para identificação da espécie de *Meloidogyne*, 40 fêmeas foram removidas do sistema radicular do híbrido de tomateiro ‘Caribe’ (Agristar do Brasil), proveniente do Alto Caxixi-ES. As amostras foram analisadas através do perfil enzimático (α -esterase), em géis de poliacrilamida a 7%, de acordo com a metodologia descrita por Carneiro & Almeida (2001). O restante do sistema radicular foi usado para inocular plantas de tomateiro cultivar ‘Rutgers’, visando a extração de ovos e de DNA do nematoide para futuras análises moleculares (Randig *et al.*, 2002; Tigano *et al.*, 2005). Para as análises moleculares, amplificou-se a região mitocondrial situada entre a porção 3’ do gene da subunidade II da citocromo oxidase (COII) e a porção 5’ do gene do RNA ribossomal 16S (1rRNA), utilizando os primers C2F3 (5’-GGT CAA TGT TCA GAA ATT TGT GG-3’) e 1108 (5’-TAC CTT TGA CCA ATC ACG CT-3’), conforme descrição de Powers & Harris (1993). Além disso, foi realizada a amplificação do gene 18S do RNA ribossomal via PCR utilizando os primers MelF (*forward*) e MelR (*reverse*) (Tigano *et al.*, 2005). Após a amplificação, os produtos foram enviados para sequenciamento na Macrogen (Coreia do Sul) e as sequências obtidas foram comparadas com aquelas disponíveis no GenBank, incluindo a população original de *M. inornata* bem como aquelas analisadas por Tigano *et al.* (2005).

2.2 Produção de inóculo da população atípica de *Meloidogyne inornata*

Ovos foram extraídos de raízes previamente lavadas conforme a metodologia de Hussey & Barker (1973), com modificações. Foi empregado um liquidificador, em vez de agitação manual, com uma solução de hipoclorito de sódio a 1,0% (NaOCl) por 30 segundos. A amostra foi vertida em um conjunto de peneiras de 20, 100 e 500 mesh e a amostra, recolhida na última peneira, foi transferida para um frasco de 100 mL. Para avaliar a população de nematoides nas

raízes, três alíquotas de 1 mL da suspensão de ovos foram contadas, usando lâmina de Peter, sob microscópio óptico. As plantas de tomateiro foram inoculadas com uma suspensão de 5.000 ovos. Após cinco meses os bioensaios foram instalados para comprovação da virulência ao gene *Mi-1.2* do tomateiro e hospedabilidade de *C. arabica* ao nematoide.

2.3 Bioensaios de patogenicidade/virulência com a população atípica de *M. inornata*

Mudas de cafeeiro (*C. arabica*) ‘Catuaí Vermelho 144’ e mudas de tomateiro ‘Rutgers’ (controle suscetível) e ‘Nemadoro’ (homozigoto para o gene *Mi-1.2*) foram transplantadas para vasos com capacidade de 5L, preenchidos com uma mistura de solo autoclavado e composto Bioplant[®] (1:1). Em fevereiro de 2024, as plantas de ambas as culturas e cultivares foram inoculadas com 3.000 ovos/juvenis de segundo estágio (J2) da população atípica de *M. inornata* e um ensaio foi conduzido com os tratamentos foram dispostos em delineamento inteiramente casualizado com oito repetições. Após cinco meses da inoculação para os tomateiros e 12 meses para o cafeeiro, foram avaliadas as seguintes variáveis por sistema radicular: peso fresco da raiz (PFR), número total de ovos, e ovos/grama de raízes (OGR), índice de galhas (IG) e de massas de ovos (IMO) de acordo com a escala de Taylor & Sasser (1978). O fator de reprodução, população final dividida pela inicial ($FR = P_f/P_i$) foi calculado (Oostenbrink, 1966). Os dados foram submetidos à análise de variância (ANOVA). A normalidade foi determinada pelo teste de Shapiro-Wilk. Posteriormente, as médias dos tratamentos foram agrupadas pelo teste de Scott-Knott ($P < 0,05$). As análises estatísticas foram realizadas por meio do software SISVAR (Ferreira, 2011).

3. RESULTADOS

3.1 Identificação bioquímica e molecular da espécie de *Meloidogyne*.

A caracterização bioquímica individualizada do fenótipo de α -esterase das fêmeas do nematoide comprovou a pureza da amostra original. As migrações relativas (MR = 0,94, 1,10, 1,25) (**Figura 1**) foram calculadas e o perfil de α -esterase obtido foi comparado com os perfis previamente descritos na literatura para *M. inornata* (MR= 0,80, 1,10, 1,30, Est I3) e *M. ethiopica* Whitehead, 1968 (MR= 0,90, 1,05, 1,20, Est E3).

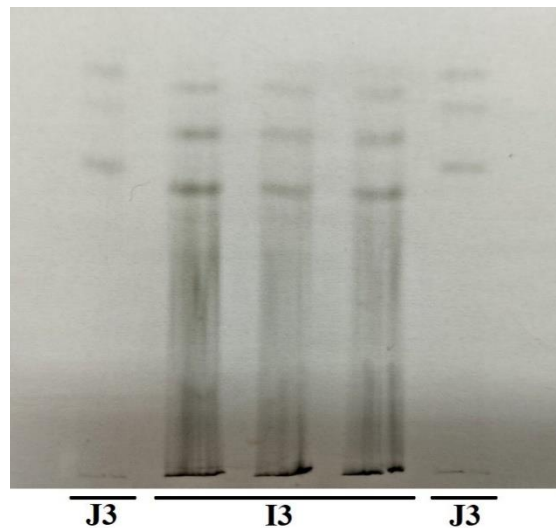


Figura 1. Fenótipo de esterase Est I3 (=Y3) de uma população atípica de *Meloidogyne inornata*, proveniente do Município de Alto Caxixi, Espírito Santo. Uma amostra de *M. javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949 (Est J3) foi usada como padrão de referência.

A população coletada no Espírito Santo apresentou um perfil de α -esterase não exatamente igual à população original de *M. inornata* e uma população de *M. ethiopica* usadas para a comparação. A análise via sequenciamento de PCR da população atípica de *Meloidogyne* coletada em Alto Caxixi (ES) indicou maiores níveis de identidade com *M. inornata* (97%) do que para *M. ethiopica* (94%), em comparação com populações previamente estudadas por Tigano *et al.* (2005). As análises filogenéticas corroboraram essa identificação, posicionando a

população estudada em um clado com suporte de *bootstrap* superior a 90%, juntamente com *M. inornata*, *M. ethiopica* e *M. luci* Carneiro, Correa, Almeida, Gomes, Deimi, Castagnone-Sereno & Karssen, 2014. Desta forma, estudos morfológicos e moleculares adicionais mais detalhados se fazem necessários, uma vez que as três espécies apresentam estreita relação filogenética.

3.2. Ensaio de patogenicidade/virulência

As duas cultivares de tomateiro avaliadas, embora tenham diferido estatisticamente quanto ao fator de reprodução (FR), apresentaram valores altos. Esse resultado confirma que a população coletada no ES se apresenta como virulenta ao gene *Mi-1.2*. A diferença estatística em relação aos valores de FR determinou a classificação de ‘Rutgers’ como altamente suscetível (FR=314,44) e ‘Nemadoro’ como suscetível (FR=85,80). Os valores de IG e IMO foram os mesmos (= 5) para as duas cultivares comprovando a suscetibilidade de ambas para essa população de *M. inornata* (**Tabela 1, Figura 2**). Em ambas as cultivares também ocorreu diferença nítida dos sintomas. A cultivar ‘Rutgers’ apresentou maior tamanho e quantidade de galhas quando comparada com a cultivar ‘Nemadoro’ (**Tabela 1; Figura 2**). No caso do cafeeiro ‘Catuaí Vermelho 144’ (que se mostra suscetível a outras espécies de *Meloidogyne*) apresentou FRs iguais a zero, ou seja, mostrando que esta cultivar de cafeeiro apresenta uma resposta do tipo imunidade a *M. inornata* (**Tabela 1**).

Tabela 1. Reação a uma população atípica de *Meloidogyne inornata* de cultivares de tomateiro ‘Rutgers’ (suscetível) e ‘Nemadoro’ (homozigota para o gene de resistência *Mi-1.2*), cinco meses após a inoculação, e do cafeeiro (*Coffea arabica*) cultivar Catuaí Vermelho 144 (doze meses após a inoculação).

Cultivares	PFR (g)	IG ¹	IMO ²	OGR ³	FR ⁴	Reação ⁵
Rutgers	222,00	5	5	4.693,45 a	314,44 a	AS
Nemadoro (<i>Mi-1.2</i>)	163,66	5	5	1.766,14 a	85,80 b	S
Catuaí Vermelho 144	225,40	0	0	0	0	I

*Médias seguidas na coluna pela mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade; CV = Coeficiente de variação; PFR (Peso fresco de raiz); ¹Índice de galhas (IG) e ²Índice de massas de ovos (IMO): 0 = ausência; 1 = 1 a 2; 2 = 3 a 10; 3 = 11 a 30; 4 = 31 a 100, e 5 = > 100 galhas por planta (Hartman & Sasser, 1985). ³Ovos/g de raízes (OGR) foram transformados usando $\text{Log}_{10}(x + 1)$, CV = 6,65%; ⁴Fator de reprodução (FR) foi transformado usando $\text{Log}_{10}(x+1)$, CV = 5,64%; ⁵AS = Altamente Suscetível; ⁵S = Suscetível e I = Imune.

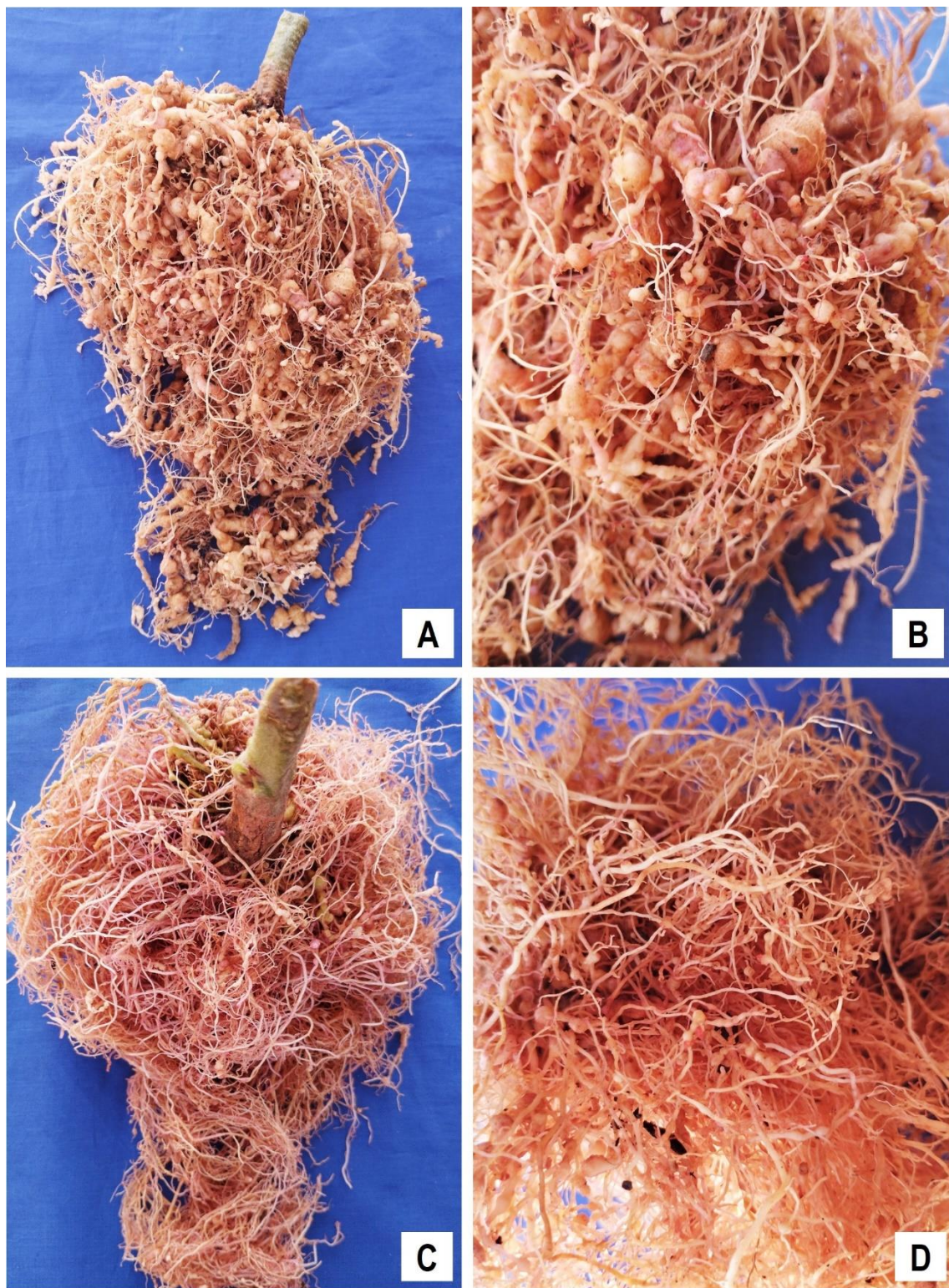


Figura 2. Sintomas e sinais causados por uma população atípica do nematoide das galhas *Meloidogyne inornata* nos sistemas radiculares (corados com Floxina B) de duas cultivares de tomateiro. (A) e (B) Raízes da cultivar Rutgers (controle suscetível) apresentando uma grande quantidade de galhas e massas de ovos induzidas pelo nematoide. (C) e (D) Raízes da cultivar Nemadoro (homozigota para o gene *Mi-1.2*) com menor quantidade de galhas e massas de ovos.

4. DISCUSSÃO

Meloidogyne inornata é filogeneticamente e morfologicamente relacionada às espécies *M. ethiopica* e *M. luci* (Randig *et al.*, 2002; Gerič Stare *et al.*, 2017). As três espécies são coletivamente referidas como o ‘grupo *M. ethiopica*’ (Gerič Stare *et al.*, 2019), embora esses autores tenham se equivocado na diferenciação deste grupo de espécies uma vez que todas as populações de *M. ethiopica* detectadas na Europa são, na verdade, *M. luci* (Gerič Stare *et al.*, 2019).

Uma ampla e sobreposta gama de hospedeiros já foi descrita para *M. ethiopica* e *M. luci* (Gerič Stare *et al.*, 2017). No entanto, poucas hospedeiras naturais e experimentais foram relatadas para *M. inornata* até o presente momento. Devido às semelhanças moleculares entre essas três espécies irmãs, alguns relatos e identificações dentro desse grupo podem ser errôneas em algumas hospedeiras. Um exemplo ilustrativo é o registro equivocado de *M. inornata* infectando o feijoeiro, quando, na verdade, tratava-se de uma população de *M. luci* (Dadazio, 2016).

Os nematoides das galhas induzem alterações substanciais na morfologia da raiz, resultando na formação de células gigantes e galhas (Huang & Maggenti, 1969). A resistência disponível no tomateiro é baseada principalmente no gene *Mi-1.2*, que se localiza no cromossomo 6 e que foi introgridido da espécie selvagem *S. peruvianum* L. PI 128657 (Gabriel *et al.*, 2020). Ao bloquear o desenvolvimento dos nematoides nas raízes, o gene *Mi-1.2* previne sobretudo a penetração dos juvenis de segundo estágio (J2), produzindo também um mecanismo de hipersensibilidade nas raízes que bloqueia o fluxo de nutrientes e a migração interna dos J2s da região do córtex para o sistema vascular (Gabriel *et al.*, 2024). No entanto, em algumas situações ambientais específicas, o gene pode perder sua eficácia, particularmente, em temperaturas do solo contínuas acima de 28°C (Holzmann, 1965), ou quando populações virulentas estão presentes (Castagnone-Sereno *et al.*, 1994; Gabriel *et al.*, 2022).

Um perfil de virulência diferenciado parece ser o caso dessa população atípica de *M. inornata* do ES uma vez que ela foi capaz de suplantar a resistência da cultivar homozigota (*Mi-1.2/ Mi-1.2*) Nemadoro em casa de vegetação. Além disso, o estado alélico heterozigoto versus homozigoto (dosagem alélica) do gene *Mi-1.2*, presente em várias cultivares demonstrou diminuir o nível de expressão de resistência (Maleita *et al.*, 2012; Gabriel *et al.*, 2024).

Esses resultados, sobretudo os valores de FR (com diferença de ~70%) sugerem um provável efeito residual da resistência conferida o gene *Mi-1.2*. Esse resultado é significativo e confiável, considerando que as plantas de tomate ficaram cinco meses em casa de vegetação, condições similares ao período da cultura no campo. No entanto, há necessidade de repetir esse ensaio para comprovar o efeito residual do gene *Mi-1.2* empregando cultivares contrastantes isogênicas, que são geneticamente mais relacionadas (Cunha *et al.*, 2025).

O presente estudo demonstrou inequivocamente a suscetibilidade da cultivar Nemadoro a *M. inornata*. No entanto, foi observado um aparente efeito residual desse gene dominante, que reduziu a população do nematoide em cerca de 70% em comparação com a cultivar suscetível Rutgers, reduzindo o tamanho e quantidade de galhas também de maneira significativa. O efeito residual dos genes de resistência a espécies de *Meloidogyne* foi demonstrado por Bost & Triantaphyllou (1982), em um estudo clássico com linhagens segregantes de tomateiro para o gene *Mi-1.2*. Um claro efeito residual foi observado em populações virulentas de *M. incognita* (Bost & Triantaphyllou, 1982). Em outro exemplo, Brito *et al.* (2007) também observaram, em condições de casa de vegetação, um efeito residual de cerca de 80% em relação à espécie *M. enterolobii* Yang & Eisenback, 1983(=*M. mayaguensis* Rammah & Hirschmann, 1988) na cultivar de tomateiro resistente ‘Sanibel’, quando comparada com a cultivar suscetível ‘Rutgers’. Gabriel *et al.* (2022) demonstraram que o porta-enxerto de tomateiro resistente ‘Muralha’ (*Mi-1.2 / Mi-1.2*) reduziu a reprodução de uma população virulenta de *M. javanica* em 60%, quando comparada a cultivar suscetível ‘Santa Clara’.

Estudos adicionais devem ser conduzidos para demonstrar o efeito residual do gene *Mi-1.2* em relação a essa população atípica de *M. inornata*. Para tal é interessante o emprego de análises comparativas com linhagens isogênicas contrastantes apenas para o locus contendo o gene *Mi-1.2*, minimizando a variabilidade nos níveis de suscetibilidade que se observa quando a comparação é feita com cultivares geneticamente distintas entre si (Cunha *et al.*, 2025).

A variabilidade no perfil de virulência observada por esta população representa uma ameaça potencial ao setor do agronegócio do tomateiro, pois poucas espécies de *Meloidogyne* foram relatadas suplantando a resistência do gene *Mi-1.2* do tomateiro no Brasil (Gabriel *et al.*, 2020). Novas coletas são necessárias no sentido de investigar de maneira mais detalhada a reação de virulência de outras populações de *M. inornata* (= patótipos), especialmente aquelas que foram identificadas como não virulentas (Gabriel *et al.*, 2020). Determinar a reação de outras hortaliças quanto à hospedabilidade a esse nematoide também é importante, visando estabelecer medidas futuras de controle, através da rotação com hortaliças não hospedeiras ou resistentes. A distribuição geográfica de *M. inornata* no Brasil é também desconhecida e de grande importância, para evitar a disseminação do patógeno, bem como no estabelecimento de barreiras de contenção com plantas não hospedeiras.

O não parasitismo deste novo patótipo de *M. inornata* em cafeeiro é outro resultado de interesse para o manejo desse patógeno uma vez que lavouras de *C. arabica* são comuns nas imediações das áreas infestadas na região do Alto Caxixi, ES. É importante destacar que a detecção prévia de *M. inornata* em cafeeiros na Guatemala foi, de fato, resultado de uma identificação errônea, como foi corroborado por Carneiro & Santos (2022), sendo que a espécie posteriormente foi identificada na Guatemala como *M. paranaensis*, Carneiro, Abrantes, Santos & Almeida, 1996 (Villain *et al.*, 2018).

5. CONCLUSÃO

No presente estudo confirmou-se a virulência (quebra de resistência) de uma população de *M. inornata* proveniente do ES em relação ao gene de resistência *Mi-1.2*, presente em homozigose na cultivar Nemadoro, o que pode indicar a presença de um novo patótipo dentro dessa espécie. Entretanto, é importante reforçar que novos estudos morfológicos e moleculares mais detalhados se fazem necessários para confirmar o posicionamento taxonômico dessa população virulenta, uma vez que *M. inornata* é uma espécie irmã de *M. ethiopica*, e somente usando a Taxonomia Integrativa é possível de se fazer essa diferenciação.

CAPÍTULO 2

Hospedabilidade de hortaliças para o manejo de um novo patótipo de *Meloidogyne inornata* e sugestão de rotação de culturas.

Hospedabilidade de hortaliças para o manejo de um novo patótipo de *Meloidogyne inornata* e sugestão de rotação de culturas.

RESUMO

O nematoide das galhas *Meloidogyne inornata* foi inicialmente detectado e descrito, parasitando variedades de soja no Brasil, em Campinas, São Paulo, sendo posteriormente detectado em plantas de yacon e feijão. A prática que envolve suceder ou rotacionar plantas com altos Fatores de Reprodução (FR) com outras com baixos FR de nematoides, também é um método adequado de controle via emprego de cultivares/espécies não hospedeiras, armadilhas ou antagonicas aos nematoides. Outra prática tradicional é a utilização de plantas resistentes, como uma estratégia promissora para o manejo de áreas previamente infestadas por nematoides. Devido à escassez de informações sobre a hospedabilidade e resistência de plantas a *M. inornata*, o objetivo deste estudo foi avaliar 24 cultivares de diferentes hortaliças, visando selecionar as não hospedeiras ou má-hospedeiras. Dois ensaios foram realizados em diferentes períodos. Todas as plantas foram inoculadas com 5.000 ovos de uma população obtida de tomateiro proveniente do município de Alto Caxixi, Espírito Santo (ES). Após 60-90 dias de acordo com o ciclo da cultura, foram determinados os seguintes parâmetros: peso fresco de raiz, fator de reprodução (FR) e reação final. Plantas com FR < 1,0 foram classificadas como não hospedeiras (NH), aquelas com FR > 1,0 foram consideradas hospedeiras. Análises estatísticas permitiram classificar as reações como: boa-hospedeira (BH), hospedeira intermediária (HI) e má hospedeira (MH). O tomateiro 'Santa Clara' foi usado como testemunha suscetível. A berinjela 'Comprida Roxa' e o jiló 'Comprido Verde Claro' foram classificados como BH. A maioria das espécies botânicas avaliadas foram classificadas como MH a *M. inornata*, incluindo a alface crespa 'Elba', alface crespa 'Roxa Luminosa', alface lisa 'Aurélia', agrião 'Da Terra', beterraba 'Early Wonder', brócolis 'Ramoso Santana', cebolinha 'Natsuyo', coentro 'Verdão', couve manteiga 'Da Georgia', espinafre 'Nova Zelândia,' manjeriço 'Italiano Folha Larga', rúcula 'Folha Larga', salsa 'Lisa', pepino 'Aodai Verde Comprido'. Foram classificadas como hospedeiras intermediárias o repolho '60 Dias', agrião 'Redondo Gigante', quiabo 'Santa Cruz 47' e pimenta 'Dedo de Moça'. O pimentão 'All Big' e as pimentas 'CNPH 148' e 'CNPH 3280' foram classificados como não hospedeiras, apresentando respostas do tipo imunidade. Estas cultivares/espécies de *Capsicum* identificadas como não hospedeiras ou má hospedeiras podem ser recomendadas para rotação de culturas, em regiões infestadas por *M. inornata*, como a região de Alto Caxixi onde a cultura do pimentão (*C. annuum*) é viável para os horticultores.

Palavras-chave: manejo de nematoides, relação parasita-hospedeira, rotação de culturas.

Host suitability of vegetables for the management of a new pathotype of *Meloidogyne inornata* and suggestion of crop rotation.

ABSTRACT

The root-knot nematode *Meloidogyne inornata* was initially detected and described as parasitizing some soybean varieties in Brazil, in Campinas, São Paulo state, and later in yacon and bean plants. The practice of successioning or rotating plants with high nematode Reproduction Factors (RF) with others with low RF. Crop rotation with non-host, trapping or antagonistic plants is also an adequate control method. Another traditional practice is the use of resistant plants, which is a promising strategy for managing infested areas. Due to the scarcity of information on plant host suitability and resistance to *M. inornata*, the objective of this study was to evaluate 24 vegetable cultivars and select non-hosts or poor hosts to the nematode. Two trials were conducted at different times, and all plants were inoculated with 5,000 eggs from a population obtained from tomato plants in the municipality of Alto Caxixi, Espírito Santo. After 60-90 days according to the crop cycle, the following parameters were determined: fresh root weight, reproduction factor (RF), and final reaction. Plants with $RF < 1.0$ were classified as non-hosts (NH), those with $RF > 1.0$ were considered hosts and further classified using statistical analysis as good hosts good host (BH), intermediate host (HI) and poor host (MH). The tomato 'Santa Clara' was used as a susceptible control. Eggplant 'Comprida Roxa' and eggplant 'Comprido Verde Claro' were classified as BH. Most of the botanical species evaluated were classified as MH to *M. inornata* (curly lettuce 'Elba', curly lettuce 'Roxa Luminosa', smooth lettuce 'Aurélia', watercress 'Da Terra', beetroot 'Early Wonder', broccoli 'Ramoso Santana', chives 'Natsuyo', coriander 'Verdão', collard greens 'Da Georgia', spinach 'Nova Zelândia', basil 'Italiano Folha Larga' and arugula 'Folha Larga', parsley 'Lisa', cucumber 'Aodai Verde Comprido'), as intermediate hosts (cabbage '60 Dias', watercress 'Redondo Gigante', okra 'Santa Cruz 47' and pepper 'Dedo de Moça'), and as non-hosts, practically immune (peppers 'CNPH 148', 'CNPH 3280' and bell pepper 'All Big'). Plants identified as non-hosts or poor hosts can be recommended for crop rotation in regions infested by *M. inornata*, such as the Alto Caxixi region where bell pepper cultivation is viable for horticulturists.

Palavras-chave: Intercropping, Nematode management, host-parasite relationship, crop rotation.

1. INTRODUÇÃO

Os nematoides das galhas (*Meloidogyne* spp.) constituem um dos principais desafios fitossanitários da produção comercial intensiva de hortaliças em regiões tropicais e subtropicais. Nessas áreas, o cultivo é realizado predominantemente com cultivares suscetíveis, em sistemas de monocultura ou em sucessão com espécies hospedeiras, conforme descrito por Sikora & Fernandez (2005). Perdas totais de produção podem ocorrer nessas condições favoráveis a espécies de *Meloidogyne*. Várias espécies pertencentes ao gênero *Meloidogyne* já foram relatadas parasitando hortaliças, dentre elas, *M. inornata*.

Meloidogyne inornata foi inicialmente descrita no Brasil, no estado de São Paulo, parasitando a cultura da soja (*Glycine max* (L.) Merrill) (Lordelo, 1956). Posteriormente, foi também relatada em raízes de tabaco (*Nicotiana tabacum* L.) em São Paulo (Figueiredo, 1958). Em 1997, um nematoide das galhas com um fenótipo de esterese atípico (Est Y3) foi detectado no Brasil em *Polymnia sonchifolia* Poepp. Endl. (yacon) em Capão Bonito, Estado de São Paulo (Carneiro *et al.*, 2000), e em cafeeiros (*Coffea* spp.) na Guatemala (Campos & Villain, 2005). A presença de *M. inornata* (Est I3 = 0,83, 1,15, 1,32) também já foi detectada infectando plantas de fumo no Sul do Brasil (Araújo Filho, 2012), e na cultura do feijão no Paraná (Machado *et al.*, 2013). Em 2016, uma população atípica de *M. inornata* foi detectada no Espírito Santo infectando o híbrido de tomateiro ‘Caribe F1’, que contém o gene de resistência *Mi-1.2* (Guimarães *et al.*, 2016). Posteriormente, essa espécie foi detectada infectando a cultura do yacon no Espírito Santo (Câmara *et al.*, 2020). Recentemente, em um estudo conduzido em casa de vegetação, plantas de batata (*Solanum tuberosum* L.) cv. Désirée se mostraram suscetíveis a populações europeias de *M. inornata* (Gerič Stare *et al.*, 2022).

Meloidogyne inornata causa sintomas de infecção idênticos aos causados por *M. luci* Carneiro, Correa, Almeida, Gomes, Deimi, Castagnone-Sereno & Karssen, 2014 (Žibrat *et al.*, 2021). Recentemente, confirmou-se a virulência (quebra de resistência) de uma população de *M. inornata* proveniente do ES ao gene de resistência *Mi-1.2*, presente em homozigose na cultivar

‘Nemadoro’. Essa variabilidade representa uma ameaça potencial ao setor de olericultura, pois poucas espécies de *Meloidogyne* foram relatadas suplantando a resistência do gene *Mi-1.2* do tomateiro no Brasil (Gabriel *et al.*, 2020).

Até o momento, poucos hospedeiros naturais e experimentais foram relatados para *M. inornata*. Diferente de outros nematoides das galhas que parasitam as hortaliças e já foram extensivamente estudadas, a distribuição geográfica de *M. inornata* no Brasil e sua gama de hospedeiros ainda são pouco conhecidos. No entanto, acredita-se que além de ampla gama de hospedeiros, existe a possibilidade de *M. inornata* possuir hospedeiras similares com *M. ethiopica* Whitehead, 1968 e *M. luci*, devido a relação próxima e semelhanças moleculares e morfológicas (Gerič Stare *et al.*, 2017). Essas três espécies de nematoides das galhas foram incluídas no grupo *M. ethiopica*, e primers específicos para esse grupo já foram desenvolvidos (Gerič Stare *et al.*, 2019).

A busca por novas informações relacionadas à hospedabilidade de hortaliças a *M. inornata* é importante para auxiliar na caracterização da espécie e no estabelecimento de medidas eficientes de controle, principalmente através da rotação de culturas. Essa prática consiste em alternar espécies más hospedeiras e não hospedeiras com hortaliças convencionais, hospedeiras intermediárias ou boas hospedeiras, possibilitando a redução da população de nematoides e a disseminação do patógeno.

Considerando a escassez de informações sobre *M. inornata* no Brasil e a recente ocorrência de diferentes patótipos dessa espécie, é necessário aumentar o conhecimento relacionado a gama de hospedeiras desse nematoide. Neste contexto, os objetivos deste estudo foram investigar a capacidade de 24 diferentes espécies e cultivares de dez famílias botânicas em hospedar *M. inornata* e propor sistemas de rotação com essas diferentes hortaliças com esse patótipo de *M. inornata*.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Área experimental

Os experimentos foram conduzidos em casa de vegetação e laboratórios localizados na Embrapa CENARGEN (Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia), em Brasília, Distrito Federal, e com colaboração da Embrapa Hortaliças no período compreendido entre fevereiro de 2023 a junho de 2025.

2.2 Obtenção do inóculo de *Meloidogyne inornata* e multiplicação em tomateiros

A população de *Meloidogyne inornata* foi obtida de tomateiro, proveniente do município de Alto Caxixi, Espírito Santo - ES. Plantas de tomateiro foram inoculadas com 5.000 ovos e mantidas em casa de vegetação por um período de três meses. As raízes foram previamente lavadas e em seguida os ovos foram extraídos conforme a metodologia de Hussey & Barker (1973), com modificações, usando liquidificador, em vez de agitação manual, com uma solução de hipoclorito de sódio a 1,0% (NaOCl) por 30 segundos. A amostra foi vertida em um conjunto de peneiras de 20, 100 e 500 mesh, e a amostra recolhida na última peneira foi transferida para um frasco de 100 mL. Para quantificação de ovos, três alíquotas de 1 mL da suspensão foram contadas, usando lâminas de Peter, sob microscópio óptico.

2.3 Confirmação da espécie de *Meloidogyne inornata*

Após três meses da inoculação dos tomateiros foi utilizada a técnica para identificação do nematoide com eletroforese de isoenzimas, por meio da caracterização fenotípica da α esterase. Fêmeas de coloração branco-leitosa de *Meloidogyne* foram extraídas de raízes de tomateiro e maceradas em 5 μ L de solução extratora (constituída por 2 g de sacarose, 0,2 μ L de Triton X-100, 1 mg de azul de bromofenol e 7,8 mL de água destilada) em tubos hematócitos. Até o momento da utilização, o extrato foi mantido em gelo. A corrida eletroforética foi realizada em gel de poliacrilamida na concentração de 7%, conforme metodologia descrita por Carneiro &

Almeida (2001) e Carneiro *et al.* (2024). O gel foi corado em solução contendo os corantes Fast Blue RR e α -naftil acetato, plastificado e foto documentado. A espécie *M. javanica* foi usada como padrão em cada gel e a posição das bandas foi baseada na Mobilidade Relativa (Rm) em relação à banda padrão de *M. javanica* (Carneiro *et al.*, 2024) (Figura 1).

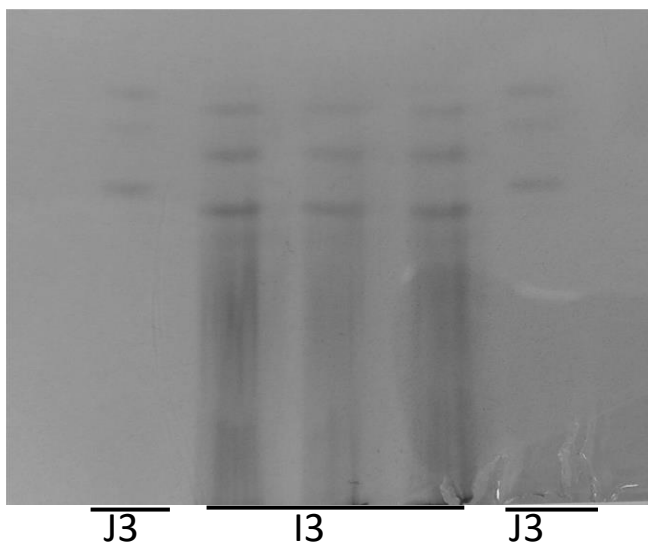


Figura 1. Fenótipo de esterase Est I3 (=Y3) de uma população de *Meloidogyne inornata*, proveniente do Município de Alto Caxixi, Espírito Santo. *M. javanica* (Est J3) foi usado como padrão de referência.

2.4 ENSAIOS

2.4.1 Primeiro ensaio: Inverno/primavera (julho a dezembro de 2024)

No primeiro ensaio foram testadas quinze hortaliças de inverno. As hortaliças selecionadas para a execução do projeto estão descritas na **Tabela 1**. As sementes utilizadas foram adquiridas em loja de produtos agrícolas (Vegetal) e foram germinadas em bandejas plásticas contendo 50 células. Após 15 dias da germinação as mudas foram transplantadas para vasos de polipropileno com capacidade de 5 litros, preenchidos até à metade com solo esterilizado Embrapa + Bioplante® na proporção 1:1. O experimento foi montado com 12 repetições e inteiramente casualizado. Após 10 dias do transplante, as mudas das hortaliças selecionadas foram inoculadas com 5.000 ovos de *M. inornata*. Com 60 e 90 dias após a inoculação cada

repetição foi quantificada. A extração dos ovos foi feita pelo método de Hussey & Barker (1973), mediante trituração em liquidificador em solução de hipoclorito de sódio (NaOCl) a 1%, sob baixa rotação, por 30 segundos em um conjunto de peneiras de 20, 100 e 500 mesh. O volume da peneira de 500 mesh foi recolhido em um becker e a concentração da suspensão de ovos e eventuais J2 obtida de cada planta foi determinada pela média da contagem de três alíquotas de 1 ml, em lâmina de Peter e, o número de ovos, quantificados sob um microscópio de luz (4 x); o fator de reprodução (FR) foi obtido pela expressão ($FR = Pf / Pi$, onde Pf = população final corresponde ao número de ovos/planta e Pi = população inicial inoculada com 5.000 ovos), de acordo com Oostenbrink (1966). A análise estatística dos resultados foi com base no peso fresco da raiz (PFR), total de ovos e N° de ovos/g de raiz.

2.4.2 Segundo ensaio: Verão/outono (dezembro de 2024 a maio de 2025)

No segundo ensaio foram testadas dez hortaliças de Verão, sendo que em ambos os ensaios o tomateiro ‘Santa Clara’ foi utilizado como testemunha principal. As hortaliças selecionadas para esse ensaio estão descritas na **Tabela 1**. Para avaliação foram adotados os mesmos critérios descritos anteriormente. Os critérios estabelecidos por Seinhorst (1967) foram usados para a determinação de hospedabilidade nos diferentes ensaios e estão relatados na **Tabela 2**.

Tabela 1. Espécies botânicas avaliadas no presente estudo.

Família	Nome científico	Nome Comum	Cultivares	Distribuidora
Aizoaceae	<i>Tetragonia tetragonoides</i>	Espinafre	Nova Zelândia	Topseed Blueline
Amaranthaceae	<i>Beta vulgaris</i> .	Beterraba	Early Wonder	Tecnoseed
Amaryllidaceae	<i>Allium fistulosum</i>	Cebolinha	Natsuyo	Topseed
Apiaceae	<i>Coriandrum sativum</i>	Coentro	Verdão	Topseed
	<i>Petroselinum crispum</i>	Salsa	Lisa	Topseed Blueline
Asteraceae	<i>Lactuca sativa</i>	Alface	Crespa Elba	Topseed Blueline
			Crespa Roxa Luminosa	Sakata
			Lisa Aurélia	Topseed Blueline
Brassicaceae	<i>Eruca sativa</i>	Rúcula	Folha Larga	Topseed Blueline
	<i>Brassica oleracea</i>	Couve	Manteiga da Geórgia	Topseed Blueline
	<i>B. oleracea</i>	Brócolis	Ramoso Santana	Topseed Blueline
	<i>B. oleracea</i>	Repolho	60 Dias	Topseed Blueline
	<i>Nasturtium officinale</i>	Agrião	Da Terra Redondo Gigante	Topseed Blueline Sakata
Curcubitaceae	<i>Cucumis sativus</i>	Pepino	Aodai Verde Comprido	Topseed Blueline
Malvaceae	<i>Abelmoschus esculentus</i>	Quiabo	Santa Cruz 47	Topseed Blueline
Lamiaceae	<i>Ocimum basilicum</i>	Manjeriço	Italiano folha larga	Topseed
Solanaceae	<i>Solanum lycopersicum</i>	Tomate	Santa Clara 5600	Sakata
	<i>S. melongena</i>	Berinjela	Comprida Roxa	Topseed Blueline
	<i>S. aethiopicum</i> gr. Gilo	Jiló	Comprido Verde Claro	Topseed Blueline
	<i>C. annuum</i>		CNPH 148	Embrapa
	<i>C. annuum</i>	Pimenta	CNPH 3280	Embrapa
	<i>Capsicum baccatum</i>		Dedo de Moça	Topseed Blueline
	<i>C. annuum</i>	Pimentão	All Big	Topseed Blueline

Tabela 2. Critérios para classificação das reações das diferentes espécies de hortaliças em bioensaios com inoculação de 5.000 ovos de *Meloidogyne inornata* por planta.

Reação	Descrição
Hospedeira Padrão (HP)	Testemunha
Boas hospedeiras (BH)	Cultivares com fatores de reprodução $FR > 1,0$
Hospedeiras intermediárias (HI)	Cultivares com fatores de reprodução $FR = 1,0$
Más hospedeiras (MH)	Cultivares com $FR < 1,0$
Não hospedeiras (Imunes) (NH)	Cultivares com $FR=0$

3 RESULTADOS

3.1 Análise da reação de diferentes espécies botânicas ao parasitismo de *Meloidogyne inornata*.

Após análise estatística, 25 plantas de diferentes espécies botânicas foram utilizadas para identificar a hospedabilidade a *M. inornata* e foram classificadas como: boas hospedeiras, hospedeiras intermediárias, más hospedeiras e não hospedeiras (**Tabela 2**). Nos dois experimentos, verificou-se que a maioria das espécies botânicas testadas foram classificadas como hospedeiras em diferentes níveis a *M. inornata*.

No primeiro ensaio (repetido duas vezes), treze plantas foram classificadas como más hospedeiras, uma planta foi classificada como hospedeira intermediária e uma planta classificada como boa hospedeira (**Tabelas 3 e 4**). No segundo ensaio (repetido duas vezes), duas plantas foram classificadas como más hospedeiras, duas plantas foram classificadas como boas hospedeiras, três plantas como não hospedeiras e duas plantas classificadas como hospedeiras intermediárias (**Tabelas 5 e 6**).

De maneira geral, 15 plantas foram classificadas como más hospedeiras (alfaces crespas ‘Elba’ e ‘Roxa Luminosa’, alface lisa ‘Aurélia’, agrião ‘da Terra’, beterraba ‘Early Wonder’, brócolis ‘Ramoso Santana’, cebolinha ‘Natsuyo’, coentro ‘Verdão’, couve ‘Manteiga da

Georgia’, espinafre ‘Nova Zelândia’, manjeriço ‘Italiano Folha Larga’, pepino ‘Aodai Verde Comprido’, rúcula ‘Folha Larga’, salsa ‘Lisa’). Apenas três foram classificadas como boas hospedeiras (berinjela ‘Comprida Roxa’, jiló ‘Comprido Verde Claro’, tomate ‘Santa Clara’) e quatro foram classificadas como hospedeiras intermediárias (pimenta ‘Dedo de Moça’, quiabo ‘Santa Cruz 47’, agrião ‘Redondo Gigante’ e repolho ‘60 dias’), mostrando que esse patótipo de *M. inornata* consegue infectar a uma ampla gama de hortaliças. Um especial destaque são os acessos de *Capsicum* ‘CNPH 148’ (fonte do gene *Me7*) e ‘CNPH 3280’ (fonte do gene *Me3*) e ‘All Big’ que se mostraram imunes (**Tabelas 5 e 6**). Nos ensaios de verão podemos ressaltar a presença da traça do tomateiro (*Tuta absoluta* Meyrick, 1917), que prejudicou muito o desenvolvimento dessa cultura, resultando em FRs relativamente baixos.

Tabela 3: Ensaio #1 de hospedabilidade de diferentes hortaliças inoculadas com 5.000 ovos de *Meloidogyne inornata* no período de inverno/primavera (julho a dezembro de 2024)

Nome Comum	Cultivar	Peso fresco de raiz (g) ¹	Total de ovos ²	Nº de ovos/g de raiz ³	FR ⁴	Reação ⁵
Alface	Crespa Elba	21,17 c	1.3611,11 c	586,21 b	2,72 d	MH
	Crespa Roxa Luminosa	3,25 d	1.111,11 d	329,93 c	0,22 d	MH
	Lisa Aurélia	16,50 c	9.694,44 c	737,46 b	1,93 d	MH
Agrião	Da Terra	5,08 d	5.361,11 d	1.086,19 b	1,07 d	MH
	Redondo Gigante	21,17 b	3.866,66 b	1.237,41 b	7,73 c	HI
Beterraba	Early Wonder	9,08 d	3.416,66 d	405,29 c	0,68 d	MH
Brócolis	Ramoso Santana	16,16 c	1.2027,78 c	933,38 b	2,40 d	MH
Cebolinha	Natsuyo	15,33 c	1.1861,11 d	673,06 c	2,37 d	MH
Coentro	Verdão	1,91 d	5.527,77 d	5.351,85 a	1,10 d	MH
Couve	Manteiga da Georgia	34,16 b	5.888,89 c	178,38 c	1,17 d	MH
Espinafre	Nova Zelândia	5,01 d	14.472,22 c	3.220,08 a	2,89 d	MH
Manjeriço	Italiano Folha Larga	8,08 d	11.944,44 d	1.797,9 b	2,39 d	MH
Repolho	60 dias	32,66 b	118.166,66 b	4.121,89 a	23,63 b	HI
Rúcula	Folha Larga	6,58 d	6.222,22 d	1.385,45 b	1,24 d	MH
Tomate	Santa Clara VF 5600	148,58 a	922.444,44 a	8.139,17 a	184,48 a	HP/BH

*Médias seguidas na coluna pela mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade; CV = Coeficiente de variação;

¹Pesos frescos de raízes (PFR) foram transformados usando $(PFR + 0,5)$, CV = 31,75

²Total de ovos (TO) de raízes foram transformados usando $\text{Log}_{10}(x + 1)$, CV = 11,77

³Ovos/g de raízes foram transformados usando $\text{Log}_{10}(x + 1)$, CV = 15,14

⁴Fator de reprodução (FR) foi transformado usando $\text{Log}_{10}(x + 1)$, CV = 39,12

⁵ HP = Hospedeira padrão; BH = Boa hospedeira; HI = Hospedeira intermediária; MH = Má hospedeira; NH = Não hospedeira.

Tabela 4: Ensaio #2 de hospedabilidade de diferentes hortaliças inoculadas com 5.000 ovos de *Meloidogyne inornata* no período de inverno/primavera (julho a dezembro de 2024).

Nome Comum	Cultivar	Peso fresco de raiz (g) ¹	Total de ovos ²	Nº de ovos/g de raiz ³	FR ⁴	Reação ⁵
Alface	Crespa Elba	19,58 b	9.944,44 d	452,37 b	1,99 d	MH
	Crespa Roxa Luminosa	2,58 c	1.805,55 e	901,23 b	0,36 d	MH
	Lisa Aurélia	15,00 b	9.777,77 d	841,58 b	1,95 d	MH
Agrião	da Terra	8,58 c	7.055,55 e	793,60 b	1,41 d	MH
	Redondo Gigante	27,83 b	34.055,55 c	1.454,41 a	6,81 c	HI
Beterraba	Early Wonder	7,33 c	4.222,22 e	557,02 b	0,84 d	MH
Brócolis	Ramoso Santana	25,00 b	8.611,11 e	280,15 c	1,72 d	MH
Cebolinha	Natsuyo	11,58 c	9.972,22 e	702,20 b	1,99 d	MH
Coentro	Verdão	2,26 c	3.638,88 e	2.222,88 a	0,72 d	MH
Couve	Manteiga da Georgia	36,50 b	5.111,11 e	121,85 c	1,02 d	MH
Espinafre	Nova Zelândia	5,33 c	14.583,33 d	2.688,97 a	2,91 d	MH
Manjericão	Italiano Folha Larga	6,58 c	13.250,00 d	2.319,33 a	2,65 d	MH
Repolho	60 dias	21,91 b	120.388,88 b	5.533,27 a	24,07 b	HI
Rúcula	Folha Larga	5,98 c	6.944,44 e	1.247,25 b	1,39 d	MH
Tomate	Santa Clara VF 5600	134,21 a	750.500,00 a	5.577,00 a	150,10 a	HP/BH

*Médias seguidas na coluna pela mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade; CV = Coeficiente de variação;

¹Pesos frescos de raízes (PFR) foram transformados usando $(PFR + 0,5)$, CV = 28,14

²Total de ovos (TO) de raízes foram transformados usando $\text{Log}_{10}(x + 1)$, CV = 11,05

³Ovos/g de raízes foram transformados usando $\text{Log}_{10}(x + 1)$, CV = 16,01

⁴Fator de reprodução (FR) foi transformado usando $\text{Log}_{10}(x + 1)$, CV = 37,45

⁵HP = Hospedeira padrão; BH = Boa hospedeira; HI = Hospedeira intermediária; MH = Má hospedeira; NH = Não hospedeira.

Tabela 5: Ensaio #1 de hospedabilidade de diferentes hortaliças inoculadas com 5.000 ovos de *Meloidogyne inornata* no período de verão/outono (dezembro de 2024 a maio de 2025)

Nome Comum	Cultivar	Peso fresco de raiz (g) ¹	Total de ovos ²	Nº de ovos/g de raiz ³	FR ⁴	Reação ⁵
Berinjela	Comprida Roxa	163,83 a	611.111,12 a	3.652,19 a	122,23 a	BH
Jiló	Comprido Verde Claro	190,00 a	1.114.166,67 a	6.573,60 a	222,84 a	BH
Pepino	Aodai Verde Comprido	24,50 d	22.166,67 d	897,64 b	4,44 c	MH
Pimentão	All Big	15,58 d	0,00 f	0,00 d	0,00 e	NH
Pimenta	CNPH 148 (gene <i>Me7</i>)	44,25 c	0,00 f	0,00 d	0,00 e	NH
	CNPH 3280 (gene <i>Me3</i>)	23,00 d	0,00 f	0,00 d	0,00 e	NH
	Dedo de Moça	43,00 c	113.555,56 b	2.608,95 b	22,72 b	HI
Quiabo	Santa Cruz 47	151,25 a	142.611,12 b	964,78 b	28,52 b	HI
Salsa	Lisa	86,33 b	9.833,35 e	136,52 c	1,97 d	MH
Tomate	Santa Clara 5600	54,41 c	42.222,23 c	710,81 b	8,45 c	HP/MH

*Médias seguidas na coluna pela mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade;

CV = Coeficiente de variação;

¹Pesos frescos de raízes (PFR) foram transformados usando $(PFR + 0,5)$, CV = 16,88

²Total de ovos (TO) de raízes foram transformados usando $\text{Log}_{10}(x + 1)$, CV = 8,13

³Ovos/g de raízes foram transformados usando $\text{Log}_{10}(x + 1)$, CV = 14,07

⁴Fator de reprodução (FR) foi transformado usando $\text{Log}_{10}(x + 1)$, CV = 26,14

⁵HP = Hospedeira padrão; BH = Boa hospedeira; HI = Hospedeira intermediária; MH = Má hospedeira; NH = Não hospedeira.

Tabela 6: Ensaio 2 da hospedabilidade de diferentes hortaliças inoculada com 5.000 ovos de *Meloidogyne inornata* no período de verão/outono (dezembro de 2024 a maio de 2025)

Nome Comum	Cultivar	Peso fresco de raiz (g) ¹	Total de ovos ²	Nº de ovos/g de raiz ³	FR ⁴	Reação ⁵
Berinjela	Comprida Roxa	132,17 a	665.111,12 a	5.018,06 a	133,02 a	BH
Jiló	Comprido Verde Claro	160,41 a	942.666,67 a	5.739,53 a	188,53 a	BH
Pepino	Aodai Verde Comprido	23,75 d	21.500,01 d	1.013,62 b	4,29 c	MH
Pimentão	All Big	14,5 d	0,00 f	0,00 d	0,00 e	NH
Pimenta	CNPH – 148	30,91 c	0,00 f	0,00 d	0,00 e	NH
	CNPH – 3280	33,41 c	0,00 f	0,00 d	0,00 e	NH
	Dedo de Moça	39,83 c	114.666,67 b	3.074,97 b	22,93 b	HI
Quiabo	Santa Cruz 47	140,34 a	156.555,56 b	1.264,08 b	31,31 b	HI
Salsa	Lisa	89,08 b	8.833,34 e	100,60 c	1,76 d	MH
Tomateiro	Santa Clara 5600	41,59 c	42.666,67 c	924,46 b	8,53 c	HP/MH

*Médias seguidas na coluna pela mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade;

CV = Coeficiente de variação;

¹Pesos frescos de raízes (PFR) foram transformados usando $(PFR + 0,5)$, CV = 20,50

²Total de ovos (TO) de raízes foram transformados usando $\text{Log}_{10}(x + 1)$, CV = 10,73

³Ovos/g de raízes foram transformados usando $\text{Log}_{10}(x + 1)$, CV = 17,46

⁴Fator de reprodução (FR) foi transformado usando $\text{Log}_{10}(x + 1)$, CV = 36,73

⁵HP = Hospedeira padrão; BH = Boa hospedeira; HI = Hospedeira intermediária; MH = Má hospedeira; NH = Não hospedeira

3.2 Análise das possibilidades de rotação de culturas com diferentes espécies botânicas em relação ao parasitismo de *Meloidogyne inornata*

Num sistema de rotação de culturas em áreas infestadas com *M. inornata*, as hortaliças consideradas más hospedeiras e não hospedeiras podem ser alternadas com boas hospedeiras ou hospedeiras intermediárias, reduzindo a proliferação do nematoide abaixo dos níveis de dano econômico. Também pode-se sugerir rotações apenas com plantas resistentes, que diminuiriam significativamente as populações de *M. inornata* da área em questão.

A **Tabela 7** apresenta dados importantes das culturas para o planejamento da rotação de culturas (época de plantio, tempo para a colheita e FR a *M. inornata*).

De acordo com os dados obtidos, foram propostos oito tipos de rotações com as culturas estudadas, observando o ciclo de vida e época de plantio e suas classificações referente à média de FRs de cada ensaio, alternando plantas não hospedeiras, más hospedeiras, hospedeiras intermediárias e boas hospedeiras descritas na **Tabela 8**.

Vale lembrar que para a implantação do sistema de rotação de culturas é aconselhável conciliar esse manejo com outros métodos, como: retirada de resíduos da cultura anterior, controle de plantas invasoras, adição de matéria orgânica e plantio em épocas desfavoráveis à proliferação do nematoide quando possível (para rotação alternando suscetíveis e resistentes), sempre levando em conta, a espécie de nematoide presente, a cultura a ser implantada assim como as condições sócio-ambientais da área em questão.

Tabela 7: Características importantes para o planejamento da rotação de culturas.

Nome científico	Nome Comum	Cultivares	Época de plantio	Colheita	FR	Reação	
<i>Tetragonia tetragonoides</i>	Espinafre	Nova Zelândia	Inverno	40 a 50 dias	2,90	MH	
<i>Allium schoenoprasum</i>	Cebolinha	NatSuyo	Inverno	60 dias	2,18	MH	
<i>Coriandrum sativum</i>	Coentro	Verdão	Inverno	30 a 45 dias	0,91	MH	
<i>Petroselinum crispum</i>	Salsa	Lisa	Verão	70 a 80 dias	1,87	MH	
<i>Lactuca sativa</i>	Alface	crespa Elba	Inverno	65 a 70 dias	2,36	MH	
		crespa Roxa Luminosa	Inverno	60 dias	0,29	MH	
		lisa Aurélia	Inverno	65 a 70 dias	1,94	MH	
<i>Eruca sativa</i>	Rúcula	Folha Larga	Inverno	45 a 50 dias	1,32	MH	
<i>Brassica oleracea</i>	Couve	Manteiga da Geórgia	Inverno	90 dias	1,10	MH	
		Brócolis	Ramoso Santana	Inverno	95 a 100 dias	2,06	MH
		Repolho	60 dias	Inverno	80 a 90 dias	23,85	HI
<i>Barbarea verna</i>	Agrião	da Terra	Inverno	60 a 70 dias	1,24	MH	
		Redondo Gigante	Inverno	45 a 50 dias	7,27	HI	
<i>Cucumis sativus</i>	Pepino	Aodai Verde Comprido	Verão	60 a 70 dias	4,37	MH	
<i>Beta vulgaris</i>	Beterraba	Early Wonder	Inverno	60 a 70 dias	0,76	MH	
<i>Abelmoschus esculentus</i>	Quiabo	Santa Cruz 47	Verão	75 a 90 dias	29,92	HI	
<i>Ocimum basilicum</i>	Manjericão	Italiano Folha Larga	Inverno	40 a 50 dias	2,52	MH	
<i>Solanum lycopersicum</i>	Tomate	Santa Clara 5600	Inverno	90 a 120 dias	167,29	HP/BH	
		Santa Clara 5600	Verão	90 a 120 dias	8,49	HP/MH	
<i>S. melongena</i>	Berinjela	Comprida Roxa	Verão	100 a 140 dias	127,63	BH	
<i>S. aethiopicum</i>	Jiló	Comprido Verde Claro	Verão	90 a 150 dias	205,69	BH	
<i>Capsicum annuum</i>	Pimenta	CNPH 148 (Me7)	Verão	70 a 90 dias	0,00	NH	
<i>C. annuum</i>		CNPH 3280 (Me3)	Verão	70 a 90 dias	0,00	NH	
<i>C. baccatum</i>		Dedo de Moça	Verão	110 a 120 dias	22,83	HI	
<i>C. annuum</i>		Pimentão	All Big	Verão	110 a 120 dias	0,00	NH

Tabela 8: Algumas propostas de rotações, para áreas infestadas com *M. inornata*. Outras combinações são possíveis.

Rotação	Jan	Fev	Mar	Abr	Mai	Jun	Jul	Ago	Set	Out	Nov	Dez
1	Pimenta 'CNPH 148' (NH)				Repolho '60 dias' (HI)				Alface 'Roxa Luminosa' (MH)			
2	Pepino 'Aodai Verde Comprido' (MH)				Pimentão 'All Big' (NH)		Rúcula 'Folha Larga' (MH)		Agrião 'Redondo Gigante' (HI)			
3	Pimenta 'CNPH 3280' (NH)				Berinjela 'Comprida Roxa' (BH)				Alface 'Elba' (MH)			
4	Salsa 'Lisa' (MH)				Coentro 'Verdão' (MH)				Cebolinha 'Natsuyo' (MH)			
5	Pimenta 'Dedo de Moça' (HI)				Agrião 'da Terra' (MH)				Quiabo 'Santa Cruz 47' (HI)			
6	Couve 'Manteiga da Georgia' (MH)				Tomate 'Santa Clara' (HP/BH)				Manjeriço 'Italiano Folha Larga' (MH)			
7	Jiló 'Comprido Verde Claro' (BH)				Espinafre 'Nova Zelândia' (MH)				Beterraba 'Early wonder' (MH)			
8	Tomate 'Santa Clara' (HP)				Alface 'Aurélia' (MH)				Brócolis 'Ramoso Santana' (MH)			

Reação: HP - hospedeira padrão, BH - boa hospedeira, HI - hospedeira intermediária, MH - má hospedeira, NH – não hospedeira.

4 DISCUSSÃO

Até o momento, as estratégias de controle de *M. inornata* são limitadas. Além de sua distribuição geográfica no Brasil, que ainda pode ser considerada como desconhecida, existem poucos estudos investigando o parasitismo desse nematoide em diferentes espécies botânicas. Portanto, as avaliações da hospedabilidade de diferentes espécies de hortaliças a uma população virulenta de *M. inornata* contribui com o fornecimento de novas informações sobre essa espécie no Banco de Dados da Embrapa (Alelo Micro Coleção de *Meloidogyne* spp.) e que auxiliarão também na recomendação de hortaliças, que poderão ser empregadas em um sistema de rotação em áreas infestadas com esse patótipo *Mi*-1.2-virulento, embora não existam ainda muitas informações sobre a população original de *M. inornata* que se mostrou *Mi*-1.2-avirulenta (Gabriel *et al.*, 2020).

Estudos de diversidade têm indicado que *M. inornata* apresenta uma estreita relação com *M. luci* e *M. ethiopica* em vários níveis, o que inclui sobretudo as caracterizações moleculares, morfológicas e hospedabilidade (Gerič Stare *et al.*, 2017). *Meloidogyne ethiopica* é considerada uma espécie polífaga que se multiplica em monocotiledôneas e dicotiledôneas, parasitando pelo menos 80 diferentes espécies vegetais, incluindo culturas economicamente importantes (EPPO, 2011). De maneira semelhante, *M. luci* também se caracteriza por ser uma espécie altamente polífaga, assim como *M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria* (Şen & Aydınli, 2021). Das dezoito hortaliças avaliadas para *M. ethiopica* por Carneiro (2016), oito foram classificadas como boas hospedeiras (tomate, couve, repolho, brócolis, pepino, berinjela, abobrinha e abóbora), quatro hospedeiras intermediárias (espinafre, rúcula e cultivares de alface) e três acessos de *Capsicum* foram imunes. É interessante observar que a resposta do tipo imunidade a *M. inornata* em pimentas e pimentões foi confirmada no presente estudo, mostrando que *M. luci* e *M. ethiopica* são similares quanto a esse aspecto.

Meloidogyne luci foi descrita em lavanda (*Lavandula spica* L.) no Brasil, no Rio Grande

do Sul (Carneiro *et al.*, 2014), e já foi relatada na cultura da batata, tomate bem como na erva daninha azedinha rasteira (*Oxalis corniculata* L.) e na planta ornamental cordilina (*Cordyline australis* (G.Forst.) Endl.) em Portugal. Essa espécie foi também detectada em plantações de tomate na Guatemala, Itália, Eslovênia e Turquia (Maleita *et al.*, 2012; Janssen *et al.*, 2016; Gerič Stare *et al.*, 2017; Maleita *et al.*, 2018; Santos *et al.*, 2020; Rusinque *et al.*, 2021). Esses últimos autores reforçaram que *M. luci* possui maior aptidão de sobrevivência em clima temperado. No Brasil, foi encontrada em alface, brócolis, feijão comum, kiwi, pepino, quiabo e yacon em climas diversos (Carneiro *et al.*, 2014). Também foi relatada parasitando raízes de soja no estado do Rio Grande do Sul (Bellé *et al.*, 2016). Estudos de resistência também já foram conduzidos para avaliar a capacidade de *M. luci* e *M. ethiopica* de se reproduzirem em 15 híbridos e cultivares de tomate contendo o gene de resistência *Mi-1.2* ao nematoide das galhas, e confirmaram a resistência de oito acessos para ambas as espécies (Santos *et al.*, 2020).

Entre as solanáceas, no ensaio de verão/outono, a berinjela e o jiló foram excelentes hospedeiros e diferiram estatisticamente do tomateiro (testemunha/hospedeira Padrão), que apresentou FR inferiores médio de 8,49 devido ao ataque da traça do tomateiro que reduziu a parte aérea e conseqüentemente o tamanho das raízes das plantas. Em estudo conduzido por Carneiro (2016), a berinjela, assim como a testemunha, comportou-se como suscetível a *M. ethiopica*. De acordo com Bellé *et al.* (2016), as solanáceas, tomate, pimentão, berinjela e jiló são frequentemente afetadas por *M. luci*.

Entre as plantas pertencentes ao gênero *Capsicum*, das três pimentas testadas a *M. inornata*, a imunidade foi confirmada em duas cultivares ('CNP 148' e 'CNP 3280'). Carneiro *et al.* (2000) também observaram a resistência de duas cultivares de pimenta doce a *M. javanica* e *M. arenaria*. A resistência ao nematoide das galhas nas pimenteiras tem sido associada a diversos genes dominantes ligados, como o *N*, *Me1*, *Me2*, *Me3*, *Me4*, *Me5*, *Me6*, *Me7*, *Mech1* e *Mech2* (Gisbert *et al.*, 2012). O acesso 'CNP 148' é portador do gene *Me7* enquanto o acesso 'CNP 3280' é fonte do gene *Me3*. A única cultivar de pimentão testada 'All Big' foi também

classificada como não hospedeira a *M. inornata*. Estudos conduzidos anteriormente corroboram os resultados observados para outras espécies pertencentes a *Meloidogyne* spp. Essa mesma cultivar e o híbrido ‘Tongo’ se mostraram resistentes a *M. arenaria* e imune a *M. javanica* (Carneiro *et al.*, 2014). A imunidade de duas cultivares (‘Margarita’ e ‘Magali R’) foi também confirmada para *M. ethiopica* (Carneiro, 2016). Em outro estudo, Oka *et al* (2004) avaliaram 18 acessos de *Capsicum* spp. e verificaram que todas as plantas apresentaram resistência de alta a moderada a *M. javanica*.

O pepino comportou-se como mau hospedeiro de *M. inornata*, porém a boa hospedabilidade dessa cultura foi previamente observada para *M. ethiopica*, *M. javanica*, *M. incognita*, *M. arenaria*, *M. enterolobii* e *M. hispanica* (Carneiro *et al.*, 2000; Bitencourt & Silva, 2010; Maleita *et al.*, 2012; Wilken *et al.*, 2013). Quatro Brassicaceae (agrião ‘da Terra’, couve ‘Manteiga da Georgia’, brócolis ‘Ramoso Santana’ e rúcula ‘Folha Larga’) foram classificadas como más hospedeiras de *M. inornata* e se diferenciaram estatisticamente da testemunha, com FRs médios inferiores que variaram de 1,10 a 2,06. Similarmente, a rúcula, brócolis, couve e o agrião também se comportaram como más hospedeiras de *M. luci* (Sen & Aydinli, 2021).

Em relação às plantas pertencentes à família Asteraceae, as três cultivares de alface testadas (crespa ‘Elba’, crespa roxa ‘Luminosa’ e lisa ‘Aurélia’) foram classificadas como más hospedeiras, resultados similares em estudo com *M. ethiopica* foram observados para a cultivar ‘Veneza Roxa’ e ‘Americana ‘Grandes Lagos’, que foram classificadas como más hospedeiras (Carneiro, 2016). Todavia, a suscetibilidade e resistência de diferentes cultivares de alface a diferentes espécies de nematoides das galhas já foi relatada. Por exemplo, já foram identificadas cultivares suscetíveis a *M. incognita*, *M. javanica*, *M. hapla*, *M. arenaria*, *M. hispanica* e *M. enterolobii* (Carneiro *et al.*, 2000; Wilken *et al.*, 2005; Fernandes & Kulczynski, 2009; Bitencourt & Silva, 2010; Dias-Arieira *et al.*, 2012; Maleita *et al.*, 2012) e cultivares resistentes a *M. incognita*, *M. javanica* e *M. hapla* (Carneiro *et al.*, 2000; Wilken *et al.*, 2005; Dias-Arieira *et al.*, 2012, Rodrigues *et al.*, 2012).

O espinafre ‘Nova Zelândia’, o manjeriço ‘Italiano Folha Larga’ e a beterraba ‘Early Wonder’ apresentaram má hospedabilidade a *M. inornata*. No entanto, Carneiro *et al.* (2000) demonstraram resistência do espinafre ‘Nova Zelândia’ a *M. incognita*, imunidade a *M. hapla*, e suscetibilidade a *M. javanica* e *M. arenaria*. O espinafre ‘Nova Zelândia’ foi classificado como hospedeira de suscetibilidade intermediária a *M. ethiopica* (Carneiro, 2016). Já para variedades de manjeriço, foi verificada a suscetibilidade a *M. javanica* e *M. incognita* (Almeida *et al.*, 1995).

Existe uma ampla e sobreposta gama de hospedeiros para *M. ethiopica* e *M. luci*, e os resultados observados neste estudo confirmam que *M. inornata* possui um círculo de plantas hospedeiras semelhantes. Ressalta-se ainda que diferentes espécies botânicas de outras culturas, gramíneas, ervas daninhas, plantas medicinais, entre outras, ainda não foram avaliadas. Outra característica interessante que difere *M. inornata* das espécies próximas é a presença de diferentes patótipos, tendo em vista que a população avaliada neste estudo foi virulenta ao gene de resistência *Mi-1.2* (presente em homozigose na cultivar ‘Nemadoro’). Além disso, é necessária a realização de mais estudos para afirmar que *M. inornata* seja considerada polífaga.

5 CONCLUSÃO

Os resultados do presente estudo mostraram que *M. inornata* virulenta possui uma gama de hospedeiras mais restrita. A maioria das espécies botânicas avaliadas foram classificadas como más hospedeiras, incluindo a alface crespa ‘Elba’, alface crespa ‘Roxa Luminosa’, alface lisa ‘Aurélia’, agrião ‘Da Terra’, beterraba ‘Early Wonder’, brócolis ‘Ramoso Santana’, cebolinha ‘Natsuyo’, coentro ‘Verdão’, couve manteiga ‘Da Georgia’, espinafre ‘Nova Zelândia,’ manjericão ‘Italiano Folha Larga’, rúcula ‘Folha Larga’, salsa ‘Lisa’, pepino ‘Aodai Verde Comprido’. Os resultados permitiram também a caracterização como não hospedeiras, as pimentas (‘CNPH 148’ e ‘CNPH 3280’) e o pimentão (‘All Big’) que podem ser recomendados em um sistema de rotação de culturas, em áreas infestadas com *M. inornata* ou *M. ethiopica*, que podem ser alternadas com hortaliças como os tomateiros suscetíveis ou resistentes

Por conseguinte, a implementação de sistemas de rotação diversificados, incorporando diferentes hortaliças, apresenta-se como uma estratégia promissora para mitigar os impactos negativos causados por *Meloidogyne* spp. em áreas infestadas. Ao alternar culturas suscetíveis com espécies não hospedeiras ou resistentes, é possível interromper o ciclo de vida do nematoide, reduzindo a população no solo e, conseqüentemente, promovendo a saúde e a produtividade das culturas subsequentes.

6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

1. Um novo patótipo virulento ao gene Mi-1.2 foi detectado em uma população de *M. inornata* proveniente do Estado do Espírito Santo.
2. Essa população de *M. inornata* não se mostrou patogênica ao cafeeiro (*Coffea arabica*) ‘Catuaí Vermelho 144’.
3. As cultivares de pepino ‘Aodai Verde Comprido’; salsa ‘Lisa’; agrião ‘da Terra’; beterraba ‘Early Wonder’; brócolis ‘Ramoso Santana’; cebolinha ‘Natsuyo’; coentro ‘Verdão’; couve ‘Manteiga da Geórgia’; espinafre ‘Nova Zelândia’; Manjerição ‘Italiano Folha Larga’ e rúcula ‘Folha Larga’ foram consideradas más hospedeiras da população atípica e virulenta de *M. inornata*.
4. O jiló ‘Comprido Verde Claro’ reproduziu o nematoide em níveis maiores que a testemunha (Tomateiro ‘Santa Clara 5600’).
5. O repolho ‘60 dias’, o quiabo ‘Santa Cruz 47’; o agrião ‘Redondo Gigante’ e a pimenta ‘Dedo de Moça’ foram consideradas hospedeiras intermediárias de *M. inornata*.
6. As cultivares de alface ‘Elba’ e ‘Crespa Roxa Luminosa’ (do morfotipo “Crespa”), e cultivar ‘Aurélia’ (do morfotipo “Lisa”) se comportaram como más hospedeiras da população virulenta de *M. inornata*.
7. As pimentas ‘CNPH 148’ (fonte do gene *Me7*) e ‘CNPH 3280’ (fonte do gene *Me3*) e o pimentão ‘All Big’ foram considerados não hospedeiras ou imunes a *M. inornata*.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abad, P., Castagnone-Sereno, P., Rosso, M., Engler, J. A., & Favery, B. (2009). Invasion, Feeding, and Development. In: Perry, R. N., Moens, M., Starr J. L (Eds.). Rootknot Nematodes, UK: CAB International. p. 163-176.
- Aguiar, T., Gonçalves, C., Paterniani, M., Tucci, M., & Castro, C. (2014). Instruções agrícolas para as principais culturas econômicas. Boletim 200, p. 452.
- Agrios, G.N. (2005). Plant Pathology. 5th ed. Elsevier academic press. New York.
- AgriStar (2025a). Cebolinha Natsuyo. Disponível em: <https://agriStar.com.br/topseed-premium/cebolinha/natsuyo/3698//>. Acesso em 25/09/2025.
- AgriStar (2025b). Couve-manteiga da Georgia. Disponível em: <https://agriStar.com.br/topseed-garden/blue-line-hortalicas/couve-manteiga-da-georgia/1888044>. Acesso em 26 set 2025.
- AgriStar (2025c). Salsa Lisa. Disponível em: <https://agriStar.com.br/topseed-garden/blue-line-hortalicas/salsa-lisa/1888044>. Acesso em 26 set 2025.
- Almeida, A.C.L., Mattos, J.K.A., & Souza, R.M. (1995). Hospedabilidade de espécies do gênero *Ocimum* ao nematóide *Meloidogyne incognita*. XXVIII Congresso Brasileiro de Fitopatologia. Anais. Ilhéus - BA.
- Almeida, A.M.R., Ferreira, L.P., Yorinori, J.T., Silva, J.F.V., Henning, A.A., Godoy, C.V., Costamilan, L.M., & Meyer, M.C. (2005). Doenças da soja (*Glycine max*). In: Kimati, H.; Amorim, L.; Rezende, J. A. M.; Bergamim Filho, A. & Camargo, L. E. A. (Eds.) Manual de Fitopatologia. Doenças das plantas cultivadas. 4ª ed. Ceres. Piracicaba – São Paulo. p.569-588.
- Anvisa (2013) - Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Disponível em: Acesso em: 02 dez. 2024.
- Araújo Filho, J.V. (2012). Meloidoginoses da cultura do tabaco: Identificação de espécies, caracterização de isolados e reação de genótipos de *Nicotiana* spp. a *Meloidogyne enterolobii*. Tese (Doutorado em Fitopatologia). Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de São Paulo, Piracicaba. 91f.
- Averre, C.W., Brown, J.K., Bruton, B.D., Chandler, L.D., Davis, R.M., & Duthie, J.A. (1998). Compendium of Cucurbit Diseases. USA: The American Phytopathological Society. p.120.
- Barbosa, E.A., Bonfim, J.R.M.F., Bloch, J.R.C., Engler, G., Rocha, T., & Engler, J.A. (2018). 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.
- Bellé, C., Brum, D., Groth, M.Z.; Barros, D.R., Kaspary, T.E., Schafer, J.T., & Gomes, C.B. (2016). First report of *Meloidogyne luci* parasitizing *Glycine max* in Brazil. *Plant Disease*, v. 100, p. 2174.
- Biotrop. (2020). Disponível em: <https://biotrop.com.br/nematoide-das-galhas-batalha-interminavel-parte-i/>. Acesso em 02/02/2026.

- Bitencourt, N.V., & Silva, G.S. (2010). Reprodução de *Meloidogyne enterolobii* em olerícolas. *Nematologia Brasileira*, v.34, n.3, p.181-183.
- Boiteux, L.S., & Charchar, J.M. (1996). Genetic resistance to root-knot nematode (*Meloidogyne javanica*) in eggplant (*Solanum melongena*). *Plant breeding (short communication)*, v.115, p.198-200.
- Bost, S.C., & Triantaphyllou, A.C. (1982). Genetic basis of the epidemiologic effects of resistance to *Meloidogyne incognita* in the tomato cultivar Small Fry. *Journal of Nematology*, v.14, n.4, p.540-544.
- Brass, F.E.B., Veronezze, N.C., Pacheco, E., & Bosquê, G.G. (2008). Aspectos biológicos do *Meloidogyne* spp. relevantes à cultura do café. *Revista Científica Eletrônica de Agronomia*. Ano VII, n. 14, Periódicos Semestral.
- Brito, J.A., Stanley, J.D., Mendes, M.L., Cetintas, R., & Dickson, D.W. (2007). Host status of selected cultivated plants to *Meloidogyne mayaguensis* in Florida. *Nematropica*, v.37, n.1, p.65-71.
- Câmara, G.R., Carvalho, A.H.O., Teixeira, A.G., Ferreira, M.L.S.M., Oliveira, F.L., & Alves, F. R. (2020). First report of *Meloidogyne inornata* on *Smilax sonchifolius* in Brazil. *Plant Disease*, v. 104, p. 595-595.
- Campos, V., & Villain, L. (2005). Nematode parasites of coffee and cocoa. In: Luc, M., Sikora, R. A., & Bridge, J. (Eds.) *Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture*. 2ª ed. CABI. p. 529-580.
- Cares, J.E., Furlanetto, C., & Blum, L.E.B. (2012). Nematoides fitoparasitas. In: Blum, LEB., Uesugi, C.H., Cares, J.E., & Vale, H.M.M. *Fitopatologia e microrganismos fitopatogênicos*. (eds.). 1ª ed. Gráfica e Editora Positiva Ltda. p. 116-136.
- Carneiro, R.M.D.G. (2016). Hospedabilidade de hortaliças a *Meloidogyne ethiopica*: Sugestão de manejo através de rotação de culturas. *Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento* 319 p. 31 Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia Brasília, DF.
- Carneiro, R.M.D.G., & Almeida, M.R.A. (2001). Técnica de eletroforese usada no estudo de enzimas dos nematoides de galhas para identificação de espécies. *Nematologia Brasileira*, n.25 p.35- 44.
- Carneiro, R.M.D.G., Almeida, M.R.A., Martins, I., Souza, J.F., Pires, A.Q., & Tigano, M.S. (2008). Ocorrência de *Meloidogyne* spp. e Fungos Nematófagos em Hortaliças no Distrito Federal, Brasil. *Nematologia Brasileira*, v.32, n.2, p.135-141.
- Carneiro, R.M.D.G., Correa, V.R., Almeida, M.R.A., Gomes A.C.M.M., Deimi, A.M., Castagnone-Sereno, P., & Karssen, G. (2014). *Meloidogyne luci* n. sp. (Nematoda: 44 Meloidogynidae), a root-knot nematode parasitising different crops in Brazil, Chile and Iran. *Nematology*, v. 16, p.289-301.
- Carneiro, R.M.D.G., Gomes, C.B., Almeida, M.R.A., Gomes, A.C.M.M., & Martins, I. (2003). Primeiro registro de *Meloidogyne ethiopica* Whitehead, 1968, em plantas de Quive no Brasil e

Reação em diferentes plantas cultivadas. *Nematologia Brasileira*, v.27, n.2, p.151–158.

Carneiro, R.M.D.G., Randig, O., & Almeida, M.R.A. (2000). Resistance of vegetable crops to *Meloidogyne* spp. Suggestion of a crop rotation system. *Nematologia Brasileira*, v. 24, n. 1, p. 49-54.

Carneiro, R.M.D.G. & Santos, M.F.A. (2022). Integrated management of nematodes in coffee. In: Muschler, R. (ed.). *Climate-smart production of coffee: improving social and environmental sustainability*. Burleigh Dodds Science Publishing. Cambridge, UK. p. 343-378.

Carneiro, R.M.D.G., Souza, C. F. B.; Mattos, V. S. & Correia, V. R. (2024). Molecular techniques for root-knot nematode identification. In: Molinari, S. (Ed.). *Plant nematode interactions. Methods in molecular biology*. Bari, Italy, Humana Press, p. 227-245.

Carvalho, S.I.C. de., Bianchetti, L. de B., Ribeiro, C.S. da C. & Lopes, C.A. (2006). Pimentas do gênero *Capsicum* no Brasil. *Embrapa Hortaliças Documentos* v. 94, p. 27.

Castagnone-Sereno, P., Wanlerberghe-Massutti, F. & Leroy, F. (1994). Genetic polymorphism between and within *Meloidogyne* species detected with RAPD markers. *Genome*, v. 37: p. 904-909.

Castagnone-Sereno, P., Danchin, E.G.J., Perfus-Barbeoch, L., & Abad, P. (2013). Diversity and evolution of root-knot nematodes, genus *Meloidogyne*: New insights from the genomic era. *Annual Review of Phytopathology*, v. 51, p. 203-220.

Charchar, J.M. (2001). Métodos simplificados em Nematologia. *Embrapa Hortaliças: Circular Técnica*, Brasília, n.23, p.12.

Charchar, J.M., Vieira, J.V., Oliveira, V.R., & Moita, A.W. (2007). Efeitos de nematicidas fumigantes e não fumigantes no controle de *Meloidogyne* spp. em batata e cenoura. *Nematologia Brasileira*, v. 31: p. 59-66.

Costa, D.C. (2000). Doenças causadas por nematoides. In: Cordeiro, Z.J.M. (Ed.). *Embrapa Comunicação para Transferência de Tecnologia*. Brasília – Distrito Federal. p.66 -77.

Costa, C.P, Sala, F.C. (2005). A evolução da alfacicultura brasileira. *Horticultura Brasileira*, v. 23, p. 45-52.

Cunha, D.F., Pinto, T.J.B., de Noronha Fonseca, M.E., da Silva, G.O., Rafael, F.S., Santos, L.A., Cares, J. E., & Boiteux, L.S. (2025). Assessing the residual effects of the tomato *Mi-1.2* gene against a *Meloidogyne enterolobii* (guava race) population via comparative assays with contrasting near-isogenic lines. *Tropical Plant Pathology*, v. 50, p. 55.

Curtis, R.H.C., Robinson, A.F., & Perry, R.N. (2009). Hatch and host location. In: Perry, R., Moens, M., & Starr, J. (Eds.). *Root-knot nematodes*. CABI Publishing. Wallingford. p.139–162.

Dadazio, T.S., Silva, S.A da., Dorigo, O.F., Wilcken, S.R.S., & Machado, A.C.Z. (2016). Host-parasite relationships in root-knot disease caused by *Meloidogyne inornata* in common bean (*Phaseolus vulgaris*). *Journal of Phytopathology*, v.164: p. 735–744.

Débia, P.J.G., Bolanho, B.C., Puerari, H.H., & Dias-Arieira, C.R. (2019). *Meloidogyne javanica* parasitismo e seus impactos nos parâmetros vegetativos, composição físico-química e potencial antioxidante da beterraba. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 54 n. X p. e00695. <https://doi.org/10.1590/S1678-3921.pab2019.v54.26539>.

Decraemer, W., & Hunt, E. (2006). Structure and classification. In: Perry, R., & Moens, M. (Eds.). *Plant Nematology*. CABI Publishing. Wallingford. p.3-32.

Dias-Arieira, C.R., Cunha, T.P.L., Chiamolera, F.M., Puerari, H.H., Biela, F., & Santana, S.M. (2012). Reaction of vegetables and aromatic plants to *Meloidogyne javanica* and *M. incognita*. *Horticultura Brasileira*, v.3, p.322-326.

Diniz, G.M.M., Filho, J.L.S.C., Gomes, L.A.A., Oliveira, C.L., Chagas, W.F.T., & Santos, L.S. (2018). Reação de cultivares de coentro ao nematoide das galhas. *Ciência Agrícola*, v. 16, n. 1, p. 61-68.

Eisenback, J.D., & Triantaphyllou, H.H. (1991). Root Knot nematodes: *Meloidogyne* species and races. In: Nickle W.R. (Ed.). *Manual of agricultural nematology*. New York. USA p. 191-274.

Embrapa Hortaliças (2024). Disponível em: < <https://www.embrapa.br/hortalica.htm>>. Acesso em 22 fev. 2024.

European and Mediterranean Plant Protection Organization - EPPO. (2011). *Meloidogyne enterolobii*. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin* v. 41: p.329–339.

Feltrin Sementes. Disponível em: <<http://www.sementesfeltrin.com.br/>>. Acesso em 02 ago. 2025.

Ferraz, S., & Freitas, L.G. (2008). O controle de fitonematoides por plantas antagonistas e produtos naturais. UFV. Viçosa – Minas Gerais.

Ferraz, S., & Santos, M.A. (1995). Controle biológico de fitonematóides pelo uso de fungos. *Revisão Anual de Patologia de Plantas*, v. 3, p. 283-314.

Ferraz, S., Freitas, L.G., Lopes, E.A., & Dias-Arieira, C.R. (2010). Manejo sustentável de fitonematoides. 1ª ed. Editora UFV. Viçosa – Minas Gerais.

Fernandes, A.M., & Kulczynski, S.M. (2009). Reação de cultivares de alface a *Meloidogyne incognita*. *Agrian*, v.2, n.3, p.143-148.

Ferreira, D.F. (2011). Sisvar: a computer statistical analysis system. *Ciência e Agrotecnologia*, v. 35, n. 6, p. 1039–1042. <https://doi.org/10.1590/S1413-70542011000600001>

Figueiredo, M. B. (1958). Algumas observações sobre os nematoides que atacam o fumo no estado de São Paulo. *Revista de Agricultura*, v. 33, p. 69-73.

Filgueira, F.A.R. (2005). *Novo Manual de Olericultura*. 2 ed. Viçosa: UFV, p. 402.

Filgueira, F.A.R. (2013). *Novo manual de olericultura: agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças*. 3. ed. rev. ampl. p. 421.

Gabriel, M., Kulczynski, S.M., Muniz, M.F.B., Boiteux, L.S., & Carneiro, R.M.D.G. (2020). Reaction of a heterozygous tomato hybrid bearing the *Mi-1.2* gene to 15 *Meloidogyne* species. *Plant Pathology*, v. 69, p. 944-952.

Gabriel, M., Kulczynski, S.M., Santos, M.F.A., Souza, C.F.B., Muniz, M.F.B., & Boiteux, L.S. (2022). A novel virulent Brazilian pathotype of *Meloidogyne javanica* towards the tomato *Mi-1.2* gene and pathogenicity to resistant rootstock. *J. Plant Dis. Prot.* n.129, p. 1269–1276.

Gabriel, M., Santos, M.F.A., Mattos, V.S., Gomes, A.C.M.M., de Almeida, S.F., Castagnone-Sereno, P., Boiteux, L.S., Cares, J.E., & Carneiro, R.M.D.G. (2024). Comparative histopathology of virulent and avirulent *Meloidogyne javanica* populations on susceptible and resistant tomatoes plants. *Front. Plant Sci.* n. 15, p.1425336. Doi: 10.3389/fpls.2024.1425336

Gentz, M.C., Murdoch, G., & King, G.F. (2010). Tandem use of selective insecticides and natural enemies for effective, reduced-risk pest management. *Biological Control*, n. 5, p. 208- 215.

Gerič Stare, B., Aydinli, G., Devran, Z., Mennan, S., Strajnar P., & Širca S. (2019). Recognition of species belonging to *Meloidogyne ethiopica* group and development of a diagnostic method for its detection. *European Journal of Plant Pathology*. v. 154, p. 621–633. doi: 10.1007/s10658-019-01686-2.

Gerič Stare, B., Strajnar, P., Susič, N., Urek, G., & Širca, S., (2017). Reported populations of *Meloidogyne ethiopica* in Europe identified as *Meloidogyne luci*. *Plant Disease* v. 101, p.1627–1632. doi: 10.1094/PDIS-02-17-0220-RE.

Gerič Stare, B., Susič, N., Starovič, M., & Širca, S. (2022). Potato (*Solanum tuberosum*) - a new host for the root knot nematode *Meloidogyne inornata*. *Phytopathologia Mediterranea*, v. 61, n1, p. 165-168.

Ghaderi, R., & Karssen, G. (2020). An updated checklist of *Meloidogyne* Göldi, 1887 species, with a diagnostic compendium for second-stage juveniles and males. *Journal of Crop Protection*, v. 9, n.2, p. 183–193. Disponível em: <https://jcp.modares.ac.ir/article-3-35347-en.html>.

Gheysen, G., & Fenoll, C. (2002). Gene expression in nematode feeding sites. *Annual Review of Phytopathology*, v. 40, p. 191-219.

Gisbert, C., Trujillo-Moya, C., Sanchez-Torres, P., Sifres, A., Sanchezcastro, E., & Nuez, F. (2012). Resistance of pepper germplasm to *Meloidogyne incognita*. *Annals of Applied Biology*, v.162, p.110–118.

Guimarães, L.M.B., Oliveira, R.D.L., Lima, I.M., & Costa, H. (2016). Resistência de híbridos de tomateiro à *Meloidogyne inornata*. In: *Anais do 49º Congresso Brasileiro de Fitopatologia*, Maceió, Alagoas.

Hartman, R.M., & Sasser, J.N. (1985). Identification of *Meloidogyne* species on the basis of differential host test and perineal pattern morphology. In: Barker K.R., Carter C.C., Sasser J.N

(Eds.) An advanced treatise on *Meloidogyne*: methodology. Raleigh, NC, USA, North Carolina State University Graphics, v. 2. p. 69-77,

Henz, G.P., & Suinaga, F. (2009). Tipos de alface cultivados no Brasil. Embrapa hortaliças: Comunicado técnico, Brasília (DF), n.75, p. 7.

Hewlett, T.E. & Tarjan, A.C. (1983). Synopsis of the genus *Meloidogyne* Goeldi, 1987. *Nematropica*, v. 13, p. 79–102.

Holtzmann, O.V. (1965). Effects of soil temperature on resistance of tomato to root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*). *Phytopathology*, v. 55, p. 990–992.

Huang, C.S., & Maggenti, A.R. (1969). Mitotic aberrations and nuclear changes of developing giant cells in *Vicia faba* caused by root knot nematode *Meloidogyne javanica*. *Phytopathology*, v. 59, n. 7, p. 931-937.

Huang, X., Zhao, N., & Zhang, K. (2004). Extracellular enzymes serving as virulence factors in nematophagous fungi involved in infection of the host. *Research Microbiology*, v., p. 155:811–816.

Hunt, D.J., & Handoo, Z.A. (2009). Taxonomy, identification and principal species. In: Perry, R.N., Moens J.L.S. (Eds.) *Root-knot Nematodes*. Cambridge, USA: CABI International, pp. 55–97.

Hussey, R.S. & Barker, K.R.A. (1973). Comparison of methods of collecting inocula of *Meloidogyne* spp., including a new technique. *Plant Disease*. 57, p. 1025-1028.

Hussey, R.S., & Janssen, G.J.W. (2002). Root-knot nematodes: *Meloidogyne* species. In: Starr, J. L.; Cook, R. & Bridge, J. (Eds.). *Plant resistance to nematodes*. Biddles, Guildford and Kings Lynn, UK. p. 43-71.

INCAPER. Instituto Capixaba de Pesquisa, Assistência Técnica e Extensão Rural - . Disponível em: <https://incaper.es.gov.br/olericultura.htm>. Acesso em 29 fev. 2024.

Inomoto, M.M., Galbieri, R., & Belot, J.L. (2016). Manejo cultural de nematoides. In: Nematoides fitoparasitas do algodoeiro nos cerrados brasileiros: biologia e medidas de controle. BOLETIM DE P&D. Instituto Mato-grossense do Algodão - IMAmt, v. 3, p. 344.

Janssen T., Karssen, G., Verhaeven, M., Coyne, D., & Bert, W. (2016). Análise do genoma codificador mitocondrial de nematoides das galhas tropicais (*Meloidogyne*) apoia o diagnóstico baseado em haplótipos e revela evidências de evolução reticulada recente. *Scientific Reports*, v. 6, p. 22591

Jepson, S.B. (1987). Identification of root-knot nematodes (*Meloidogyne* species). CAB International.p.265.

Jones, J.T., Haegeman, A., Danchin, E.G.J., Gaur, H.S., Helder, J., Jones, M.G.K., Kikuchi, T., Manzanilla-López, R., Palomares-Rius, J.E., Wesemael, W.M.L., & Perry, R.N. (2013). Top 10 plant-parasitic nematodes in molecular plant pathology. *Molecular Plant Pathology*, v.14, p.946-961.

Karssen, G., & Moens, M. (2006). Root-knot nematodes. In: Perry, R.N., & Moens, M. (Eds.). Plant Nematology. CAB International. Wallingford. p. 59-90.

Lédo, F.J.S., & Sousa, J.A. (1997). Coentro (*Coriandrum sativum* L.). *Cardoso Mo*; Hortaliças não convencionais da Amazônia. Brasília, Embrapa, p. 127-132.

Lédo, F.J.S., Sousa, J.A., & Silva, M.R. (2000). Desempenho de cultivares de alface no Estado do Acre. *Horticultura Brasileira*, v.18, n.3, p.225-228.

Lordello, L.G.E. (1956). *Meloidogyne inornata* sp.n., a serious pest of soybean in the State of São Paulo, Brazil (Nematoda: Heteroderidae). *Revista Brasileira de Biologia*, v. 16, p. 65-70.

Lordello, L.G.E. (1964). Contribuição ao conhecimento dos nematoides que causam galhas em raízes de plantas em São Paulo e estados vizinhos. In: *Anais da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz* v. 21: p. 180-218.

Machado, A.C.Z., Dorigo, O.F., & Mattei, D. (2013). First report of the root knot nematode, *Meloidogyne inornata*, on common bean in Paraná State, Brazil. *Plant Disease*, v. 97, p. 431.

Machado, C.M.M. (2008). *Processamento de hortaliças em pequena escala*. Brasília: Embrapa hortaliças, p. 99.

Maldonade, I. R., Mattos, L.M., & Moretti, C.L. (2014). *Manual de boas práticas na produção de Alface - Brasília, DF: Embrapa Hortaliças, (Documentos / Embrapa Hortaliça)*. v. 142, p. 44.

Maleita, C.M.N., Curtis, R.H.C., Powers, S.J., & Abrantes, I. (2012). Host status of cultivated plants to *M. hispanica*. *European Journal of Plantpathology*, v.133, p.449-460.

Maleita C., Esteves I., Cardoso J.M.S., Cunha M.J., Carneiro R.M.D.G., & Abrantes I., (2018). *Meloidogyne luci*, a new root-knot nematode parasitizing potato in Portugal. *Plant Pathology*, v. 67, p.366–376.

Mendes, M.L., Silva, M.F.A., Vilhena, S.M.C., Carneiro, R.M.D.G., & Almeida, M.R.A. (1997). Pathogenicity of root-knot nematode to yacon (*Polymia sonchifolia*). *Nematologia Brasileira*, v.21, p. 23.

Moens, M., Perry, R.N., & Starr J.L. (2009). *Meloidogyne* Species – a Diverse Group of Novel and Important Plant Parasites. In: Perry, R.N., Moens, M., & Starr, J.L. (Eds.). *Root-knot Nematodes*. UK: CAB International, p.1-13.

Moreira, F.J.C., Santos, C.D.G., Innecco, R., & Silva, G.S. (2015). Alternative control of root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*) race 2, with essential oils in soil. *Summa Phytopathologica*, v. 41, p.207-213.

Moreira, F.J.C., Albuquerque, A.M., Almeida, B.K.S., Souza, I.M., Araújo, B.A., & Guedes, F.L. (2018). Reaction of genotypes of pigeon pea (*Cajanus cajan* (L.) Millspaugh) to the root-knot nematode (*Meloidogyne enterolobii*). *Summa Phytopathologica*, v. 44, p.380-385.

Mukhtar, T. (2018). Management of root-knot nematode, *Meloidogyne incognita*, in tomato with two Trichoderma species. *Pakistan Journal of Zoology*, v. 50, p.1582-1589.

Oka, Y., Offenbach, R., & Pivonia, S. (2004). Pepper rootstock graft compatibility and response

to *Meloidogyne javanica* and *M. incognita*. *Journal of Nematology*, v.36, n.2, p.137-141.

Oliveira, R.D.L., Silva, M.B., Aguiar, N.D.C., Bérghamo, F.L.K., Costa, A.S.V., & Prezotti, L. (2007). Nematofauna associada à cultura do quiabo na região leste de Minas Gerais. *Horticultura Brasileira*, v. 25, p.088-093.

Oostenbrink, M. (1966). Major characteristics of the relation between nematodes and plants. *Mendelingen Landbouwhoghe School Wageningen*, v. 6, p. 1-46.

Parisi, M., Alioto, D., & Tripodi, P. (2020). Overview of biotic stresses in pepper (*Capsicum* spp.): Sources of genetic resistance, molecular breeding and genomics. *International Journal of Molecular Sciences*, v. 21, n. 7, p. 2587.

Pereira, R.C.A., & Moreira, A.L.M. (2011). Manjeriço: cultivo e utilização. Embrapa Agroindústria Tropical, Documento 136, p. 31. Disponível em: <http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/42208/1/DOC11004.pdf>. Acesso em: 03 dez. 2025.

Pernezny, K., Roberts, P.D., Murphy, J.F., & Goldberg, N.P. (2003). *Compendium of Pepper Diseases*. USA: The American Phytopathological Society Press. p.63.

Pinheiro, J.B., Boiteux, L.S., Almeida, M.R.A., Pereira, R.B., Galhardo, L.C.S., & Carneiro, R.M.D.G. (2015). First Report of *Meloidogyne enterolobii* in *Capsicum* rootstocks carrying the *Me1* and *Me3/Me7* genes in Central Brazil. *Nematropica*, v.45, n.2, p.184-188.

Pinheiro, J.B., Pereira, R.B., Carvalho, A.D.F, Rodrigues, C.S. & Suinaga, F.A. (2013). Manejo de nematoides na cultura da alface. Circular Técnica 124. Embrapa. Brasília – Distrito Federal.

Pinheiro, J.B. (2017). *Nematóides em Hortaliças*. Brasília, DF: Embrapa Hortaliças. 194.

Pinheiro, J.B., Silva, G.O., Macêdo, A.G., Biscaia, D., RAGASSI, C.F., Ribeiro, C.S.C., Carvalho, S.I.C., Reifschneider, F.J.B. (2020). New resistance sources to root-knot nematode in *Capsicum* pepper. *Horticultura Brasileira*, v. 38, n. 1, p. 33–40.

Powers, T.O., & Harris, T.S. (1993). A polymerase chain reaction method for identification of five major *Meloidogyne* species. *Journal of Nematology*. v.25, n.1, p.1-6.

Randig, O., Bongiovanni, M., Carneiro, R.M.D.G., & Castagnone-Sereno, P. (2002). Genetic diversity of root-knot nematodes from Brazil and development of SCAR markers specific for the coffee-damaging species. *Genome*. v. 45, p. 862-870.

Ravichandra, N.G. (2014). *Horticultural Nematology*. Springer India. New Delhi. p. 412.

Rodrigues, C.S., Pinheiro, J.B., Suinaga, F.A., Pereira, R.B., & Carvalho, A.D.F. (2012). Seleção preliminar de cultivares de alface para resistência ao nematoide-das-galhas. *Horticultura Brasileira*, v. 30, n.2. p. 7.

Rosa, J.M.O., Westerich, J.N., & Wilcken, S.RS. (2013). Reproduction of *Meloidogyne javanica* in vegetable crops and in plants used for green manure. *Tropical Plant Pathology*, v. 38, n.2, p. 133–141. doi.org/10.1590/S1982-56762013000200007.

Rusinque, L., Nóbrega, F., Cordeiro, L., Serra, C., & Inácio, M.L. (2021). Primeira detecção de *Meloidogyne luci* (Nematoda: Meloidogynidae) parasitando a batata nos Açores, Portugal. v.10, n.1, p. 99. <https://doi.org/10.3390/plants10010099>.

Saigusa, T. (1957). On the egg development and its morphological observations of the rootknot nematode, *Meloidogyne* spp. Japanese Journal of Applied Entomology and Zoology. v.1: p.238-243.

Santos, D., Martins da Silva, P., & Abrantes, I. (2020). O gene *Mi* -1.2 do tomateiro confere resistência a *Meloidogyne luci* e *M. ethiopica*. European Journal of Plant Pathology, v. 156 p. 571–580. <https://doi.org/10.1007/s10658-019-01907-8>

Serviço Nacional de Aprendizagem Rural - SENAR, (2023). Comunicação/ notícias olericultura. Disponível em: <https://www.senar-es.org.br>. Acesso em 23 set 2025.

Şen, F., & Aydınli, G. (2021). Status de hospedeiro de culturas cultivadas para *Meloidogyne luci*. European Journal of Plant Pathology, v. 161, n.3, p. 607-618.

Siddiqi, M.R. (2000). Tylenchida Parasites of Plants and Insects. CAB International. Wallingford. 2.ed, p. 833.

Silva, A.P.G., Borges, C.D., Miguel, A.C.A., Jacomino, A.P., & Mendonça, C.R.B. (2015). Braz. J. Food Technol, v. 18, n. 4, p. 293-298.

Sikora, R.A., & Fernandez, E. (2005). Nematodes parasites of vegetables. In: Luc, M., Sikora, R.A. & Bridge, J. (Eds.). Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture. Wallingford UK: CAB International. p.319-392.

Subbotin, S.A., Rius, J.E.P., & Castillo, P. (2021). Systematics of root-knot nematodes (*Nematoda: Meloidogynidae*), v. 14, p. 1-757.

Syngenta, 2022. Pesquisa-inedita-revela-mapa-de-crescimento-e-danos-economicos-causados. Disponível em: <http://www.syngenta.com/>. Acesso em 2024.

Syngenta, 2024. Dia-a-dia-do-campo-perdas-no-hortifruti-os-nematoides-podem-estar-por-baixo-disso. Disponível em: <https://maisagro.syngenta.com.br>. Acesso em 15/12/2025.

Talavera, M., Verdeja-Lucas, S., Ornat, C., Torres, J., Vela, M.D., Macias, F.J., Cortada, L., Arias, D.J., Valero, J., & Sorribas, F.J. (2009). Crop rotation with *Mi* gene resistant and susceptible tomato cultivar for management of root-knot nematodes in plastic houses. Crop Protection, v.28, p.662-667.

Taylor, A.L., & Sasser, J.N. (1978). Biology, identification and control of root-knot nematodes (*Meloidogyne* species). North Carolina State University Graphics, Raleigh (NC), p. 111.

Tigano, M.S., Carneiro R.M.D.G., Jeyaprakash, A., Dickson, D.W., & Adams, B.J. (2005). Phylogeny of *Meloidogyne* spp. based on 18S rDNA and the intergenic region of mitochondrial DNA sequences. Nematology, v. 7, n.6, p. 851-862.

Tinoco, T.J., Silva, P.L., & Rocha, A.P.S. (2023). Integrated pest and disease management in agricultural systems. Contemporary Journal. V. 3, n. 11, p. 22675-22697.

Trudgill, D.L., & Blok, V.C. (2001). Apomictic, polyphagous root-knot nematodes: Exceptionally successful and damaging biotrophic root pathogens. *Annual Review Phytopathology*, v. 39, p.53–77.

Vaz, A.P.A., & Jorge, M.H.A. (2007). Coentro - Embrapa Pantanal. Comunicado Técnico 128. Disponível em: <https://www.embrapa.br/busca-de-publicacoes/-/publicacao/786568/coentro>.

Villain, L.; Salgado, S.M.L. & Trinh, P.Q. (2018). Nematodes parasites of coffee and cocoa. In: Sikora, R.A., Coyne, D.L., Hallman, J. & Timper, P. (Eds.). *Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture*. 3rd edition. CAB International. Wallingford, UK. p. 536-583.

Wanderley, M.A., & Santos, J.M. (2004). Resistência de cultivares de batata-doce a *Meloidogyne incognita*. *Fitopatologia Brasileira*, v.29, p. 437-440.

Wilcken, S.R.S., Garcia, M.J.M., & Silva, N. (2005). Resistência de alface do tipo Americana a *Meloidogyne incognita* raça 2. *Nematologia Brasileira*, v.29, n.2, p.267-271.

Wilcken, S.R.S., Rosa, J.M.O., Westerich, J.N., Garcia, M.J.M., & Cardoso, A.I.I. (2013). Reproduction of *Meloidogyne enterolobii* in rootstocks and cucumber hybrids. *Horticultura Brasileira*, v.31, p.618-621.

Whitehead, A.G. (1968). Taxonomy of *Meloidogyne* (Nematoda: Heteroderidae) with description of four new species. *Transactions of the Zoological Society of London*, v.31, p. 263–401.

Zárate, N.A.H., & Vieira, M. do C. (2004). Produção e renda brutal da cebolinha solteira e consorciada com espinafre. *Horticultura Brasileira*, v. 22, n. 4, p. 811–814. doi.org/10.1590/S0102-05362004000400031.

Žibrat U., Gerič Stare B., Knapič M., Susič N., Lapajne J., & Širca S., (2021). Detection of root-knot nematode *Meloidogyne luci* infestation of potato tubers using hyperspectral remote sensing and real-time PCR molecular methods. *Remote Sensing*, v.13, p. 1–21. <https://www.mdpi.com/2072-4292/13/10/1996>.