



Universidade de Brasília

Instituto de Ciências Biológicas

Departamento de Fitopatologia

Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia

**Reação de cultivares de soja (*Glycine max* (L.) Merrill)
a duas raças de *Meloidogyne enterolobii* (Yang &
Eisenback, 1983)**

JORGE BLENO DA SILVA VERSSIANI

BRASÍLIA

DISTRITO FEDERAL - BRASIL

2022

JORGE BLENO DA SILVA VERSSIANI

**Reação de cultivares de soja (*Glycine max* (L.) Merrill) a duas
raças de *Meloidogyne enterolobii* (Yang & Eisenback, 1983)**

Dissertação apresentada à
Universidade de Brasília como
requisito parcial para a obtenção do
título de Mestre em Fitopatologia
pelo Programa de Pós-Graduação
em Fitopatologia.

Orientador

Prof. Juvenil Enrique Cares, Ph.D.

Coorientadora

Dra. Regina Maria Dechechi Gomes Carneiro, Ph.D.

BRASÍLIA

DISTRITO FEDERAL - BRASIL

2022

Trabalho realizado junto ao Departamento de Fitopatologia do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade de Brasília, sob orientação do Prof. **Juvenil Enrique Cares** e da Dra. **Regina Maria Dechechi Gomes Carneiro** e supervisão de **Paulo Sérgio dos Santos**, com apoio do Departamento de Fitopatologia da UnB, Instituto Phytus e Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia.

Reação de cultivares de soja (*Glycine max* (L.) Merrill) a duas raças de *Meloidogyne enterolobii* (Yang & Eisenback, 1983)

Jorge Bleno da Silva Verssiani

DISSERTAÇÃO APROVADA em 27/09/2022 por:



Sistema Eletrônico de Informações
SEI

Prof. Cleber Furlanetto
Membro interno – UnB-PPG-FIT



Sistema Eletrônico de Informações
SEI

Dr. Jadir Borges Pinheiro
Examinador externo – Embrapa Hortaliças



Sistema Eletrônico de Informações
SEI

Prof. Juvenil Enrique Cares
Orientador (Presidente) – UnB-PPG-FIT

BRASÍLIA
DISTRITO FEDERAL - BRASIL

2022

FICHA CATALOGRÁFICA

Verssiani, Jorge Bleno da Silva

dV564r Reação de cultivares de soja (*Glycine max* (L.) Merrill) a duas raças de *Meloidogyne enterolobii* (Yang & Eisenback, 1983) / Jorge Bleno da Silva Verssiani; orientador Juvenil Enrique Cares; co-orientadora Regina Maria Dechechi Gomes Carneiro. -- Brasília, 2022.
73 p.

Dissertação (Mestrado - Mestrado em Fitopatologia) -- Universidade de Brasília, 2022.

1. Genótipos de soja. 2. Controle genético. 3. Resistência. 4. Nematoides-galhas. I. Enrique Cares, Juvenil, orient. II. Carneiro, Regina Maria Dechechi Gomes,co-orient. III. Título.

“Por vezes sentimos que aquilo que fazemos não é senão uma gota de água no mar. Mas o mar seria menor se lhe faltasse uma gota”.

Madre Teresa de Calcuta

DEDICATÓRIA

A Deus, Nossa Senhora e Jesus;

Por sempre me conceder aparo, sabedoria e perseverança nos meus trabalhos e determinação para que eu prosseguir dando meu melhor a cada dia.

Aos meus pais;

Orlando Verssiani e Guida Francisco, por todo apoio, amor, oração e por sempre estar ao meu lado; sendo exemplo de devoção, caráter, honestidade, simplicidade, e dedicação em minha formação.

Ao meu irmão;

Marco Antônio, pelo incentivo, apoio no desenvolvimento deste trabalho e companheirismo de sempre em todos os momentos de minha vida.

AGRADECIMENTOS

À Universidade de Brasília e ao Programa de Pós-graduação em Fitopatologia por possibilitar a continuidade de minha formação acadêmica e oportunizar o sonho do mestrado.

Aos professores do PPG/FIT por todos os ensinamentos, conselhos prestados e me por proporcionar conhecimento profissional e pessoal, que servirão de alicerce no exercício da profissão.

Aos meus orientadores pela oportunidade de aprender com os conhecimentos e experiência que lhes pertencem, por instruir-me nos caminhos acadêmicos e de escrita científica e pelo total apoio durante a realização deste trabalho.

Aos estimados amigos que tanto me ajudaram nesse período: Marco Antônio, Tainara Caixeta, Gracieli Rebelatto, Samara Sousa, Geovana Marques, João Prudente, Gabriel Spindola, André Lisboa, Alfredo Mamede, Vitor Cardoso, Danielly Silva, Ana Oliveira, Ívina Cavalcante, Júlio César e Rogério Batista, pelo apoio e colaboração no desenvolvimento desse experimento, pelo coleguismo de Phytus e amizade durante essa caminhada.

Ao professor Juvenil Cares meu orientador, por ser muito mais que um mestre, uma pessoa incrível e humana. Gratidão pelos conhecimentos científicos, pelas correções e ensinamentos que permitiu tirar de mim, o melhor, no processo de formação acadêmica e profissional.

À doutora Regina Carneiro minha coorientadora, por toda atenção, dedicação, cuidados e tempo dedicado na supervisão de todas as etapas, sem os quais a realização deste trabalho não seria possível. Em especial agradeço pelas palavras de conselho, apoio, ensinamentos e as coorientação que tornaram o mestrado um caminho mais fácil de ser trilhado.

Ao Paulo Santos meu supervisor, pelo apoio incondicional desde início do mestrado, pelas orientações, amizade, pelo suporte no tempo que lhe coube, pelas correções, incentivos e conselhos durante todo esse período.

À Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia por ceder os inóculos e todo suporte necessário para o desenvolvimento do trabalho. À Embrapa Cerrados por ceder as sementes de soja.

Ao Instituto Phytus pela disponibilização da estrutura, recursos e os equipamentos necessários.

Aos amigos de UnB e Embrapa: Caio Felipe, Sheila Freitas e Adriana Andrade, pelo companheirismo nas épocas difíceis e pela amizade que cultivamos.

Aos membros da banca examinadora, Prof. Cleber Furlanetto, Dr. Jadir Borges Pinheiro e Dr. Dilson da Cunha Costa, pela disposição em avaliar este trabalho.

Ao Laboratório de Nematologia do Instituto Phytus em Formosa-GO, pela equipe e o espaço cedido.

Aos professores do IFNMG – *Campus* Arinos, Alisson Macendo, Inácio Borges, Luana Botelho, Diorny Reis e demais por todos ensinamentos que foram essenciais para chegar até aqui.

Enfim, a todos aquele que fazem parte da minha vida e que são essenciais para eu ser, a cada dia nessa jornada, um ser humano melhor.

Meus sinceros agradecimentos!

SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS	iii
LISTA DE FIGURAS	iii
1. INTRODUÇÃO GERAL	8
2. OBJETIVOS.....	12
2.1 Objetivo geral.....	12
2.2. Objetivos específicos.....	12
3. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	13
3.1 Cultura da soja	13
3.2 Filo Nematoda e os fitonematoides	14
3.3 Nematoides do gênero <i>Meloidogyne</i>	15
3.3.1 <i>Meloidogyne</i> na cultura da soja	17
3.4 <i>Meloidogyne enterolobii</i>	18
3.4.1 Histórico	18
3.4.2 Classificação Taxonômica	19
3.4.3 Ciclo de infecção de <i>Meloidogyne enterolobii</i>	20
3.4.4 Métodos de diagnose	20
3.4.5 Distribuição	22
3.4.6 Agressividade de <i>Meloidogyne enterolobii</i> e hospedeiras	23
3.5. Medidas de manejo das meloidoginoses	23
3.6 Resistência genética no controle de <i>Meloidogyne</i> spp.	24

5. MATERIAL E MÉTODOS	28
4.1 Caracterização da área experimental	28
4.2 Delineamento experimental.....	28
4.3 Obtenção, identificação e multiplicação de <i>Meloidogyne enterolobii</i>	30
4.4 Semeadura e condução das cultivares de soja	31
4.5 Extração de ovos de nematoides a partir de raízes de tomateiro	32
4.6 Avaliação da reação dos genótipos de soja a <i>M. enterolobii</i>	34
4.7 Análises estatísticas	36
5. RESULTADOS	37
6. DISCUSSÃO.....	46
7. CONCLUSÕES.....	51
8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	52

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Padrões moleculares conhecidos de <i>Meloidogyne enterolobii</i>	22
Tabela 2. Cultivares comerciais de soja avaliadas quanto à reação a <i>Meloidogyne enterolobii</i>	29
Tabela 3. Temperaturas (°C) na casa de vegetação no período de realização dos experimentos na Estação Experimental do Instituto Phytus, Formosa, Goiás, 2022.....	33
Tabela 4. Avaliação do índice de galhas e índice de massas de ovos (IG & IMO), segundo a escala de Taylor & Sasser (1978)	34
Tabela 5. Critério para avaliação do índice de reprodução e níveis de resistência de cada genótipo conforme estabelecido por Taylor (1967)	36
Tabela 6. Resumo da análise de variância das variáveis nematológicas de diferentes cultivares de soja (fator A), submetido a duas raças de <i>Meloidogyne enterolobii</i> (Me) (fator B), em casa de vegetação, Formosa, Goiás, 2022	37
Tabela 7. Reação de acessos de soja inoculados com 5.000 ovos e eventuais juvenis (J2) de duas raças de <i>Meloidogyne enterolobii</i> , baseada nas variáveis IG, IMO, PF e NOGR das cultivares avaliadas aos 75 DAI (Experimento 1). Formosa, Goiás, 2022	40
Tabela 8. Reação de acessos de soja inoculados com 5.000 ovos e eventuais juvenis de duas raças de <i>Meloidogyne enterolobii</i> , baseada nas variáveis IG, IMO, PF e NOGR das cultivares avaliadas aos 90 DAI (Experimento 2). Formosa, Goiás, 2022	41
Tabela 9. Reação de acessos de soja inoculados com 5.000 ovos e eventuais juvenis de duas raças de <i>Meloidogyne enterolobii</i> , baseada na variável FR e classificado de acordo com os critérios estabelecidos por Taylor (1967), Formosa, Goiás, 2022	44

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1.** Ciclo de vida do nematoide-das-galhas *Meloidogyne* spp. Philbrick et al. (2020)..
..... 17
- Figura 2.** Perfil fenotípico da enzima esterase (EST) das espécies *Meloidogyne javanica*, *M. incognita* e *M. enterolobii*. Caixas incolores representam bandas fracas, caixas cheias representam bandas fortes. Rm: taxa de migração em relação à banda mais lenta (Rm = 1,0) de *M. javanica*. J3, I₁ En2: códigos usados para identificar o padrão de bandas de esterase de *M. javanica*, *M. incognita* e *M. enterolobii*, respectivamente. Adaptado de Carneiro et al. (2016).
..... 21
- Figura 3. A:** Vasos preenchidos com substrato e identificados; **B:** Cultivares de soja inoculadas com *Meloidogyne enterolobii* de goiabeira; **C:** Cultivares de soja inoculadas com *M. enterolobii* de algodoeiro 30
- Figura 4.** Fenótipo de esterase de *Meloidogyne enterolobii* (Est En2) de goiabeira e algodoeiro e *M. javanica* (Est J3) como padrão de referência (Carneiro & Almeida, 2001) 31
- Figura 5. A:** Orifícios para deposição das sementes de soja; **B:** Desbaste aos 4 dias após a emergência; **C:** Raiz de tomateiro cv. BRS Tospodoro aos 90 dias após a inoculação com *Meloidogyne enterolobii* de goiabeira; **D:** Raiz de tomateiro cv. BRS Tospodoro aos 90 dias após a inoculação com *M. enterolobii* de algodoeiro..... 32
- Figura 6. A:** Marcação dos orifícios para deposição do inóculo; **B:** Inoculação de suspensão de ovos e eventuais J2 de *Meloidogyne enterolobii*; **C:** Cultivares de soja e tomateiro cv. ‘Santa Clara’ inoculados com *M. enterolobii* de goiabeira (39 DAI – dias após a inoculação); **D:** Cultivares de soja e tomateiro cv. ‘Santa Clara’ inoculados com *M. enterolobii* de algodoeiro (40 DAI). 33
- Figura 7.** Cultivar ‘Embrapa 20’ apresentado sintomas do parasitismo de *Meloidogyne enterolobii*, em **A:** população de goiabeira, e a **B:** população de algodoeiro. Imagem de um ponto representativo do tecido radicular, retirada sobre a uma altura fixa padrão. 38

Figura 8. Coeficientes de correlação das variáveis nematológicas MFR, IG, IMO, PF e NOGR e FR das cultivares soja inoculadas com *Meloidogyne enterolobii*, para o experimento 1 (esquerda) e experimento 2 (direita). Formosa, Goiás, 2022. * $p < 0.05$, ** $p < 0.01$, *** $p < 0.001$ 45

Figura 9. Diagrama de caixa (boxplot) baseado no FR de acordo com a reação de acessos de soja submetidos a reação a duas raças de *Meloidogyne enterolobii* para o experimento 1. Formosa, Goiás, 2022..... 46

Figura 10. Diagrama de caixa (boxplot) baseado no FR de acordo com a reação de acessos de soja submetidos a reação a duas raças de *Meloidogyne enterolobii* para o experimento 2. Formosa, Goiás, 2022..... 47

RESUMO GERAL

Verssiani, Jorge Bleno da Silva. **Reação de cultivares de soja (*Glycine max* (L.) Merrill) a duas raças de *Meloidogyne enterolobii* (Yang & Eisenback, 1983)**. 2022. 73p. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) – Universidade de Brasília, Brasília, Distrito Federal.

A soja (*Glycine max* (L.) Merrill) é considerada uma das leguminosas mais antigas consumidas pela humanidade. Os nematoides são um dos mais importantes grupos de patógenos da cultura, sendo os do gênero *Meloidogyne*, um dos causadores de maiores danos nessa cultura. *Meloidogyne enterolobii*, frequente em áreas com presença de goiabeiras, foi recentemente detectado em algodoeiro, caracterizando uma nova raça dessa espécie no Brasil. Esse nematoide tem potencial para ser um problema na soja, já que é virulento a várias culturas de importância econômica com genes de resistências a outras espécies de *Meloidogyne*. Várias cultivares de soja atualmente disponíveis no mercado apresentam resistência a *M. javanica* e *M. incognita*, entretanto pouco se sabe a respeito da reação a *M. enterolobii*. O objetivo deste estudo foi avaliar as principais cultivares de soja da Embrapa com resistência comprovada a *Meloidogyne* spp., estudando-as quanto à reação às duas raças de *M. enterolobii*. Os experimentos foram conduzidos em casa de vegetação, no esquema fatorial (DIC) com 16 cultivares de soja x duas raças de *M. enterolobii* (populações de goiabeira e algodoeiro), totalizando 32 tratamentos x oito repetições, e avaliado com duas repetições no tempo. A semeadura da soja ocorreu em vasos contendo 1,7 litros da mistura solo:areia: substrato Bioplant® (1:1:1), previamente autoclavada. Cada planta de soja foi inoculada com 5000 ovos e eventuais juvenis de segundo estágio de *M. enterolobii*. Após 75 dias para o primeiro experimento, e 90 dias para o segundo, foi realizada a avaliação das seguintes variáveis: índice de galhas (IG), índice de massa de ovos (IMO), total de ovos e juvenis (J2) (PF), número total de ovos e J2/grama de raiz (NOGR) e o fator de reprodução (FR). Todos os tratamentos apresentaram níveis populacionais moderados de ovos e J2 de *M. enterolobii*, sendo a raça proveniente do algodoeiro a que apresentou os maiores valores para o fator de reprodução (FR). As raças de *M. enterolobii* se reproduziram em todos os genótipos de soja, com resistência genética ou não, com variações dos FRs para algumas cultivares. Diante da importância e das perspectivas de expansão da cultura da soja, os resultados deste estudo ampliam o conhecimento sobre a patogenicidade de *M. enterolobii*, como também demonstra desafiadora a necessidade de futuras pesquisas em programas de melhoramento para seleção de genótipos de soja com resistência ao nematoide e suas variantes populacionais. Contudo, necessita-se de estudos sobre raças e variabilidade intraespecífica de populações de *M. enterolobii*.

Palavras-chave: Genótipos de soja, controle genético, resistência, nematoides-das-galhas.

Orientador – Prof. Juvenil Enrique Cares (Ph.D.) – Universidade de Brasília.

Coorientador – Dra. Regina M. Dechechi Gomes Carneiro (Ph.D.) – Embrapa CENARGEN.

GENERAL ABSTRACT

Verssiani, Jorge Bleno da Silva. **Reaction of soybean cultivars (*Glycine max* (L.) Merrill) to two races of *Meloidogyne enterolobii* (Yang & Eisenback, 1983)**. 2022. 73p. Dissertation (Master in Phytopathology) – Universidade de Brasília, Brasília, Distrito Federal.

Soybean (*Glycine max* (L.) Merrill) is considered one of the oldest legumes consumed by humanity. Nematodes are one of the most important groups of pathogens in this crop, and those of the genus *Meloidogyne* are among the most harmful to this crop. *Meloidogyne enterolobii*, frequent in areas with the presence of guava trees, was recently detected in cotton, characterizing a new race of this species in Brazil. This nematode has the potential to be a problem in soybeans, as it is virulent to several economically important crops with resistance genes to other *Meloidogyne* species. Several soybean cultivars currently available on the market show resistance to *M. javanica* and *M. incognita*, however little is known about the reaction to *M. enterolobii*. The objective of this study was to evaluate the main soybean cultivars of Embrapa with proven resistance to *Meloidogyne* spp., studying them regarding the reaction to the two races of *M. enterolobii*. The assays were carried out in a greenhouse, in a factorial scheme (DIC) with 16 soybean cultivars x two races of *M. enterolobii* (guava and cotton populations), totaling 32 treatments x eight replications, and evaluated with two repetitions in time. Soybean sowing took place in pots containing 1.7 liters of the soil:sand:Bioplant® substrate (1:1:1), previously autoclaved. Each soybean plant was inoculated with 5000 eggs and eventual second-stage juveniles of *M. enterolobii*. After 75 days for the first experiment, and 90 days for the second, the following variables were evaluated: gall index (IG), egg mass index (IMO), total eggs and juveniles (J2) (PF), number of total eggs and J2/root gram (NOGR) and the reproduction factor (FR). All treatments showed moderate population levels of eggs and J2 of *M. enterolobii*, and the cotton race accounted for the highest values for the reproduction factor (FR). *Meloidogyne enterolobii* races reproduced in all soybean genotypes, with or without genetic resistance to *Meloidogyne* spp., with variations in FRs for some cultivars. Given the importance and prospects for expansion of the soybean crop, the results of this study expand the knowledge on the pathogenicity of *M. enterolobii*, as well as demonstrate the need for future research in a breeding programs for the selection of soybean genotypes with resistance to the nematode, and its population variants. However, studies on races and intraspecific variability of *M. enterolobii* populations are needed.

Keywords: Soybean genotypes, genetic control, resistance, root-knot nematodes.

Advisor – Prof. Juvenil Enrique Cares (Ph.D.) – Universidade de Brasília.

Co-advisor – Dra. Regina M. Dechechi Gomes Carneiro (Ph.D.) – Embrapa CENARGEN.

1. INTRODUÇÃO GERAL

A soja (*Glycine max* (L.) Merrill) é considerada uma das leguminosas mais antigas consumidas pela humanidade. Tem como centro de origem a Ásia onde foi domesticada pela primeira vez há cerca de 5.000 anos (Arias et al., 2018).

Atualmente, a soja está entre as principais culturas industriais e alimentares cultivadas em todo o mundo, constituindo-se em uma importante fonte de proteína e óleo na dieta animal, bem como um alimento básico para o consumo humano (Hartman et al., 2011), além de ser matéria-prima para a produção de biocombustíveis.

A maioria das cultivares de soja apresentam no grão, teores médios de proteína de 40%, sendo mais rica em proteínas do que qualquer outra fonte comum de alimento vegetal ou animal. Os grãos contêm cerca de 18% de óleo em uma base de matéria seca. Esses teores de proteína e óleo determinam o valor comercial da soja (Song et al., 2013; Medic et al., 2014). Desde sua introdução no Brasil, a soja passou por um processo de renovação tecnológica, recebendo nos últimos anos novas tecnologias que estão revolucionando o sistema produtivo, aumentando principalmente a produtividade de grãos e facilitando a adaptação edafoclimática, bem como o manejo fitossanitário de pragas, doenças e plantas daninhas (Oliveira Neto et al., 2020).

Diante desse cenário, embora várias espécies de fungos e insetos possam danificar as raízes da soja, ainda são preocupantes as doenças causadas por nematoides parasitas de plantas. Esses organismos são responsáveis por causar doenças severas na cultura da soja, limitando seu potencial de produção e causando perdas de US\$ 118 bilhões anualmente na agricultura (Bernard et al., 2017). No Brasil, as perdas por fitonematoides podem chegar a R\$ 16,2 bilhões por ano (Machado, 2015). Dentre os principais fitonematoides, espécies de *Meloidogyne* Göldi, 1887 estão frequentemente associadas ao cultivo da soja com ampla distribuição geográfica (Jones et al., 2013; Juhász et al., 2013). Também são nematoides importantes para a cultura, *Heterodera glycines* Ichinohe, 1952, *Pratylenchus brachyurus* (Godfrey, 1929) Filipjev & Schuurmans-Stekhoven, 1941 e *Rotylenchulus reniformis* Linford & Oliveira, 1940.

O sintoma típico do parasitismo de nematoides do gênero *Meloidogyne* é a formação de engrossamentos nas raízes denominados de galhas, resultante da hiperplasia de células parenquimáticas do cilindro central e do córtex radicular. Observações histopatológicas mostram que o sítio de alimentação da fêmea se localiza no parênquima vascular do cilindro central da raiz e é formado por células hipertrofiadas multinucleadas, denominadas células gigantes (Huang & Maggenti, 1969). Como sintoma reflexo, as folhas das plantas atacadas podem apresentar

amarelecimento por deficiência de nitrogênio e também manchas cloróticas ou necrose entre as nervuras, o que caracteriza o sintoma folha carijó (Mazzetti et al., 2019).

Dentro do gênero *Meloidogyne*, a espécie *M. enterolobii* Yang & Eisenback, 1983, conhecida coloquialmente como nematoide-das-galhas da goiabeira, tem sido cada vez mais frequente em áreas com histórico da presença de goiabeiras, se tornando um nematoide desafiador quando ataca outras culturas (Castagnone-Sereno, 2012; Min et al., 2012; Carneiro et al., 2021). *Meloidogyne enterolobii* tornou-se, nos últimos anos, o principal problema sanitário da cultura da goiabeira (Carneiro et al., 2021), progredindo em grandes áreas anteriormente cultivadas com goiabeira, áreas essas com um grande potencial para a produção da cultura da soja. De modo geral, esse nematoide se manifesta de forma agressiva nas plantas hospedeiras, apresentando alta densidade populacional e causando grande número de galhas. Em goiabeiras ocorre ainda morte do sistema radicular pelo ataque deste nematoide em associação com *Fusarium solani* (Mart.) Sacc., fungo de solo (Gomes et al., 2011). Nos EUA, *M. enterolobii* foi detectada na região de Goldsboro, Wayne County, Carolina do Norte causando sérios danos às culturas da soja e algodão. Desde quando foi encontrado no Brasil, *M. enterolobii* tem sido registrado de maneira esporádica ou limitada em outras culturas, porém causando danos expressivos em goiabeira. Estudos anteriores comprovam que a raça da goiabeira não parasita o algodoeiro (Carneiro et al., 2016), entretanto mais recentemente ocorreu o primeiro relato de *M. enterolobii* parasitando algodão no Brasil, caracterizando uma nova raça. O registro se deu no estado de Minas Gerais em plantas portadoras de dois genes de resistência a *M. incognita*, qMi-C11 e qMi-C14 (Galbieri et al., 2020). Recentemente, *M. enterolobii* foi detectado em uma propriedade no Oeste da Bahia, em cultivar resistente de algodão, embora sua distribuição nessa região seja ainda restrita (Souza et al., 2022).

A dificuldade da correta identificação das espécies de *Meloidogyne* representa um desafio para o diagnóstico, o que levou algum tempo, para os laboratórios de nematologia identificarem corretamente a espécie *M. enterolobii*. Entretanto, a primeira detecção no Brasil em goiabeira dessa espécie foi feita por Carneiro et al. (2001), usando a enzima esterase. Embora seja uma técnica antiga, dos anos 80, vários laboratórios continuam a identificar os nematoides das galhas usando a configuração do padrão perineal das fêmeas. Esse método pode levar a erros, pois algumas espécies desse gênero, como *M. incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949; *M. arenaria* (Neal, 1889) Chitwood, 1949 e *M. enterolobii*, apresentam padrões perineais semelhantes (Carneiro et al., 2021). De maneira geral, as enzimas já são usadas em vários laboratórios e existem padrões para a maioria das espécies de *Meloidogyne* que ocorrem no Brasil (Carneiro et al., 2016). Recentemente, novas ferramentas de identificação molecular têm se tornado cada vez mais frequentes para a

identificação de espécies de nematoides, considerando rapidez e precisão, principalmente no caso da identificação de espécies de nematoides morfologicamente semelhantes ou de uma mistura de espécies nas amostras (Blok & Powers, 2009; Carneiro et al., 2016).

Em relação ao manejo de nematoides, nas décadas passadas, o uso de nematicidas químicos foi a estratégia mais convencional e eficaz para o controle de fitonematoides (Nyczepir & Thomas, 2009). No entanto, após a entrada do Século XXI, as preocupações com o meio ambiente e os recursos naturais contribuíram para que esses nematicidas fossem cada vez mais retirados dos mercados mundiais (Haydock et al., 2013). Atualmente, o manejo eficaz desses organismos causadores de doenças na cultura da soja requer o desenvolvimento de planos de curto e longo prazo que levem em consideração diversos fatores como tipo de solo, biologia e ciclo de vida dos nematoides, cultivares resistentes e rotação de culturas. O uso de estratégia integrada no manejo, em especial aos nematoides do gênero *Meloidogyne* é fundamental para obter rendimentos aceitáveis na presença desses patógenos. Dentre as diversas técnicas de controle de nematoides dependendo das condições de cada cultura e realidade agrícola podem se destacar a solarização do solo, controle biológico, pousio, inundação do solo, nematicida fumigante e não fumigante, rotação com culturas não hospedeiras e resistência genética (Zasada et al., 2010).

Uma estratégia de sucesso visando o controle de fitonematoides, em particular nematoides-das-galhas em soja, é a resistência genética. A identificação de genes diferencialmente expressos em soja parasitada pelos nematoides do gênero *Meloidogyne*, e que possam ser utilizados em estratégias de melhoramento genético e biotecnologia, é desejável para o aprimoramento e a obtenção de cultivares resistentes (Oyekanmi & Fawole, 2010; Sharma et al., 2012). Desse modo, é fundamental que a resistência da cultivar seja correspondente à espécie de nematoide que está presente na área de cultivo. Assim, a existência de genótipos resistentes é uma ferramenta aliada ao produtor, que garante o manejo da safra e reduzam os gastos com insumos.

As pesquisas realizadas até o momento limitam-se à busca por alternativas de controle das espécies *M. incognita* e *M. javanica* (Treub, 1885; Chitwood, 1949) na cultura da soja. Entretanto, ainda são poucos os estudos que buscam alternativas de resistência genética da soja a *M. enterolobii*. Diante das perspectivas atuais, *M. enterolobii* é um patógeno emergente em diversos estados brasileiros, considerado virulento à soja e a genótipos resistentes a outras espécies de *Meloidogyne* existentes (Dias et al., 2010b). Justifica-se então, este estudo com a finalidade de buscar alternativas, em cultivares de soja que apresentam resistência às principais espécies (*M. incognita* e *M. javanica*), e avaliar a reação dessas cultivares a duas raças de *M. enterolobii* já detectadas no Brasil (Carneiro et al., 2001; Galbieri et al., 2020; Souza et al., 2022).

O uso de cultivares de soja com resistência genética desempenha um papel fundamental no desenvolvimento de programas de controle de nematoides, oferecendo genótipos adaptados ao cultivo na presença dos nematoides e a oportunidade de gerar informações economicamente importantes para a seleção e utilização de cultivares já disponíveis no mercado.

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

Avaliar as principais cultivares de soja da Embrapa com resistência comprovada a *Meloidogyne* spp., estudando-as quanto à reação a duas raças de *Meloidogyne enterolobii*.

2.2. Objetivos específicos

Estudar a reação de 16 cultivares de soja a *M. enterolobii*; classificar as cultivares quanto aos graus de resistência e suscetibilidade a *M. enterolobii* e comparar o nível de agressividade das duas raças de *M. enterolobii* para as cultivares de soja que já apresentam resistência a *Meloidogyne* spp.

3. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1 Cultura da soja

A soja, *Glycine max* (L.) Merrill, é uma planta oleaginosa pertencente à família *Fabaceae*, subfamília *Faboideae*, tribo *Phaseoleae* e gênero *Glycine* Willd. Atualmente, a soja cultivada é anual, ereta, herbácea e de reprodução autógama, apresentando fruto do tipo legume conhecido como vagem. Tem como centro de origem as regiões central e norte da China, onde em torno de 1500 - 1100 a.C. ocorreu a sua “domesticação” (Müller, 1981; Ferraz et al., 2001).

O gênero *Glycine* é formado por dois subgêneros, sendo que o subgênero *Glycine* apresenta de 38 a 80 cromossomos nas células ($2n = 38, 40, 78, 80$), correspondendo a plantas perenes e selvagens nativas da Austrália e várias ilhas do oceano Pacífico. Já o subgênero *Soja*, inclui plantas anuais cultivadas incluindo a espécie *G. max* e sua ancestral selvagem *G. soja* Sieb. & Zucc, ambas com 40 cromossomos nas células ($2n = 40$) (Cober et al., 2009; Schmutz et al., 2010).

Os primeiros cultivos de soja no Sudeste asiático ocorreram por volta do Século XV, na Europa aproximadamente em 1713 e na América do Norte em 1765 (Cober et al., 2009). A soja foi introduzida no Brasil em 1882, no estado da Bahia (Black, 2000). Em São Paulo, foi cultivada pela primeira vez, em 1892, no Instituto Agrônômico de Campinas. Outros resultados foram obtidos a partir da intensificação da migração japonesa em 1908, e em 1923 por meio de cultivares adaptadas às condições edafoclimáticas dos Estados Unidos (Boneti, 1981). Em 1914, a soja foi oficialmente introduzida no Rio Grande do Sul, estado que apresenta condições climáticas similares às das regiões produtoras nos Estados Unidos de onde foram originadas as primeiras cultivares, até 1975 (Embrapa, 2021). A partir de meados da década de 1970, o melhoramento genético aliado ao sistema de plantio direto, permitiu a expansão da soja pela maioria dos estados brasileiros, apresentando a cada ano, índices recordes de produtividade (Embrapa, 2021).

Atualmente, a soja é uma das culturas mais cultivadas no mundo, tornando-se um produto competitivo em níveis nacional e internacional. Por ser uma planta de clima tropical e dias curtos, o seu desenvolvimento varia em função das condições climáticas, do tipo de solo, da época em que a cultura é estabelecida no campo e da cultivar (Costamilan, 2012). Algumas características morfológicas desse vegetal são influenciadas pelo ambiente, como o ciclo de maturação que pode ser de 75 para as mais precoces a 200 dias para as cultivares mais tardias,

a altura que varia de 30 a 200 cm e que pode influenciar a quantidade de ramificações, entre outros fatores (Müller, 1981).

Vale destacar ainda que, a soja é usada para uma variedade de finalidades. O grão, geralmente possui teores de proteína e óleo de aproximadamente 40 e 18%, respectivamente. Essa composição oferece a possibilidade de uma ampla variedade de aplicações, como rações, biodiesel, óleos comestíveis e outros produtos alimentícios. Comercialmente, a soja pode ser categorizada como (i) tipo de commodity, usada principalmente para óleo e ração animal, e (ii) soja do tipo alimentar, usada principalmente para consumo humano (Jegadeesan & Yu, 2020).

A soja é a cultura com maior área cultivada no Brasil, e essa elevada produção é em decorrência dos bons preços de comercialização nas últimas safras e do desenvolvimento de tecnologias para a cultura. Segundo o 11º levantamento da Companhia Nacional de Abastecimento para a safra brasileira, publicado em 08 de setembro de 2022, a colheita da safra de soja da temporada 2021/22 finalizada em junho, teve 41.452,0 mil hectares semeados. Isso, representou um crescimento de 4,9% superior ao semeado na safra 2020/21. Ainda segundo a companhia, nesta safra os maiores estados produtores de soja no Brasil foram Mato Grosso, Paraná, Goiás, Rio Grande do Sul e Minas Gerais (Conab, 2022).

3.2 Filo Nematoda e os fitonematoides

Os nematoides pertencem ao reino Animalia, filo Nematoda. São organismos invertebrados, pseudocelomados, não segmentados, de simetria bilateral, multicelulares, ovíparos, dioicos (fêmeas e machos) e com sistema digestivo e reprodutivo completos (Cares et al., 2006).

O Filo Nematoda constitui um grupo taxonômico numeroso em termos de riqueza de espécies e abundância em diferentes habitats, desde ambientes aquáticos marinhos e de água doce até ambientes terrestres. Embora exista um déficit de conhecimento taxonômico amplamente reconhecido em relação à diversidade de nematoides, esses organismos ainda superam todos os outros pseudocelomados, tanto em termos de sucesso de sobrevivência como na diversidade de táxons reconhecidos. Estima-se que deste total, existam mais de um milhão de espécies, sendo que cerca de 27 mil delas já foram descritas (Holterman et al., 2009; Van Megen et al., 2009; Ahmed et al., 2015).

O processo evolutivo dos nematoides permitiu que esses organismos explorem várias fontes de alimentação, sendo classificados em grupos tróficos: fitófagos (parasitas de algas e plantas vasculares), micófagos (fungos), bacteriófagos (bactérias), onívoros (hábito alimentar

variado), zooparasitas (animais) e predadores (nematoides e outros micro-invertebrados) (Cares et al., 2006). Todavia, entre esses nematoides, os fitoparasitas foram o grupo de maior importância econômica, uma vez que podem dizimar plantações inteiras, elevando significativamente os custos e reduzindo os lucros dos produtores.

Os fitonematoides são caracterizados pela presença de estilete e glândulas do esôfago, que desempenham um papel significativo nas adaptações evolutivas para o parasitismo de plantas. Devido aos numerosos anéis cuticulares ao longo do corpo, esses organismos conseguem fazer movimentos sem romper suas partes internas. No seu corpo, identificam-se órgãos para os sistemas, digestivo, nervoso e excretor e possui um sistema reprodutivo bem desenvolvido, porém carece de órgãos circulatórios e respiratórios (Goss, 2008).

Os fitoparasitas podem comprometer a parte aérea das plantas como caules, gemas, folhas, flores, vagens, frutos e sementes; e principalmente órgãos subterrâneos de plantas, como raízes, rizomas, tubérculos, bulbos e frutos hipógeos. De acordo com seu comportamento alimentar, os nematoides fitoparasitas são classificados em três grupos: Endoparasitas, por exemplo os nematoides-das-galhas (*Meloidogyne* spp.), nematoides-de-cisto (*Heterodera* spp., *Globodera* spp.), nematoides-das-lesões radiculares (*Pratylenchus* spp., *Hirschmanniella* spp., *Radopholus* spp.), nematoides-de-caule (*Ditylenchus* spp.) e o nematoide-da-madeira do pinheiro *Bursaphelenchus xylophilus* (Steiner & Buhner, 1934) Nickle, 1970; Ectoparasitas, como *Xiphinema* spp., *Trichodorus* spp., *Paratrichodorus* spp.; os Semiendoparasitas, como *Sphaeronema* spp., *Hoplolaimus* spp. e *Helicotylenchus* spp. (Wubben et al., 2010; Fosu-Nyarko & Jones, 2016; Shah & Mahamood, 2017; Kumar & Yadav, 2020).

3.3 Nematoides do gênero *Meloidogyne*

O gênero *Meloidogyne*, da família Meloidogynidae, foi criado em 1887 por Goeldi ao descrever a espécie de nematoide-das-galhas, *M. exigua*, encontrada em plantas de cafeeiros no Rio de Janeiro. Atualmente, já foram identificadas mais de 20 espécies de *Meloidogyne* no Brasil (Carneiro et al., 2016).

Os nematoides do gênero *Meloidogyne*, são endoparasitas sedentários. Constituem-se no grupo de nematoides mais danoso, agressivo e economicamente importante da agricultura mundial, em razão do seu alto grau de polifagia e das elevadas perdas econômicas provocadas pelo parasitismo de raízes de várias culturas em todo o mundo (Jones et al., 2013; Mantelin et al., 2017). O gênero compreende 98 espécies descritas até o ano de 2021 (Subbotin et al., 2021).

Os nematoides-de-galhas podem causar bilhões de dólares em perdas anualmente (Nicol et al., 2011; Elling, 2013). Em todo o mundo, existem quatro espécies de nematoides-das-galhas de ampla distribuição em diferentes culturas: *M. incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* e *M. hapla* Chitwood, 1949 (Min et al., 2012; Elling, 2013; Suresh et al., 2019). As principais espécies presentes no Brasil atualmente são: *M. arenaria*, *M. coffeicola* Lordello & Zamith, 1960, *M. enterolobii* Yang & Eisenback 1983, *M. ethiopica* Whitehead 1968, *M. exigua*, *M. graminicola* Golden & Birchfield 1965, *M. hapla*, *M. hispanica* Hirschmann 1986, *M. incognita*, *M. javanica*, Goeldi 1887, *Meloidogyne luci* Carneiro et al., 2014, *M. morocciensis* Rammah & Hirschmann, 1990, *M. paranaensis* Carneiro, Carneiro, Abrantes, Santos & Almeida, 1996 e *M. petuniae* Charchar, Eisenback & Hirschmann 1999 (Carneiro et al., 2016), sendo *M. javanica* e *M. incognita*, consideradas como altamente prejudiciais às culturas de grãos, em especial a soja (Oliveira et al., 2018).

Os nematoides-das-galhas passam a maior parte do seu ciclo de vida ativo no interior das raízes das plantas, e por essa razão são denominados de endoparasitas sedentários. Cada fêmea adulta realiza em média a postura de 400 a 500 ovos em uma matriz gelatinosa, garantindo o sucesso da espécie. Além das fases de fêmea adulta e ovo, também existem quatro estádios juvenis que ocorrem por meio da troca de cutícula desses nematoides, chamadas de ecdises ou mudas (Abad et al., 2009).

O ciclo de vida das espécies de *Meloidogyne* (Figura 1) é constituído de seis fases, ovo, juvenil de primeiro (J1), segundo (J2), terceiro (J3) e quarto (J4) estádios e adultos (fêmea ou macho). O primeiro estágio juvenil, formado após a embriogênese, passa por uma ecdise ainda dentro do ovo e transforma-se no juvenil de segundo estágio. Após a eclosão, o J2 (estádio infectivo), o qual apresenta mobilidade, é atraído pela raiz da planta, adentrando próximo à zona de crescimento e migrando entre as células até alcançar o cilindro vascular (Abad et al., 2009; Carneiro et al., 2021). A injeção de secreções leva ao aumento de tamanho (hipertrofia) de células, quem por divisões sucessivas apenas do núcleo resultam nas chamadas células gigantes multinucleadas, constituindo-se o sítio de alimentação (Huang & Maggenti, 1969). O desbalanço hormonal provocado pelo nematoide leva à multiplicação de células parenquimáticas do córtex e cilindro vascular (hiperplasia), geralmente acompanhada da expansão radicular com a formação de galhas (Moens et al., 2009).

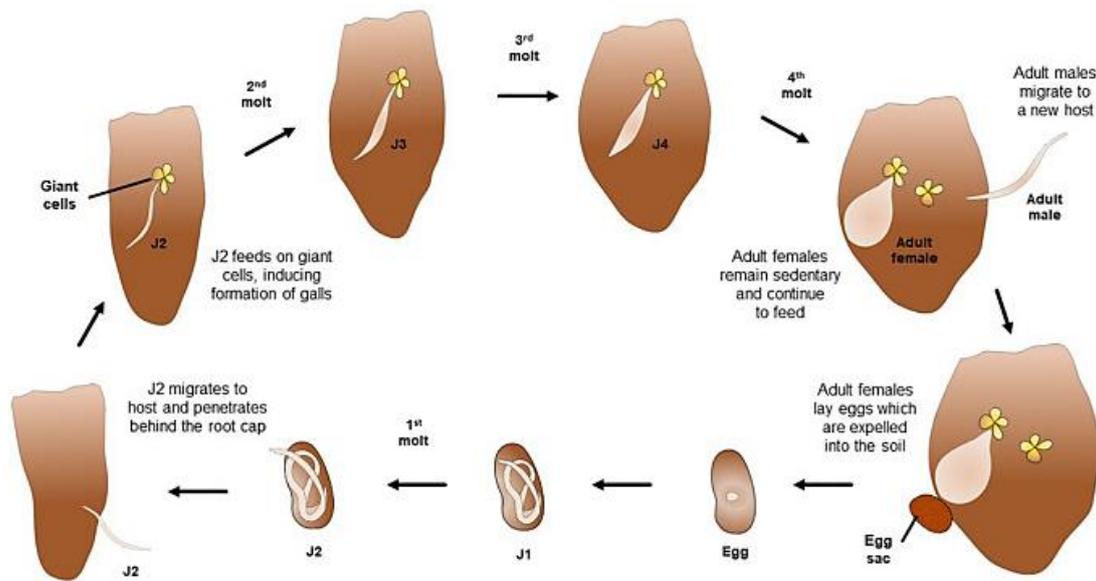


Figura 1. Ciclo de vida do nematoide-das-galhas *Meloidogyne* spp. Philbrick et al. (2020).

Os adultos exibem dimorfismo sexual evidente. Os machos são filiformes e possuem mobilidade. Após a quarta ecdise, deixam a raiz e movimentam-se livremente no solo. As fêmeas, salsichoides e sedentárias, começam a se alimentar logo após a quarta ecdise, e continuam se nutrindo até o fim da vida. Conforme o sedentarismo avança, essas fêmeas seguem se alimentando nas células nutritoras na raiz da hospedeira (Favery et al., 2020). A indução dessas células gigantes, que são encontradas apenas no parasitismo dos nematoides-das-galhas, é mediada por proteínas efetoras secretadas nos tecidos do hospedeiro pelo nematoide (Truong et al., 2015; Nguyen et al., 2018; Vieira & Gleason, 2019).

Os danos causados por nematoides variam em função da densidade populacional inicial do patógeno no solo e restos de raízes, da suscetibilidade do hospedeiro e das condições ambientais. Os fitonematoides, em especial os do gênero *Meloidogyne*, podem impossibilitar o cultivo em áreas infestadas. O abandono de áreas de produção de goiaba, pelo ataque de *M. enterolobii*, tem sido frequente no Brasil, desde os primeiros relatos da presença do patógeno no país (Carneiro et al., 2021). A exemplo disso, na região do Alto Paranaíba, em Minas Gerais, áreas infestadas com nematoide-das-galhas podem permanecer três a quatro anos sem ser cultivadas com culturas que hospedam esse nematoide, tal situação vem sendo enfrentada por meio da adoção de práticas culturais, como rotação de culturas e alqueive (Lopes & Ferraz, 2016).

3.3.1 *Meloidogyne* na cultura da soja

Entre todos os problemas fitossanitários da cultura da soja, o parasitismo por nematoides merece atenção especial. No Brasil, as espécies indutoras de galhas são as principais causas de danos às lavouras de soja, sendo uma preocupação constante aos sojicultores brasileiros. Os prejuízos constituem-se em entraves para o aumento de produtividade de grãos e conseqüentemente para a produção de alimentos. As meloidoginoses levam a perdas diretas devido à redução da produtividade de soja e à limitação do uso agrícola de áreas infestadas. Além disso, esses nematoides também apresentam ampla distribuição geográfica (Ferraz, 2001; Juhász et al., 2013), com destaque para *M. javanica* e *M. incognita* (Jones et al., 2013; Lima et al., 2017).

3.4 *Meloidogyne enterolobii*

3.4.1 Histórico

O nematoide-das-galhas, *Meloidogyne enterolobii* Yang & Eisenback, 1983 (= *M. mayaguensis* Hammah & Hirschmann, 1988) é um patógeno emergente para várias culturas no mundo. Foi descoberto pela primeira vez na árvore Tamboril (*Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morong) em 1983 na Ilha de Hainan - China, e a partir da configuração perineal de fêmeas, foi identificado preliminarmente como *M. incognita*. Análises posteriores indicaram alguma semelhança com a última espécie; no entanto, do ponto de vista morfológico, a população era muito diferente de *M. incognita* e de qualquer outra espécie de nematoide-das-galhas já descrita (Yang & Eisenback, 1983; Castagnone-Sereno, 2012). Posteriormente, em Porto Rico, uma nova espécie causadora de galhas foi descrita a partir de exemplares recuperados de raízes com galhas em plantas de beringela (*Solanum melongena* L.), e apesar de ser superficialmente semelhante a *M. enterolobii*, foi denominada de *M. mayaguensis* Rammah & Hirschmann, 1988. Xu et al. (2004), usando técnicas enzimáticas e moleculares observaram que as duas espécies eram muito próximas e sugeriram a sinonimização. Em 2009, Hunt & Handoo sinonimizaram as duas espécies. Em 2012, um estudo taxonômico comparativo entre espécies confirmou oficialmente *M. mayaguensis* sendo sinônimo júnior de *M. enterolobii* (Karssen et al., 2012).

Desde a descrição dessas espécies, *M. enterolobii* e *M. mayaguensis* foram classificadas como apresentando gama de hospedeiros diferentes, a primeira parasitando todas as hospedeiras diferenciadoras exceto o amendoim (equivalente à raça 4 de *M. incognita*) (Yang & Eisenback, 1983) e a segunda parasitando as mesmas hospedeiras, exceto o amendoim e o algodão

(equivalente à raça 2 de *M. incognita*) (Hammah & Hirschmann, 1988). No Brasil existem poucos estudos sobre raças de *M. enterolobii*. Carneiro et al. (2006a) determinaram que *M. enterolobii* (equivalente à *M. incognita* raça 2) parasitava as goiabeiras no estado do Paraná, e recentemente, Galbieri et al. (2020) detectaram essa mesma espécie parasitando o algodoeiro (equivalente à raça 4 de *M. incognita*) no estado de Minas Gerais e Souza et al. (2022) no estado da Bahia.

Nos últimos anos, após danos e perdas causados à cultura da goiabeira, tem-se observado a ocorrência de *M. enterolobii* associada a diversas outras plantas, pertencentes aos mais variados grupos de classificação das espécies vegetais (Carneiro et al., 2006b; Castro, 2019), bem como parasitando culturas comumente utilizadas em rotação com a soja (Dias et al., 2010b). Varias espécies de adubo verdes mostraram-se resistentes em condições de casa de vegetação (Rosa et al., 2015) e devem ser testadas em campo para comprovar a sua eficiência como plantas antagonistas. Pereira et al. (2009) estimaram o prejuízo direto causado por *M. enterolobii* à cultura da goiabeira no Brasil em R\$ 112,7 milhões, aos quais se acrescentou, naquela ocasião, o desemprego de 3.703 trabalhadores rurais.

Em soja, *M. enterolobii* apresenta elevada capacidade de multiplicação (Almeida et al., 2008; Dias et al., 2010b). Este fato se deve à indução de grandes galhas e amplo círculo de hospedeiras. Além disso, esse nematoide possui capacidade de superar a resistência de plantas, por exemplo, tomate, soja, batata, batata doce e pimenta (Carneiro et al., 2006b; Carneiro et al., 2021).

A exemplo de sua capacidade de parasitismo, *M. enterolobii* já foi detectada em lavouras comerciais de soja, algodão e batata doce nos Estados Unidos (Ye et al., 2013, 2021), causando sérios danos. No Brasil, foi detectada recentemente em dois campos parasitando a cultura do algodoeiro, caracterizando uma nova raça dessa espécie no país (Galbieri et al., 2020; Souza et al., 2022). Esse nematoide tem potencial para ser um problema na soja, já que é virulento a várias culturas de importância econômica portadoras de genes de resistência a outras espécies do gênero.

3.4.2 Classificação Taxonômica

Reino: Animalia

Filo: Nematoda

Classe: Chromadorea

Subclasse: Chromadoria

Ordem: Rhabditida

Subordem: Tylenchina

Infraordem: Tylenchomorpha

Família: Meloidogynidae

Subfamília: Meloidogyninae

Gênero: *Meloidogyne*

Espécie: *Meloidogyne enterolobii* Yang & Eisenback, 1983.

3.4.3 Ciclo de infecção de *Meloidogyne enterolobii*

Meloidogyne enterolobii é um parasita biotrófico obrigatório e não consegue completar seu ciclo de vida sem um hospedeiro vivo (Elling, 2013). A infecção se inicia quando os nematoides eclodem como juvenis infecciosos de segundo estágio (J2) e migram em direção à raiz da planta hospedeira, invadindo a zona de alongamento. Nessa fase, os J2s migram intercelularmente, primeiro para o ápice da raiz e depois para o cilindro vascular, onde passam por três ecdises sucessivas para se tornarem adultos. As fêmeas possuem formato piriformes e permanecem sedentárias, produzindo grandes massas de ovos depositados em uma matriz gelatinosa que se acumulam fora da raiz, enquanto os machos (frequentes) migram para fora dos tecidos vegetais (Abad et al., 2009). O ciclo de vida de *M. enterolobii* leva 4 a 5 semanas em condições favoráveis e as fêmeas produzem cerca de 400 a 600 ovos (Castillo & Castagnone-Sereno, 2020).

Os nematoides do gênero *Meloidogyne* podem se reproduzir por anfimixia, partenogênese meiótica facultativa e partenogênese mitótica obrigatória (Chitwood & Perry, 2009). A espécie *M. enterolobii* reproduz via partenogênese mitótica obrigatória (Castillo & Castagnone-Sereno, 2020); desta forma, o núcleo se divide dando origem a dois novos núcleos, que herdaram o mesmo material genético de origem. Os machos não são necessários para a reprodução, porém condições ambientais extremas podem promover seu desenvolvimento a partir de indivíduos geneticamente propensos a se tornarem fêmeas (Chitwood & Perry, 2009). Entretanto, não há acasalamento em espécies partenogenéticas mitóticas como *M. enterolobii*, e os machos permanecem no solo ou raízes até a morte (Carneiro et al., 2021).

3.4.4 Métodos de diagnose

Entre as características diagnósticas mais importantes estão a configuração perineal das fêmeas, a morfologia do estilete e região labial de machos e fêmeas, a posição do poro excretor nas fêmeas e a parte hialina terminal da cauda no segundo estágio juvenil (Yang & Eisenback, 1983).

Entretanto, o método de identificação mais utilizado é realizado por eletroforese de isoenzimas de fêmeas adultas (Carneiro et al., 2000). Este método consiste no diagnóstico de

base bioquímica de coloração e visualização dos perfis de esterase (Est) e malato desidrogenase (Mdh) após separação de bandas e migração em gel de eletroforese (Carneiro et al., 2016). Conforme a figura 2, *M. enterolobii* pode ser discriminado pelo padrão de duas bandas de esterase distintas (Rm: 0.7; 0.9) e mais duas secundárias mais fracas (Rm: 0.75, 0.95) logo acima das principais (Pinheiro et al., 2015; Carneiro et al., 2016).

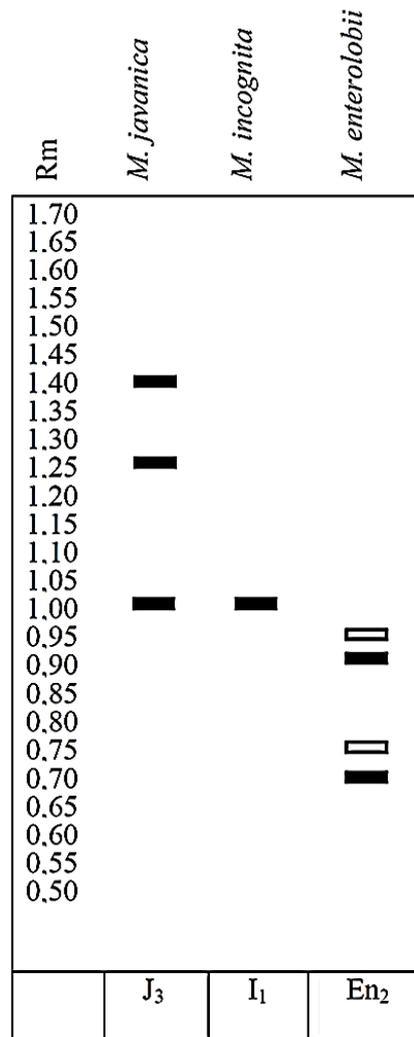


Figura 2. Perfil fenotípico da enzima esterase (EST) das espécies *Meloidogyne javanica*, *M. incognita* e *M. enterolobii*. Caixas incolores representam bandas fracas, caixas cheias representam bandas fortes. Rm: taxa de migração em relação à banda mais lenta (Rm = 1,0) de *M. javanica*. J₃, I₁ En₂: códigos usados para identificar o padrão de bandas de esterase de *M. javanica*, *M. incognita* e *M. enterolobii*, respectivamente. Adaptado de Carneiro et al. (2016).

Vários protocolos moleculares foram desenvolvidos nos últimos anos (Tabela 1). Desses marcadores, os que apresentaram eficiência de uso na diferenciação de *M. enterolobii* das espécies mais comuns de nematoides-das-galhas foram aqueles com base na presença / ausência e/ou tamanho das regiões de amplificação em reações de PCR, tendo como alvos o DNA

mitocondrial (Xu et al., 2004), DNA ribossômico (Adam et al., 2007), DNA satélite (Randig et al., 2009) e o marcador SCAR (Tigano et al., 2010).

Tabela 1. Padrões moleculares conhecidos de *Meloidogyne enterolobii*.

Primer	Sequência	Referência
MK7-F	5'-GATCAGAGGCGGGCGCATTGCGA-3'	Tigano et al., 2010
MK7-R	5'-CGAACTCGCTCGAACTCGAC-3'	
	5'-GAAAATTGCTTTATTGTTACTAAG-3'	Blok et al., 2002
	5'-TAGCCACAGCAAAAATAGTTTTTC-3'	
Me-F	5'-AACTTTTGTGAAAGTGCCGTG-3'	Long et al., 2006
Me-R	5'-TCAGTTCAGGAGGTCAACC-3'	

3.4.5 Distribuição

Meloidogyne enterolobii está amplamente distribuída em regiões com condições climáticas tropicais típicas, como na Ásia, África, América do Sul, Central e Caribe. Embora esse nematoide não tenha se estabelecido em regiões de clima mediterrâneo, foi interceptado em várias ocasiões em alguns países europeus em materiais vegetais importados de áreas tropicais (Kaur et al., 2006; Ye et al., 2013, 2021; Santos et al., 2019).

No Brasil, o nematoide só foi detectado em 2001 e descrito como agente causal de declínio e morte de goiabeiras, por meio de amostras coletadas nos Projeto de Irrigação de Bebedouro e Senador Nilo Coelho, no município de Petrolina, no estado de Pernambuco, e nos municípios de Juazeiro (Distrito de Maniçoba) e Curaçá, no estado da Bahia (Carneiro et al., 2001). Contudo, o declínio das goiabeiras já havia sido descrito tempos antes, sendo causado por nematoides-das-galhas, incorretamente identificado como *M. incognita* raça 2 (Moura & Moura, 1989). Todavia, a doença das goiabeiras no Brasil é uma doença complexa que envolve além do nematoide outro microrganismo, *Fusarium solani* (Gomes et al., 2014). Na goiabeira, o nematoide *M. enterolobii* foi detectado em vários estados brasileiros, tendo sido disseminado através de mudas infectadas provenientes de viveiros da região do semiárido (Carneiro et al., 2021).

3.4.6 Agressividade de *Meloidogyne enterolobii* e hospedeiras

Meloidogyne enterolobii é considerada uma espécie polífaga, com uma gama de hospedeiros semelhante à de *M. incognita* (Yang & Eisenback, 1983). No Brasil, *M. enterolobii* é considerada uma espécie altamente agressiva, por induzir galhas severas em raízes de plantas, comparáveis a espécies de galhas radiculares *M. javanica* e *M. incognita*. Campos altamente infestados têm se tornado inviáveis para o cultivo da goiabeira no Brasil (Carneiro et al., 2007).

Os hospedeiros de *M. enterolobii*, incluem um grande número de culturas, como tabaco, soja, batata-doce, pimentão, grão-de-bico, feijão comum, feijão-caupi, tomate, batata, dentre outras, e numerosas espécies de plantas daninhas (Castro, 2019). Apenas algumas culturas de importância agrícola, como por exemplo, repolho, milho, alho, amendoim; e várias plantas frutíferas, como, assai, atemoia, abacate, amora, caju, carambola, frutas cítricas, coco, graviola, jaboticaba, mamão, manga, maracujá, morango e sapotilha, foram relatadas como não hospedeiras ou más hospedeiras para *M. enterolobii* (Brito et al., 2010; Freitas et al., 2017).

3.5. Medidas de manejo das meloidoginoses

As estratégias de manejo contra nematoides-das-galhas em geral dependem de uma combinação de práticas de prevenção e controle para atingir redução efetiva da densidade populacional dos nematoides abaixo de um limite de dano que permita a produção agrícola sustentável (Nyczepir & Thomas, 2009).

Diversas técnicas de manejo através da solarização e vaporização do solo, bem como os métodos de inundação, pousio e nematicida químico fumigante e não fumigante têm sido empregadas para minimizar os efeitos desses patógenos na produção agrícola em todo o mundo (Noling, 2015; Seid et al., 2015; Schwarz, 2019).

Em condições de campo, as práticas culturais, como rotação de culturas com espécies não hospedeiras têm um efeito supressor nas diversas espécies de *Meloidogyne* ao inibir a reprodução e o aumento das populações pela ausência de um hospedeiro favorável. Entretanto, para *M. enterolobii*, a rotação de culturas é um fator criterioso a ser considerado devido à ampla gama de hospedeiros (Schwarz, 2019); algumas cultivares de aveia, trigo, sorgo e milho têm se mostrado más hospedeiras desse nematoide (Dias et al., 2010a; De Brida et al., 2018), podendo ser recomendadas dentro de um manejo baseado em rotação de culturas para áreas infestadas com *M. enterolobii*.

Alguns microrganismos, como fungos e bactérias, têm demonstrado atividade bionemática contra ovos, juvenis e adultos e desempenham um papel importante no manejo de *Meloidogyne* spp. (Seid et al., 2015; Forghani & Hajihassani, 2020). Estudos recentes, demonstraram que as bactérias do gênero *Bacillus*, promotoras de crescimento, podem reduzir as populações dos nematoides-das-galhas (Carneiro et al., 2020); algumas cepas fúngicas de *Pochonia chlamydosporia* (Goddard) Zare & W. Gams e *Purpureocillium lilacinum* (Thom) Luangsa-Ard, Hou-Braken, Hywel-Jones & Samson foram consideradas eficazes e com potencial de uso no biocontrole do *M. enterolobii* (Forghani & Hajihassani, 2020).

3.6 Resistência genética no controle de *Meloidogyne* spp.

O uso de variedades resistentes é um dos métodos ambiental e economicamente corretos para o controle dos nematoides-das-galhas (Silva et al., 2014; Seid et al., 2015). A obtenção de cultivares resistentes não é tarefa fácil pois requer vários anos de pesquisa e avaliação em campo, e as recomendações podem ser restritas a determinadas regiões devido às condições edafoclimáticas (Freitas et al., 2001). Os genes de resistência de plantas restringem ou previnem a reprodução de nematoides em uma determinada hospedeira, minimizando as perdas de produção e permitindo o cultivo em áreas infestadas. Existem vários genes de resistência de plantas (*Mi-1*, *Mi-2*, *Mi-3*, *Mi-4*, *Mi-5*, *Mi-6*, *Mi-7*, *Mi-8*, *Mi-9*, *Mi-HT*, *Mh*, *Mir1*, *N*, *Tabasco*, *Rk*) que conferem resistência aos nematoides *Meloidogyne* spp. (Brito et al., 2007; Cetintas et al., 2008; El-Sappah et al., 2019).

O uso de cultivares resistentes a *Meloidogyne* tem sido uma ferramenta eficaz de manejo dos nematoides-das-galhas; no entanto, não há muitas cultivares resistentes comercialmente disponíveis e a resistência pode ser superada por espécies emergentes, como *M. enterolobii* (Xiang et al., 2018; Hajihassani et al., 2019).

Diante disso, é mundialmente preocupante a capacidade de *M. enterolobii* se desenvolver em genótipos de culturas com genes de resistência efetivos contra outras espécies de *Meloidogyne*, como *M. arenaria*, *M. incognita* e *M. javanica* (Carneiro et al., 2006b); incluindo culturas como o algodão resistente (cv. IMA 5801B2RF, fonte de resistência M-315 RNR, gene *qMi-C11* e *qMi-C14*), batata (gene *Mh*), batata doce, tomate (gene *Mi-1*), soja (gene *Mir1*), pimentão (gene *N*), pimenta doce (gene *Tabasco*) e feijão-caupi (gene *Rk*) (Fargette & Braaksma, 1990; Berthou et al., 2003; Brito et al., 2007; Cetintas et al., 2008; Galbiere et al., 2020).

Atualmente, no mercado brasileiro, estão disponíveis várias cultivares de soja resistentes ou moderadamente resistentes aos fitonematoides, no entanto, ainda são consideradas poucas, as cultivares com forte resistência às espécies de *Meloidogyne* (Teixeira, 2013). A resistência aos nematoides-das-galhas presente nas cultivares brasileiras de soja: Braxston, Gordon, Bedford, Forrest, Centennial, Foster, PI595099, Santa Rosa, CD 201, CD 208 e Conquista, são oriundas de apenas uma fonte de resistência, a cultivar norte-americana Bragg, na qual a resistência é relatada como quantitativa (Dias et al., 2010b; Miranda et al., 2011). Essa resistência se caracteriza por redução da reprodução do nematoide na planta, sendo consideradas resistentes, aquelas que permitem baixa ou nenhuma reprodução do nematoide.

Os genes de resistência em resposta à infecção dos nematoides-das-galhas suprimem uma ou mais das várias etapas críticas do parasitismo do nematoide e sua taxa de reprodução (Banora & Almaghrabi, 2019). Para os fitonematoides, dois tipos de resistência são importantes (Silva et al., 2014). A primeira refere-se à resistência vertical ou qualitativa, na qual todas as ações de resistência podem ser conferidas por um único gene (monogênica), ou poucos genes (oligogênica) de efeito maior. Neste caso, as plantas podem não apresentar sintomas ou apenas pequenas lesões necróticas e morte de células localizadas próximas à região de penetração do patógeno (reação de hipersensibilidade) ou, ainda, sintomas que caracterizam o hospedeiro como suscetível (Trigiano et al., 2010; Camargo, 2011). O segundo tipo de resistência é a horizontal ou quantitativa, neste caso o sistema de defesa da planta é governado por vários genes (poligênica) de efeito menor. Nesse tipo de resistência, ocorre um grau intermediário de resistência, isto é, há a possibilidade de quantificar e mensurar o nível de resistência, podendo existir reações de máxima suscetibilidade até máxima resistência (Camargo, 2011). A maneira como a resistência a nematoides é herdada é fundamental na definição da estratégia de melhoramento a ser adotada para incorporá-la em cultivares comerciais de soja.

Marcadores moleculares associados a genes de resistência a nematoides do gênero *Meloidogyne* em soja têm sido descritos na literatura (Funganti et al., 2004). Uma das etapas mais importantes no uso de marcadores moleculares é o estabelecimento da relação entre um dado marcador e um loco de interesse (Alzate-Marin et al., 2005). Estudos de associação para identificar genes ou marcadores moleculares relacionados à resistência a nematoides em soja são fundamentais para melhorar a seleção de variedades resistentes nas fases iniciais dos programas de melhoramento (Dubiel et al., 2019). Devido a resistência em soja a *Meloidogyne* ser predominantemente do tipo quantitativa, poucos genes que expressam resistência são conhecidos e nem todos são altamente expressos, ou mesmo identificados por meio de marcadores moleculares.

A introdução de genes de resistência a nematoides é uma atividade complexa, onerosa e demorada, além de ser fortemente influenciada pelo meio ambiente. Por esse motivo, é difícil usar a seleção fenotípica em programas de melhoramento de soja em larga escala. A maioria dos genótipos de soja do Brasil tem histórico de suscetibilidade a *M. javanica* e *M. incognita*, apesar da disponibilidade de germoplasma resistente. No entanto, a dificuldade de seleção de linhagens resistentes tem dificultado a obtenção de variedades com altos níveis de resistência aos produtores (Araújo et al., 2012; Jenkins et al., 2012).

Em soja, Tamulonis et al. (1997) observaram na região do marcador RFLP B212, genes de resistência a *M. javanica*. Em estudo semelhante, realizado por Fuganti et al. (2004), foram identificados QTLs (Quantitative Trait Loci) relacionados à resistência e uma correlação significativa entre os marcadores moleculares microssatélites com o número de galhas na raiz. Mienie et al. (2002) identificaram por meio das técnicas RFLP (Restriction Fragment Length Polymorphism) e AFLP (Amplified Fragment Length Polymorphism) marcadores associados à resistência de *M. javanica* em soja, por meio da técnica RFLP. Determinados marcadores utilizados por esses autores explicaram até 62% da variação no número de galhas. Sete marcadores AFLP foram relacionados com características de resistência, sendo dois deles convertidos em marcadores SCAR (Sequence Characterized Amplified Region), representando 41% da variação do índice de galha da população mapeada (Mienie et al., 2002). Fourie et al. (2008) utilizaram e validaram os marcadores Satt201, Satt358, Satt487 e Satt590 para utilização em programas de melhoramento genético para resistência a *M. incognita* raça 2 na soja e também identificaram QTLs que explicam cerca de 60% do índice de galhas e 80% da variação no número de ovos e J2 por sistema radicular.

De acordo com Schuster (2011) os marcadores necessitam ser testados e validados para cada nova fonte de resistência antes de serem aplicados no programa de melhoramento, de tal forma que, cada programa deve estudar e validar as fontes de resistência aos nematoides-das-galhas, para verificar quais genes e marcadores moleculares estão efetivamente ligados e permitir a seleção de plantas resistentes.

Em 2019, a Embrapa lançou para a cultura da goiabeira um porta-enxerto resistente a *M. enterolobii*, resultante de um único cruzamento entre o acesso de goiaba GUA 161 PE (*Psidium guajava* L.) e o acesso ARA138RR (*P. guineense* Sw.). O sucesso dessa hibridação foi confirmado por marcadores de DNA, bem como por caracteres morfológicos e a não reprodução do nematoide em condições de campo e casa de vegetação (Carneiro et al., 2021). Entretanto, essa resistência só foi testada para a população de *M. enterolobii* da goiabeira da região de Petrolina.

A demanda por fontes de resistência a *M. enterolobii*, especialmente em hortaliças e culturas anuais, e sua introdução em cultivares de interesse agrônômico, representam atualmente um grande desafio para os melhoristas de plantas em todo o mundo. Diante disso, ainda existem várias cultivares para as quais não se sabe a reação aos nematoides do gênero *Meloidogyne* (Araujo et al., 2012), em especial a *M. enterolobii*, já que a espécie apresenta ampla lista de hospedeiros e grande potencial de disseminação. No caso da soja, a ameaça é ainda maior, pois a cultura está distribuída em várias regiões do país (Dias et al., 2007).

5. MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Caracterização da área experimental

Os experimentos foram conduzidos em casa de vegetação na Estação Experimental do Instituto Phytus em Formosa – GO, com coordenadas de latitude 15°30'05,60" S, longitude 47°29'20,69" O e altitude de 1100 m. As avaliações foram realizadas no Laboratório de Nematologia do Instituto Phytus e no Laboratório de Nematologia Vegetal da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia - CENARGEN. O primeiro experimento foi conduzido entre os meses de dezembro de 2021 a fevereiro de 2022 e o segundo entre os meses de abril a julho de 2022.

4.2 Delineamento experimental

O estudo da reação de cultivares de soja foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado, no esquema fatorial com 32 tratamentos x 8 repetições x 2 repetições no tempo (Experimento 1 e 2). Foram avaliadas a reação de 16 cultivares de soja - fator A, a duas raças do nematoide *Meloidogyne enterolobii* - fator B (16 x 2 = 32 tratamentos), sendo a primeira raça proveniente de goiabeira e a segunda de plantas de algodoeiro (Figura 3). Dentre os genótipos de soja selecionados, doze apresentam resistência comprovada a *Meloidogyne* spp., enquanto que os demais são suscetíveis (padrão Embrapa 20 e testemunhas regionais). As cultivares de soja com genes de resistência a *M. incognita* e/ou *M. javanica*, foram cedidas pela Embrapa-Cerrados, sediada em Planaltina – DF (Tabela 2).

Tabela 2. Cultivares comerciais de soja avaliadas quanto à reação a *Meloidogyne enterolobii*.

Tratamento	Cultivares	Detentor	Origem da resistência	Reação <i>M. javanica</i>	Reação <i>M. incognita</i>
01	BRS 7380 RR ¹	Embrapa	IND	MR	R
02	BRS 7980 ¹	Embrapa	Bedford	R	R
03	BRS 8781 RR ¹	Embrapa	Santa Rosa	R	R
04	BRS 8780 ¹	Embrapa	Bedford	MR	R
05	BRS 7481 ¹	Embrapa	Centennial	R	R
06	BRS 6680 ¹	Embrapa	BRS 284	MR	S
07	BRS 5980 IPRO ¹	Embrapa	IND	MR	S
08	BRS 7780 IPRO ¹	Embrapa	IND	S	R
09	BRS 7180 IPRO ¹	Embrapa	BRS 284/B08-0002	R	R
10	BRS 256 RR ¹	Embrapa	Conquista /Bragg	R	MR
11	BRS Favorita RR ¹	Embrapa	Conquista /Bragg	R	MR
12	BRS Valiosa RR ¹	Embrapa	Conquista /Bragg	R	MR
13	Embrapa 20 ²	Embrapa	-	S	S
14	BMX Desafio RR ³	Brasmax	-	S	S
15	BMX Bônus IPRO ³	Brasmax	-	S	S
16	M 8372 IPRO ³	Monsoy	-	S	S
	Tomate 'Santa Clara' ⁴	Topssed	-	S	S

¹Padrão de resistência; ²Padrão de suscetibilidade; ³Testemunhas regionais suscetíveis. R = Resistente; MR = Modernamente resistente; S = Suscetível. ⁴Além destes tratamentos, também foram feitas oito repetições com *Solanum lycopersicum* cv. 'Santa Clara', para cada raça de *M. enterolobii*. IND = informação não disponível.





Figura 3. **A:** Vasos preenchidos com substrato e identificados; **B:** Cultivares de soja inoculadas com *Meloidogyne enterolobii* de goiabeira; **C:** Cultivares de soja inoculadas com *M. enterolobii* de algodoeiro.

4.3 Obtenção, identificação e multiplicação de *Meloidogyne enterolobii*

O inóculo das duas raças de *M. enterolobii* foi cedido pela Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia - CENARGEN. Para confirmação da espécie foi utilizada a técnica de eletroforese de isoenzimas (Carneiro & Almeida, 2001) com revelação do fenótipo para a isoenzima esterase (Figura 4). As duas populações (raças) foram reproduzidas em tomateiro, *Solanum lycopersicum* cv. BRS Tospodoro, e as plantas mantidas equidistante entre si. A cultivar BRS Tospodoro, é portadora do gene *Mi* que atribui resistência a *Meloidogyne* spp., mas não a *M. enterolobii*. Essa cultivar foi escolhida para evitar misturas com outras espécies de *Meloidogyne*.

Após a confirmação das duas populações puras de *M. enterolobii*, foram extraídos ovos e eventuais juvenis de segundo estágio (J2) em solução 0,5% de hipoclorito de sódio, conforme técnica proposta por Hussey & Barker (1973) modificada por Boneti & Ferraz (1981). A multiplicação da população pura ocorreu em plantas de tomateiro (cv. BRS Tospodoro), mantidas em casa de vegetação no Instituto Phytus. Para isso, sementes de tomateiro foram semeadas em bandejas com substrato, e após a germinação, as plantas foram transplantadas para vasos plásticos de 5 litros, contendo uma combinação autoclavada (120°C/2 horas) de solo:areia:substrato Bioplant® na proporção de 1:1:1. Quando as plantas de tomateiro estavam com cerca de 15 cm de altura foram inoculadas com 8.000 ovos/planta e mantidos por aproximadamente 90 dias após a inoculação em casa de vegetação, sendo os tratamentos culturais e manejos realizados mediante a necessidade das plantas. A adubação foi realizada por meio do adubo Osmocote® para liberação controlada dos nutrientes às plantas de tomate.

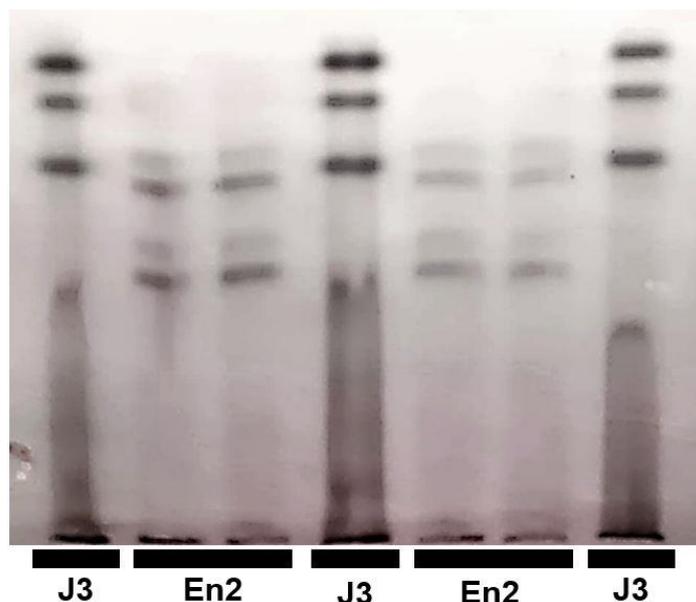


Figura 4. Fenótipo de esterase de *Meloidogyne enterolobii* (Est En2) de goiabeira e algodoeiro e *M. javanica* (Est J3) como padrão de referência (Carneiro & Almeida, 2001).

4.4 Semeadura e condução das cultivares de soja

O experimento foi conduzido em vasos com capacidade para 1,7 litros (Figura 5). Os mesmos foram preenchidos com uma mistura de solo (Latosolo vermelho distrófico (LVd) de textura argilosa), areia média lavada e substrato Bioplant® na proporção 1:1:1, previamente esterilizada em autoclave (120°C/2 horas). Após a autoclavagem, adicionou-se 12 g do adubo superfosfato simples e 1,2 g de calcário dolomítico para cada 1,7 l de solo por vaso. A fertilização de cobertura ocorreu a cada 20 dias com uma solução de 100 ml de nitrato de potássio a uma concentração de 4% por planta.

Foram semeadas duas sementes de cada tratamento (cultivar) por vaso, com posterior desbaste quatro dias após a emergência, deixando-se uma planta por vaso, correspondendo a uma repetição. Até os 20 (Figura 6) dias após a emergência das plantas, o sistema de irrigação por nebulização foi programado para acionamento automático duas vezes ao dia, 7:00 e 14:00 horas, e após esse período, três vezes ao dia 7:00, 11:00 e 15:00 horas, aplicando uma lâmina de 9 mm de água em 20 minutos. Além disso, foram tomadas as temperaturas máximas e mínimas da casa de vegetação durante realização do experimento.

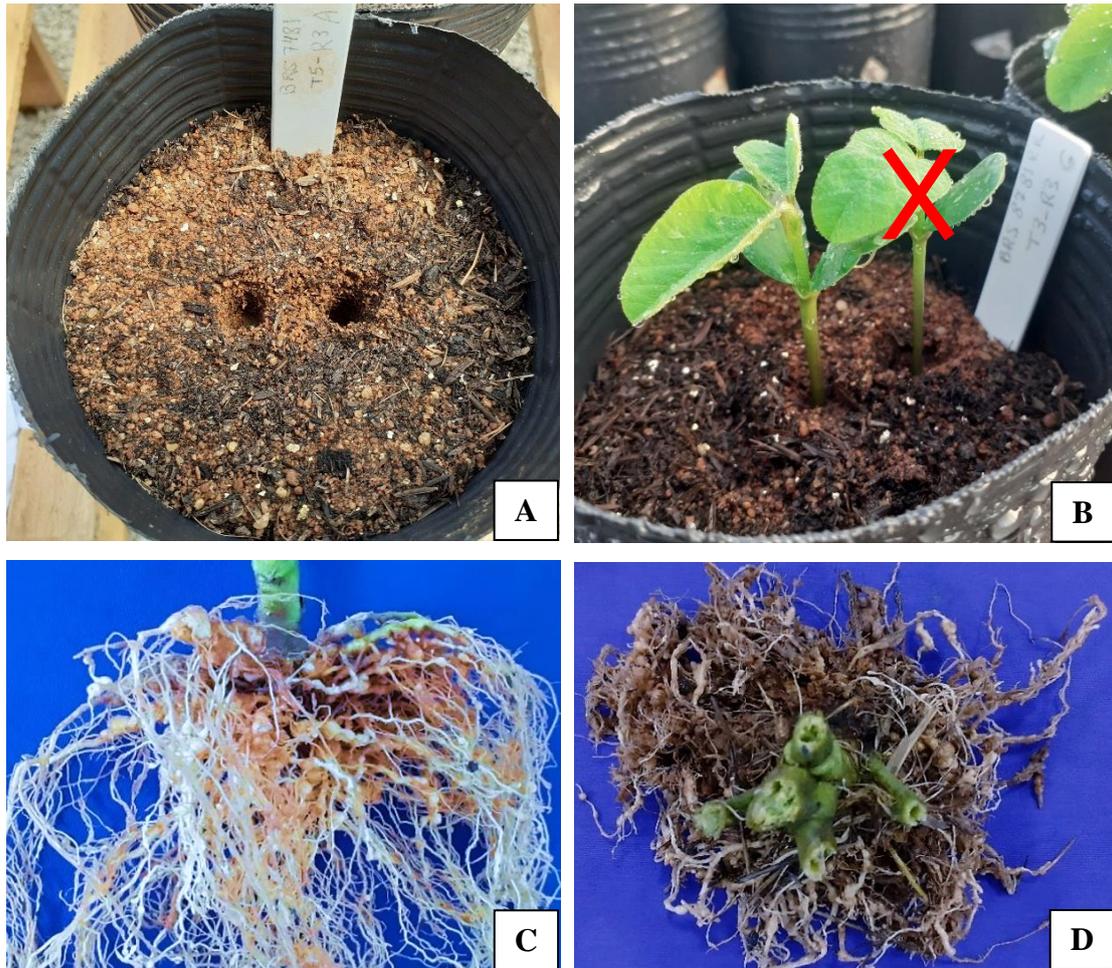


Figura 5. **A:** Orifícios para deposição das sementes de soja; **B:** Desbaste aos 4 dias após a emergência; **C:** Raiz de tomateiro cv. BRS Tospodoro aos 90 dias após a inoculação com *Meloidogyne enterolobii* de goiabeira; **D:** Raiz de tomateiro cv. BRS Tospodoro aos 90 dias após a inoculação com *M. enterolobii* de algodoeiro.

4.5 Extração de ovos de nematoides a partir de raízes de tomateiro

O inóculo de *M. enterolobii* mantido em raízes de tomateiro cv. BRS Tospodoro foi processado, lavando-se as raízes infectadas em água corrente e cortando em segmentos menores com auxílio de uma tesoura. Em seguida, essas raízes foram processadas em liquidificador por 30 segundos em solução 0,5% de hipoclorito de sódio (NaOCl), conforme Hussey & Barker (1973) modificado por Boneti & Ferraz (1981), que consiste em processar o sistema radicular infectado em liquidificador com hipoclorito (0,5%) e, em sequência, passar o material triturado por um jogo de peneiras de 20, 100 e 500 mesh, para a obtenção da suspensão de inóculo constituída pelos ovos e eventuais juvenis retidos na peneira de 500 mesh. Os ovos/eventuais J2 foram contados em lâmina de Peter e o inóculo calibrado para a inoculação.

Após 10 dias da emergência das plantas de soja, foi feita a inoculação de 15 ml da suspensão, totalizando 5.000 ovos e eventuais J2 de *M. enterolobii* por planta. O inóculo foi

distribuído em três orifícios com 2 cm de profundidade, distantes 1,5 cm do colo da planta com o auxílio de uma pipeta automática (Figura 6 A, B).

Para facilitar a avaliação final de cada experimento, os inóculos provenientes de goiabeira e algodoeiro foram extraídos e inoculados nas plantas com um dia de diferença (Primeiro experimento: 08/12/2021: extração e inoculação de *M. enterolobii* de algodoeiro, 09/12/2021: extração e inoculação de *M. enterolobii* de goiabeira; Segundo experimento: 03/04/2021: extração e inoculação de *M. enterolobii* de algodoeiro, 04/04/2021: extração e inoculação *M. enterolobii* de goiabeira).

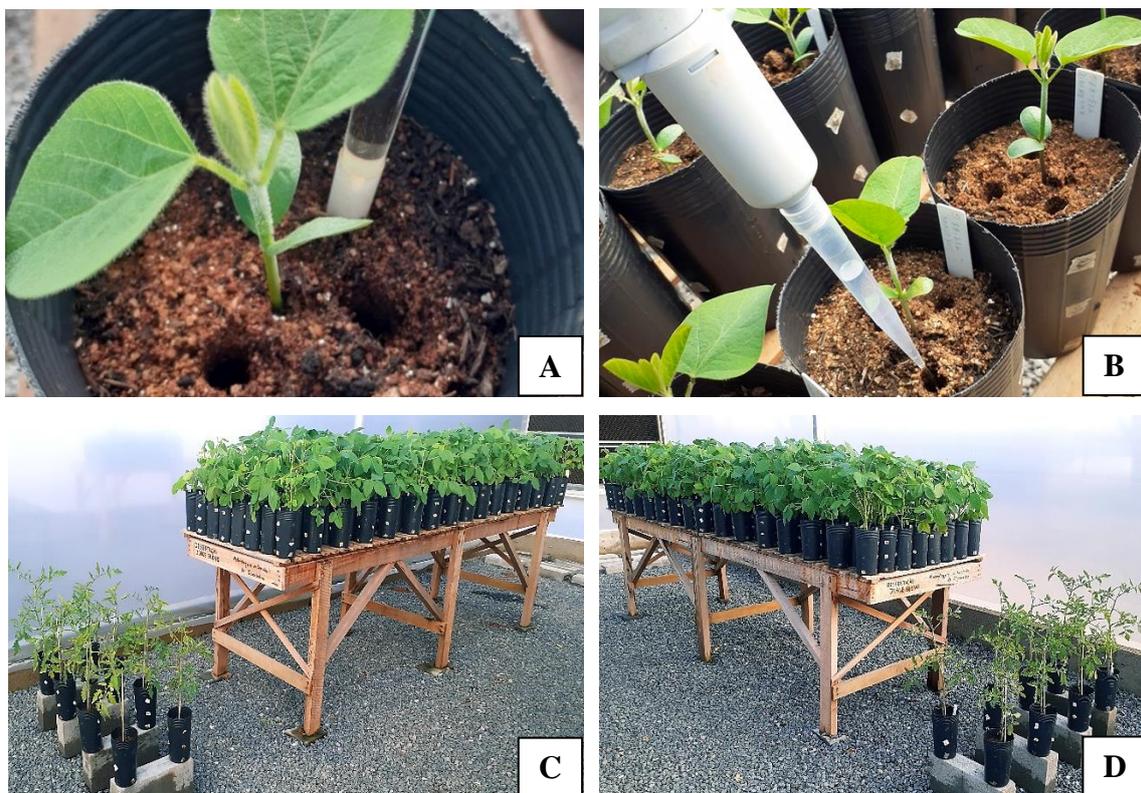


Figura 6. **A:** Marcação dos orifícios para deposição do inóculo; **B:** Inoculação de suspensão de ovos e eventuais J2 de *Meloidogyne enterolobii*; **C:** Cultivares de soja e tomateiro cv. ‘Santa Clara’ inoculados com *M. enterolobii* de goiabeira (39 DAI – dias após a inoculação); **D:** Cultivares de soja e tomateiro cv. ‘Santa Clara’ inoculados com *M. enterolobii* de algodoeiro (40 DAI).

As temperaturas máximas, mínimas e médias na casa-de-vegetação durante a realização dos experimentos podem ser visualizadas na Tabela 3.

Tabela 3. Temperaturas (°C) na casa de vegetação no período de realização dos experimentos na Estação Experimental do Instituto Phytus, Formosa, Goiás, 2022.

Experimento	Máxima	Mínima	Média
Experimento 1	33,5	19,5	24,2
Experimento 2	29,3	11,8	19,2

4.6 Avaliação da reação dos genótipos de soja a *Meloidogyne enterolobii*

A avaliação foi realizada 75 DAI para o primeiro e 90 DAI para o segundo experimento, das seguintes variáveis: índice de galhas & índice de massa de ovos (IG & IMO), total de ovos e J2 no sistema radicular (PF), número total de ovos e J2/grama de raiz (NOGR), e o fator de reprodução (FR). Para o experimento 1, aos 60 DAI foram aferidas os FRs (fatores de reprodução) da cultivares testemunhas para definição do melhor momento de avaliação do ensaio. Em contrapartida, no experimento 2 as aferições dos FRs foram semanais, a partir dos 75 DAI.

Os sistemas radiculares das plantas de soja foram separados da parte aérea, lavados cuidadosamente em água, secos com papel toalha e pesados em balança semi-analítica (Bel, S203H). Na sequência foram imersos em solução corante de floxina B a 15 mg l⁻¹ por 20 minutos (Taylor & Sasser, 1978) para coloração das massas de ovos externas dos nematoides e em seguida lavadas novamente para retirada do excesso do corante.

A quantificação do índice de galhas (IG) e o índice de massa de ovos (IMO) foram realizados baseando-se na escala de notas segundo a metodologia descrita por Taylor & Sasser (1978), conforme descrito na Tabela 4.

Tabela 4. Avaliação do índice de galhas e índice de massas de ovos (IG & IMO), segundo a escala de Taylor & Sasser (1978).

Nota ou grau	IG e/ou IMO
0	0
1	1 - 2
2	3 - 10
3	11 - 30
4	31 - 100
5	> 100

Após a contagem do número de galhas empregou-se a técnica de Hussey & Barker (1973), modificada por Boneti & Ferraz (1981), onde o sistema radicular foi cortado em pedaços e processados no liquidificador por 40 segundos, utilizando hipoclorito de sódio na concentração de 1,0% para extração dos ovos/J2. O material triturado foi transposto em peneira de 42 mesh sobreposta à peneira de 100 mesh e por último uma de 500 mesh. O resíduo da peneira de 500 mesh foi recuperado, e na sequência transferido para frascos de 50 ml com tampa rosqueável. A suspensão com ovos e juvenis recém-eclodidos foi calibrada para um volume de 50 ml e em seguida adicionado 1 ml de formaldeído P.A na concentração de 40%, para conservação dos mesmos.

As variáveis número total de ovos e J2 (PF), número de ovos e J2 por grama de raízes (NOGR), índice de reprodução (IR) e fator de reprodução (FR) foram utilizadas para verificar a resistência dos genótipos às duas raças de *M. enterolobii*. A determinação da PF para cada repetição foi realizada a partir da quantificação de ovos e eventuais J2 utilizando lâmina de Peter em microscópio óptico. Enquanto que o número de ovos e J2 por grama de raízes foi determinado a partir da fórmula:

$$NOGR = \frac{PF}{Massa\ de\ raiz}$$

O fator de reprodução, foi calculado pela relação de Oostenbrink (1966):

$$FR = \frac{PF}{Pi}$$

Em que:

FR: fator de reprodução;

PF: corresponde à população final;

Pi: corresponde à população inicial (5.000 ovos e eventuais J2).

Quanto à reação das cultivares de soja às duas raças do nematoide *M. enterolobii*, as plantas foram classificadas de acordo com os critérios de reprodução estabelecido por Taylor (1967) no sentido de distinguir os níveis de resistência de cada genótipo de soja às duas raças de *M. enterolobii* (Tabela 5). Para o cálculo do índice de reprodução (IR), tomou-se o FR da cv. 'Embrapa 20' como padrão de suscetibilidade, considerando-a como 100,0% de reprodução do nematoide.

Tabela 5. Critério para avaliação do índice de reprodução e níveis de resistência de cada genótipo de soja conforme estabelecido por Taylor (1967).

Índice de reprodução	Classificação da hospedeira
> 50%	Suscetível (S)
26% – 50%	Ligeiramente suscetível (LS)
11% - 25%	Moderadamente resistente (MoR)
1% - 10%	Muito resistente (MR)
< 1%	Altamente resistente (AR)
0	Imune (I)

Para o cálculo do índice de reprodução, considerou o FR do padrão de suscetibilidade, através da fórmula:

$$IR\% = \frac{PF(n)}{PF \text{ padrão suscetibilidade}}$$

Em que:

IR% = índice de reprodução;

PF (n) = população final do genótipo avaliado;

PF padrão suscetibilidade = população final do padrão de suscetibilidade.

4.7 Análises estatísticas

A análise estatística dos dados foi realizada com auxílio do software AgroEstat (Barbosa & Maldonado, 2015). Antes da análise, os dados foram verificados quanto à normalidade (Shapiro-Wilk) e quaisquer dados não normais foram submetidos à transformação logarítmica ($\log x + 1$). Após a transformação foram submetidos à análise de variância para o primeiro e segundo experimentos individualmente. Foi realizado o teste de Hartley para verificar a homogeneidade da variância entre os experimentos (Ramalho et al., 2005) e uma vez confirmada a homogeneidade as médias das variáveis foram comparadas pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade. Nas tabelas as médias apresentadas são as originais sem transformação. Utilizou-se o software estatístico Jamovi (versão 2.3) para fazer a correlação de Pearson entre as variáveis.

5. RESULTADOS

Em ambas as épocas de avaliação (Exp. 1 e Exp. 2), todos os acessos de soja avaliados permitiram o desenvolvimento das duas raças do nematoide em suas raízes. Os genótipos de soja avaliados apresentaram diferentes graus de reação, em relação ao parasitismo das duas raças de *M. enterolobii* estudadas. De acordo com os resultados da análise de variância para os dois experimentos (Tabela 6) verificou-se interação significativa entre os fatores nas variáveis estudadas.

Os padrões de suscetibilidade (tomateiro ‘Santa Clara’ e plantas de soja ‘Embrapa-20’) apresentaram FRs moderados a altos, tanto para a raça da goiabeira quanto para a raça do algodão comprovando a viabilidade dos inóculos de *M. enterolobii*.

Tabela 6. Resumo da análise de variância das variáveis nematológicas de diferentes cultivares de soja (fator A), submetido a duas raças de *Meloidogyne enterolobii* (Me) (fator B), em casa de vegetação, Formosa, Goiás, 2022.

Experimento 1						
Fonte de Variação	GL	Quadrados Médios				
		IG	IMO	PF	NOGR	FR
Cultivar (C)	15	20,52**	21,04**	4783698654,6**	23103819,40**	191,34**
Raças <i>Me</i> (R)	1	33,71**	23,28**	13177127501,0**	46145383,95**	526,93**
(C x R)	15	0,96**	1,09**	182627666,7*	909440,40*	7,30*
Resíduo	35	0,14	0,13	93275423,50	514980,61	3,73
CV ¹ (%)		7,17	6,60	2,20	3,33	9,79
Experimento 2						
Fonte de Variação	GL	Quadrados Médios				
		IG	IMO	PF	NOGR	FR
Cultivar (C)	15	25,25**	21,83**	4645814843,6**	22876289,63**	185,82**
Raças <i>Me</i> (R)	1	30,87**	16,10**	9141352293,1**	12074513,03**	365,55**
(C x R)	15	1,28**	0,90**	340916717,8**	2793398,90**	13,64**
Resíduo	35	0,08	0,08	67042110,66	698303,87	2,68
CV ¹ (%)		6,26	5,54	2,02	3,47	8,82

IG & IMO – Índice de galha & índice de massa de ovos (Taylor & Sasser, 1978); PF – População final; NOGR – Número de ovos/grama de raiz; FR – Fator de reprodução (Oostenbrink, 1966); GL – Grau de liberdade. A média dos valores foram transformados para $\log(x + 1)$ e os dados originais mantidos na tabela. CV¹ = Coeficiente de variação com transformação. ^{ns} Não significativo, * e ** Significativo a 5% e 1% de probabilidade, respectivamente, pelo teste F.

Os sintomas de galhas grandes (Figura 7) em soja foram observados para o tratamento padrão de suscetibilidade (Embrapa 20, Tomate ‘Santa Clara’) e nas testemunhas (BMX Bônus IPRO, BMX Desafio RR, M 8372 IPRO - Figuras 1 a 3 - Anexos). As médias do índice de galhas & índice de massa de ovos (IG & IMO) no Exp.1 (Tabela 7) variaram de $\{1,7 \& 1,4\} \leq IG \leq \{5,0 \& 5,0\}$ e $\{2,3 \& 2,3\} \leq IG \leq \{5,0 \& 5,0\}$ para a raça de *M. enterolobii* de goiabeira e algodoeiro, respectivamente. E no Exp. 2 de $\{1,4 \& 1,3\} \leq IG \leq \{5,0 \& 5,0\}$ e $\{2,1 \& 2,2\} \leq \{IG \leq 5,0 \& 5,0\}$ (Tabela 8). Vale ressaltar que índice de galha e índice de massa de ovos não podem ser considerados como parâmetros para aferir resistência, e sim para hospedabilidade.



Figura 7. Cultivar ‘Embrapa 20’ apresentado sintomas do parasitismo de *Meloidogyne enterolobii*, em **A:** população de goiabeira, e a **B:** população de algodoeiro. Imagem de um ponto representativo do tecido radicular, retirada sobre a uma altura fixa padrão.

As cultivares BRS 8780, BRS 5980 IPRO (Figuras 4 – Anexos) e BRS 7780 IPRO mesmo possuindo resistência comprovada a *Meloidogyne* spp., apresentaram índices de galhas elevados quando submetidas à raça do algodoeiro, demonstrando maior agressividade da raça às plantas de soja. Ao comparar os IG dentro de cada genótipo de soja com resistência comprovada observou-se que as notas referentes à raça do algodoeiro foram superiores à da goiabeira, exceto no segundo experimento para os genótipos BRS 7380 RR e BRS 6680.

Ainda com base nos dois experimentos, os menores índices de galhas de *M. enterolobii* observados para a raça da goiabeira, corresponderam às cultivares BRS 7980, BRS 8781 RR, BRS 7180 IPRO, BRS 256 RR, BRS Favorita RR e BRS Valiosa RR; enquanto que para a raça do algodoeiro os menores índices foram para BRS 7380 RR, BRS 256 RR, BRS Favorita RR e BRS Valiosa RR.

Ao fazer um compilado dos dois experimentos quanto a variável IMO, as cultivares BRS 7980 e BRS 7180 IPRO apresentaram os menores índices de massa de ovos para as duas raças de *M. enterolobii*.

Os maiores valores para as variáveis PF e NOGR foram detectados nos padrões de suscetibilidade, Embrapa 20 e Tomate ‘Santa Clara’.

No Exp. 1 a PF formou quatro grupos estatísticos que variou entre $9.375 \leq PF \leq 56.521$ para a raça de *M. enterolobii* da goiabeira, sendo o grupo com menor PF composto pelas cultivares BRS 7980 e BRS 7180 IPRO, e o grupo com maior PF (ovos + J2) composto por BRS 8780, BRS 5980 IPRO, Embrapa 20, BMX Desafio RR, BMX Bônus IPRO e M 8372 IPRO. Na mesma época, a PF para a raça do algodoeiro formou cinco grupos estatísticos com intervalo de $21.896 \leq PF \leq 77.708$, sendo a menor população observada para as cultivares BRS 7980, BRS 8781 RR, BRS 7780 IPRO, BRS 7180 IPRO e BRS 256 RR, e a maior população de *M. enterolobii* para as cultivares BRS 8780 e Embrapa 20 (Tabela 7). Vale ressaltar que para a maioria das cultivares esta variável (PF) foi superior para a raça do algodoeiro.

Já no Exp. 2 a PF teve um intervalo de $10.500 \leq PF \leq 58.521$ para a raça da goiabeira, com destaque para um número maior de cultivares com valores mais baixos do total de ovos (BRS 7380 RR, BRS 7980, BRS 8781 RR, BRS 7481, BRS 7780 IPRO, BRS 7180 IPRO e BRS 256 RR) e um menor número de cultivares com números mais altos de ovos nas raízes (BRS 5980 IPRO, Embrapa 20 e BMX Desafio RR). Enquanto que na raça do algodoeiro, os intervalos variaram entre $14.625 \leq PF \leq 69.656$, sendo as cultivares BRS 7980 e BRS 7180 IPRO as que apresentaram menor PF, e por outro lado, Embrapa 20 e M 8372 IPRO as que apresentaram maior PF de *M. enterolobii* do algodoeiro (Tabela 8).

De maneira geral, a raça da goiabeira apresentou os menores valores de ovos e J2 no sistema radicular quando comparada com a raça do algodoeiro. Fazendo um compilado dos dois experimentos, houve diferença significativa entre o total de ovos/J2 concomitantemente para as cultivares com resistência comprovada: BRS 7380 RR, BRS 8780, BRS 7481, BRS 5980 IPRO e BRS Favorita RR.

Tabela 7. Reação de acessos de soja inoculados com 5.000 ovos e eventuais juvenis (J2) de duas raças de *Meloidogyne enterolobii*, baseada nas variáveis IG, IMO, PF e NOGR das cultivares avaliadas aos 75 DAI (Experimento 1). Formosa, Goiás, 2022.

Experimento 1								
Genótipos	Índice de galha IG		Índice de massa de ovos IMO		População final na raiz PF		Número de ovos/g de raiz NOGR	
	<i>M. enterolobii</i> raça Goiabeira	<i>M. enterolobii</i> raça Algodoeiro						
BRS 7380 RR	2,0	2,5	1,9	3,1	18.771 b A	36.979 d B	2.105 c A	3.751 b B
BRS 7980	1,9	3,1	1,5	2,7	10.896 c A	21.896 e B	675 d A	1.407 e B
BRS 8781 RR	1,7	2,9	2,0	2,9	19.417 b A	22.479 e A	1.323 d A	1.665 e A
BRS 8780	3,2	5,0	3,4	4,5	48.146 a A	71.750 a B	2.978 b A	4.236 b B
BRS 7481	2,4	2,8	2,1	3,2	19.021 b A	49.083 c B	1.217 d A	3.176 c B
BRS 6680	3,8	4,3	3,5	3,7	23.333 b A	37.083 d B	1.912 c A	3.038 c B
BRS 5980 IPRO	3,5	4,1	4,0	4,1	51.083 a A	67.083 b B	4.933 a A	6.252 a B
BRS 7780 IPRO	2,8	4,0	2,7	3,8	18.813 b A	26.938 e A	1.237 d A	1.962 d B
BRS 7180 IPRO	1,8	3,3	1,4	2,6	9.375 c A	18.938 e A	616 d A	1.014 e A
BRS 256 RR	1,9	2,5	2,3	2,3	19.083 b A	26.458 e A	1.114 d A	1.518 e A
BRS Favorita RR	1,8	2,3	2,2	2,9	22.792 b A	35.104 d B	1.331 d A	1.951 d A
BRS Valiosa RR	1,9	2,4	2,1	3,0	27.938 b A	37.292 d A	1.759 c A	2.240 d A
Embrapa 20	5,0	5,0	5,0	5,0	56.521 a A	77.708 a B	3.210 b A	3.981 b B
BMX Desafio RR	4,7	5,0	5,0	5,0	47.021 a A	64.438 b B	2.621 b A	3.203 c A
BMX Bônus IPRO	4,3	5,0	5,0	5,0	44.667 a A	58.688 c B	2.553 b A	3.241 c A
M 8372 IPRO	4,8	5,0	5,0	5,0	42.750 a A	57.292 c B	2.261 c A	2.798 c A
Tomateiro ‘Santa Clara’	5,0	5,0	5,0	5,0	19.1271	22.4396	10.277	10.114
Média Geral	3,3		3,4		3.7151		2.415	
C.V ¹ (%)	7,17		6,60		2,20		3,33	

Médias seguidas de mesma letra minúsculas na coluna não diferem estatisticamente entre si e comparam as cultivares dentro da raça de *M. enterolobii*, enquanto que, médias seguidas de mesma letra maiúsculas na linha não diferem entre si e comparam as duas raças (goiabeira e algodoeiro) dentro das cultivares, de acordo com o teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade ($p \leq 0,05$). A média dos valores foram transformados para $\log(x + 1)$ e os dados originais mantidos na tabela. CV¹ = Coeficiente de variação com transformação.

Tabela 8. Reação de acessos de soja inoculados com 5.000 ovos e eventuais juvenis de duas raças de *Meloidogyne enterolobii*, baseada nas variáveis IG, IMO, PF e NOGR das cultivares avaliadas aos 90 DAI (Experimento 2). Formosa, Goiás, 2022.

Experimento 2								
Genótipos	Índice de galha IG		Índice de massa de ovos IMO		População final na raiz PF		Número de ovos/g de raiz NOGR	
	<i>M. enterolobii</i> raça Goiabeira	<i>M. enterolobii</i> raça Algodoeiro						
BRS 7380 RR	2,3	2,2	2,2	2,4	20.438 d A	31.631 d B	1.730 c A	3.186 b B
BRS 7980	1,6	2,9	1,4	2,2	13.031 d A	20.475 f A	764 c A	1.203 d A
BRS 8781 RR	1,4	3,1	1,8	3,1	17.188 d A	25.256 e A	954 c A	1.398 d A
BRS 8780	3,7	4,9	3,9	4,1	42.021 b A	58.238 b B	2.382 b A	2.766 b A
BRS 7481	2,0	3,0	2,6	3,8	14.875 d A	52.125 b B	987 c A	3.192 b B
BRS 6680	4,1	4,0	3,1	3,0	29.333 c A	29.494 e A	2.211 b A	2.169 c A
BRS 5980 IPRO	3,3	4,0	3,8	4,2	56.292 a A	70.481 a B	6.616 a A	4.975 a B
BRS 7780 IPRO	2,5	3,5	1,9	3,0	19.563 d A	22.856 e A	1.126 c A	1.479 d A
BRS 7180 IPRO	1,4	2,9	1,3	2,3	10.500 d A	14.625 f A	1.057 c A	745 d A
BRS 256 RR	1,6	2,3	2,3	2,8	17.771 d A	24.544 e A	1.050 c A	1.360 d A
BRS Favorita RR	1,4	2,1	2,6	3,2	17.063 d A	40.425 c B	925 c A	2.084 c B
BRS Valiosa RR	1,4	2,2	2,8	3,4	23.500 c A	42.188 c B	1.421 c A	2.426 b B
Embrapa 20	5,0	5,0	5,0	5,0	58.521 a A	69.656 a B	3.210 b A	3.517 b A
BMX Desafio RR	4,8	5,0	5,0	5,0	51.375 a A	55.369 b A	2.554 b A	2.594 b A
BMX Bônus IPRO	4,6	5,0	5,0	5,0	45.896 b A	54.281 b B	2.443 b A	2.583 b A
M 8372 IPRO	4,9	5,0	5,0	5,0	45.646 b A	62.588 a B	2.220 b A	2.923 b A
Tomateiro 'Santa Clara'	5,0	5,0	5,0	5,0	167.467	178.292	10.445	10.497
Média Geral	3,2		3,4		36.164		2.195	
C.V ¹ (%)	6,26		5,54		2,02		3,47	

Médias seguidas de mesma letra minúsculas na coluna não diferem estatisticamente entre si e comparam as cultivares dentro da raça de *M. enterolobii*, enquanto que, médias seguidas de mesma letra maiúsculas na linha não diferem entre si e comparam as duas raças (goiabeira e algodoeiro) dentro das cultivares, de acordo com o teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade ($p \leq 0,05$). A média dos valores foram transformados para $\log(x + 1)$ e os dados originais mantidos na tabela. CV¹ = Coeficiente de variação com transformação.

No Exp. 1 a variável NOGR teve variação de $616 \leq \text{NOGR} \leq 4.933$ e formaram quatro grupos estatísticos para *M. enterolobii* raça da goiabeira, com as médias mais altas apresentadas por BRS 5980 IPRO e Embrapa 20. A mesma variável, teve NOGR com variação de $764 \leq \text{NOGR} \leq 6.252$ para a raça do algodoeiro obtendo cinco grupos estatísticos, com a média mais alta apresentada por BRS 5980 IPRO (Tabela 7).

As médias do NOGR para o Exp. 2, foi de $764 \leq \text{NOGR} \leq 6.616$ para a raça da goiabeira e de $745 \leq \text{NOGR} \leq 4.975$ para a raça do algodoeiro; o genótipo BRS 5980 IPRO teve a maior média de NOGR para ambas as raças de *M. enterolobii* estudadas, enquanto que BRS 7980, BRS 8781 RR, BRS 7481, BRS 7780 IPRO, BRS 7180 IPRO, BRS 256 RR, BRS Favorita RR e BRS 7180 IPRO, BRS 7980, BRS 7780 IPRO, BRS 256 RR obtiveram as menores médias de NOGR para as raças da goiabeira e do algodoeiro, respectivamente (Tabela 8).

Compilando os dois experimentos com base nas raças de *M. enterolobii* (Fator B), observou-se diferença significava entre o número de ovos/grama de raiz concomitantemente para as cultivares portadoras de genes de resistência a *Meloidogyne* spp. BRS 7380 RR, BRS 7481 e BRS 5980 IPRO, sendo a raça proveniente de algodoeiro a que apresentou maiores valores de NOGR.

Os níveis populacionais de *M. enterolobii* em soja foram baixos a moderados (Tabelas 7 e 8) ao comparar com tomateiro, sendo a raça proveniente do algodoeiro a que apresentou os maiores valores para o FR (Tabela 9). Dos genótipos de soja avaliados, nenhum dos acessos apresentou $\text{FR} > 1,0$ (Oostenbrink, 1966). De maneira geral, os maiores fatores de reprodução foram detectados nos genótipos escolhidos como padrões de suscetibilidade (tomate ‘Santa Clara’ e soja cv. Embrapa 20), nas testemunhas regionais (BMX Bônus IPRO, BMX Desafio RR e M 8372 IPRO) e nos genótipos com genes de resistência a *M. javanica* e/ou *M. incognita* (BRS 5980 IPRO e BRS 8780).

No Exp. 1 as cultivares foram agrupadas em três grupos estatísticos para a raça da goiabeira, sendo os menores valores de FR ($1,88 \leq \text{FR} \leq 2,18$) observados para os genótipos BRS 7180 IPRO e BRS 7980, porém ambas apresentaram $\text{FR} > 1$. No segundo experimento a raça proveniente de goiabeira agrupou as cultivares em quatro grupos estatísticos, os menores FRs ($2,10 \leq \text{FR} \leq 4,09$) corresponderam às cultivares BRS 7380 RR, BRS 8781 RR, BRS 7481, BRS 7780 IPRO, BRS 256 RR, BRS Favorita RR, BRS 7180 IPRO e BRS 7980.

Quanto a raça proveniente do algodoeiro no Exp. 1 e Exp. 2, as cultivares foram agrupadas em cinco e seis grupos estatísticos, respectivamente. Na primeira avaliação, o menor grupo estatístico apresentou valores entre $3,79 \leq FR \leq 5,39$, sendo o menor FR observado para a cultivar BRS 7180 IPRO. Na segunda avaliação, o menor grupo estatístico correspondeu às cultivares BRS 7180 IPRO e BRS 7980 com FRs de 2,93 e 4,10, respectivamente.

Compilando os dois experimentos com base nas raças de *M. enterolobii* (Fator B), observou-se diferença significativa para o FR concomitantemente para as cultivares portadoras de genes de resistência a *Meloidogyne* spp. BRS 7380 RR, BRS 8780, BRS 7481, BRS 5980 IPRO e BRS Favorita RR, com as maiores médias de FR observadas para a raça do algodoeiro.

Os critérios de Taylor (1967) permitiram verificar os níveis de resistência de cada genótipo de soja quando estudadas em relação a duas raças de *M. enterolobii*, levando-se em consideração o FR da cv. 'Embrapa 20' como padrão de suscetibilidade. Os genótipos BRS 7980 e BRS 7180 IPRO mostraram-se moderadamente resistentes (MoR) a raça proveniente de goiabeira e apenas BRS 7180 IPRO se mostrou moderadamente resistentes à raça do algodoeiro. Os demais genótipos foram classificados como levemente suscetíveis (LS) e suscetíveis (S).

Com base no diagrama de caixa (boxplot) para o experimento 1 e 2 (Figuras 9 e 10) é possível observar as representações dos valores máximos e mínimos dos FRs, os intervalos interquartis, as medianas e as médias do conjunto de dados de cada cultivar em relação às duas raças de *M. enterolobii*. De maneira geral, é possível observar que a raça proveniente do algodoeiro apresentou para todas as cultivares valores médios de FR superiores aos obtidos pela raça da goiabeira. Os valores baixos de médias dos FR das cultivares BRS 7980 e BRS 7180 IPRO para a raça da goiabeira, e BRS 7180 IPRO para a raça de algodoeiro, associadas ao intervalo interquartil curto traz confiabilidade aos dados gerados para essas cultivares, e também indica uma possível ausência de segregação de material genético.

Tabela 9. Reação de acessos de soja inoculados com 5.000 ovos e eventuais juvenis de duas raças de *Meloidogyne enterolobii*, baseada na variável FR e classificado de acordo com os critérios estabelecidos por Taylor (1967), Formosa, Goiás, 2022.

Genótipos	Experimento 1				Experimento 2			
	Fator de reprodução (FR)				Fator de reprodução (FR)			
	<i>M. enterolobii</i> raça Goiabeira	Reação ¹	<i>M. enterolobii</i> raça Algodoeiro	Reação ¹	<i>M. enterolobii</i> raça Goiabeira	Reação ¹	<i>M. enterolobii</i> raça Algodoeiro	Reação ¹
BRS 7380 RR	3,76 b A	LS	7,40 d B	LS	4,09 d A	LS	6,33 d B	LS
BRS 7980	2,18 c A	MoR	4,38 e B	LS	2,61 d A	MoR	4,10 f A	LS
BRS 8781 RR	3,88 b A	LS	4,50 e A	LS	3,44 d A	LS	5,05 e A	LS
BRS 8780	9,63 a A	S	14,35 a B	S	8,40 b A	S	11,65 b B	S
BRS 7481	3,80 b A	LS	9,82 c B	S	2,98 d A	LS	10,43 b B	S
BRS 6680	4,67 b A	LS	7,42 d B	LS	5,87 c A	S	5,90 e A	LS
BRS 5980 IPRO	10,22 a A	S	13,42 b B	S	11,26 a A	S	14,10 a B	S
BRS 7780 IPRO	3,76 b A	LS	5,39 e A	LS	3,91 d A	LS	4,57 e A	LS
BRS 7180 IPRO	1,88 c A	MoR	3,79 e A	MoR	2,10 d A	MoR	2,93 f A	MoR
BRS 256 RR	3,82 b A	LS	5,29 e A	LS	3,55 d A	LS	4,91 e A	LS
BRS Favorita RR	4,56 b A	LS	7,02 d B	LS	3,41 d A	LS	8,09 c B	S
BRS Valiosa RR	5,59 b A	LS	7,46 d A	LS	4,70 c A	LS	8,44 c B	S
Embrapa 20 ³	11,30 a A	S	15,54 a B	S	11,70 a A	S	13,93 a B	S
BMX Desafio RR	9,40 a A	S	12,89 b B	S	10,28 a A	S	11,07 b A	S
BMX Bônus IPRO	8,93 a A	S	11,74 c B	S	9,18 b A	S	10,86 b B	S
M 8372 IPRO	8,55 a A	S	11,46 c B	S	9,13 b A	S	12,52 a B	S
Tomateiro ‘Santa Clara’	38,25	S	44,88	S	33,49	S	35,66	S
Média Geral		7,43				7,23		
C.V ² (%)		9,79				8,82		

Média do fator de reprodução (FR = população final (PF) / população inicial (Pi = 5.000)), das cultivares de soja submetidas a duas raças de *Meloidogyne enterolobii*, avaliadas aos 75 (experimento 1) e 90 dias após a inoculação (experimento 2). Médias seguidas de mesma letra minúsculas na coluna não diferem estatisticamente entre si e comparam as cultivares dentro da raça de *M. enterolobii*, enquanto que, médias seguidas de mesma letra maiúsculas na linha não diferem entre si e comparam as duas raças (goiabeira e

algodoeiro) dentro das cultivares, de acordo com o teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade ($p \leq 0,05$). A média dos valores foram transformados para $\log(x + 1)$ e os dados originais mantidos na tabela.

¹ Critério de classificação proposto por Taylor (1967), onde S = Suscetível, LS = Ligeiramente suscetível, MoR = Moderadamente resistente, MR = Muito resistente, =AR = Altamente resistente, I = Imune.

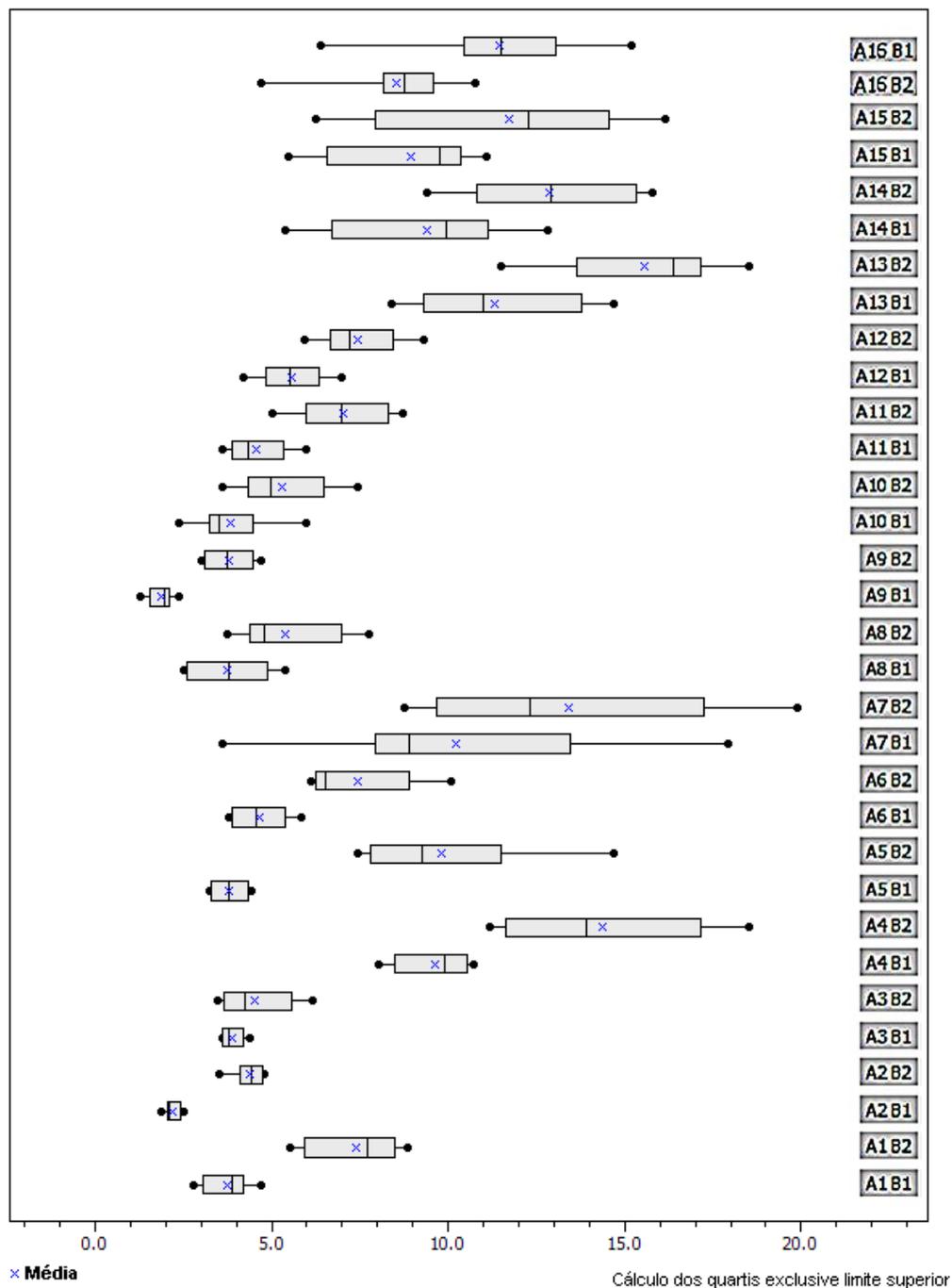
² C.V = Coeficiente de variação com transformação.

³ Cultivar de soja padrão suscetibilidade (Embrapa 20), utilizada como critério de classificação das demais cultivares de acordo com Taylor (1967).

A análise de correlação Pearson quando aplicada às variáveis estudadas (Figura 8) indicou correlação positiva forte a muito forte do fator de reprodução (FR) em relação ao índice de galhas (IG), índice de massa de ovos (IMO) e número de ovos por grama de raiz (NOGR).

Experimento 1						Experimento 2							
		IG	IMO	PF	NOGR	FR			IG	IMO	PF	NOGR	FR
IG	R de Pearson	—					IG	R de Pearson	—				
	p-valor	—						p-valor	—				
IMO	R de Pearson	0.886 ***	—				IMO	R de Pearson	0.794 ***	—			
	p-valor	<.001	—					p-valor	<.001	—			
PF	R de Pearson	0.839 ***	0.870 ***	—			PF	R de Pearson	0.610 ***	0.765 ***	—		
	p-valor	<.001	<.001	—				p-valor	<.001	<.001	—		
NOGR	R de Pearson	0.433 ***	0.459 ***	0.711 ***	—		NOGR	R de Pearson	0.350 ***	0.499 ***	0.816 ***	—	
	p-valor	<.001	<.001	<.001	—			p-valor	<.001	<.001	<.001	—	
FR	R de Pearson	0.838 ***	0.870 ***	1.000 ***	0.711 ***	—	FR	R de Pearson	0.610 ***	0.765 ***	1.000 ***	0.816 ***	—
	p-valor	<.001	<.001	<.001	<.001	—		p-valor	<.001	<.001	<.001	<.001	—

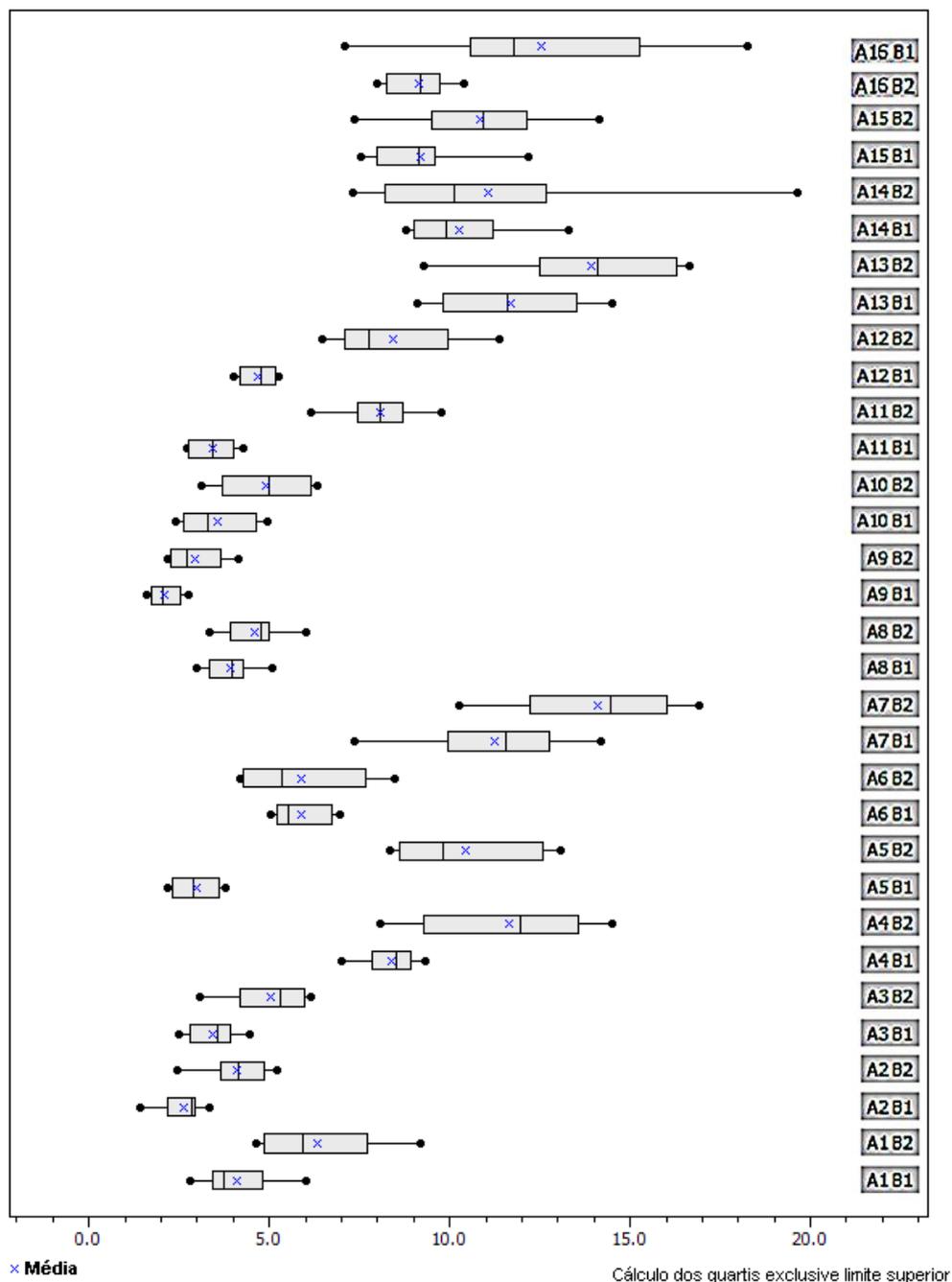
Figura 8. Coeficientes de correlação das variáveis nematológicas MFR, IG, IMO, PF e NOGR e FR das cultivares soja inoculadas com *Meloidogyne enterolobii*, para o experimento 1 (esquerda) e experimento 2 (direita). Formosa, Goiás, 2022. * $p < 0,05$, ** $p < 0,01$, *** $p < 0,001$.



Cultivares: BRS 7380 RR (A1), BRS 7980 (A2), BRS 8781 RR (A3), BRS 8780 (A4), BRS 7481 (A5), BRS 6680 (A6), BRS 5980 IPRO (A7), BRS 7780 IPRO (A8), BRS 7180 IPRO (A9), BRS 256 RR (A10), BRS Favorita RR (A11), BRS Valiosa RR (A12), Embrapa 20 (A13), BMX Desafio RR (A14), BMX Bônus IPRO (A15), M 8372 IPRO (A16).

B1 – *M. enterolobii* raça da goiabeira; B2 – *M. enterolobii* raça do algodoeiro.

Figura 9. Diagrama de caixa (boxplot) baseado no FR de acordo com a reação de acessos de soja submetidos a reação a duas raças de *Meloidogyne enterolobii* para o experimento 1. Formosa, Goiás, 2022.



Cultivares: BRS 7380 RR (A1), BRS 7980 (A2), BRS 8781 RR (A3), BRS 8780 (A4), BRS 7481 (A5), BRS 6680 (A6), BRS 5980 IPRO (A7), BRS 7780 IPRO (A8), BRS 7180 IPRO (A9), BRS 256 RR (A10), BRS Favorita RR (A11), BRS Valiosa RR (A12), Embrapa 20 (A13), BMX Desafio RR (A14), BMX Bônus IPRO (A15), M 8372 IPRO (A16).

B1 – *M. enterolobii* raça da goiabeira; B2 – *M. enterolobii* raça do algodoeiro.

Figura 10. Diagrama de caixa (boxplot) baseado no FR de acordo com a reação de acessos de soja submetidos a reação a duas raças de *Meloidogyne enterolobii* para o experimento 2. Formosa, Goiás, 2022.

6. DISCUSSÃO

Diante da importância socioeconômica da cultura da soja no Brasil e da redução da produtividade causada pelos nematoide-das-galhas, o uso de resistência varietal destaca como uma alternativa ambientalmente correta, socialmente justa e economicamente viável aos sojicultores (Roberts, 2002; Ferraz et al., 2010).

Em ambos os experimentos a viabilidade do inóculo utilizado foi comprovada pela agressividade detectada nos padrões de suscetibilidade, tomateiro ‘Santa Clara’ e plantas de soja ‘Embrapa 20’. A cultivar Embrapa 20 (Doko RC) de genealogia (Doko (4) x IAC-7), também foi utilizada em outros estudos como padrão de suscetibilidade a *M. enterolobii* (Dias et al., 2010a; 2010b), esses mesmos autores a classificaram como suscetível a *M. enterolobii* (FR \geq 16,00). Diversos trabalhos utilizam essa cultivar como padrão de suscetibilidade para validar inóculos de *M. javanica*, *M. incognita*, *M. ethiopica*, além de *Heterodera glycines* e *Rotylenchulus reniformis*, e ao mesmo tempo verificar se as condições de casa de vegetação foram propícias ao desenvolvimento do nematoide (Campos, 2006; Silva, 2004; Dias et al., 2010a; 2010b).

A seleção por genótipos de soja resistente às espécies de *Meloidogyne* é uma alternativa eficaz na redução dos níveis populacionais desses nematoides no solo (Araújo et al. 2012). Entretanto, Carneiro et al., (2019) relatam que são poucas as cultivares com resistência genética a esse grupo de nematoides.

Nas 16 cultivares de soja avaliadas neste estudo, com duas repetições no tempo, confirmou o parasitismo das duas raças de *M. enterolobii* (goiabeira e algodoeiro) (Carneiro et al., 2001; Galbieri et al., 2020; Souza et al., 2022) com diferença nos valores dos FRs, embora todas suscetíveis. Esses resultados corroboram com os obtidos por Dias et al. (2010b) em casa de vegetação, que ao estudar o comportamento de mais de 80 genótipos de soja a *M. enterolobii* de goiabeira, observaram FRs também superiores a 1, classificando todos os genótipos como suscetíveis. Outros estudos visando reação de cultivares de soja a outras espécies de *Meloidogyne*, também verificaram em todos, valores de FR superiores a 1 (Tihohod et al., 1988; Mendes et al., 2001). Bruinsma & Antonioli (2015) ao avaliar 14 cultivares de soja verificaram resistência nas cultivares FUNDACEP 58 RR e BRS 256 RR a *M. javanica*, já Kirsch (2016) ao avaliar seis cultivares de soja, classificou todas como suscetíveis a essa espécie de nematoide. Teixeira (2013) ao estudar a reação de cultivares de soja em duas repetições do

experimento no tempo verificou reação de resistência (R), com base em critérios estabelecidos por Moura & Régis (1987), para as cultivares BRSGO 8860 RR, BRSGO Paraíso e NA 7620 RR a *M. incognita* raça 3, enquanto que para *M. javanica* nenhuma das cultivares foram classificadas como resistentes.

Apesar dos níveis populacionais de *M. enterolobii* em soja no presente estudo terem sido baixos a moderados, foram observados maiores valores de IG e FR para a raça algodoeira de *M. enterolobii*. Isso infere que populações diferentes da mesma espécie de nematoide podem apresentar grande variabilidade genética (Machado et al., 2013), e que neste caso, a planta perdeu menos massa radicular quando parasitada pela raça do algodoeiro.

Embora as populações de *M. enterolobii* de goiabeira tenham sido encontradas em diferentes estados brasileiros, através da disseminação de mudas de goiabeira infectadas (Carneiro et al., 2021), sua ocorrência ainda não foi registrada oficialmente em campo natural de soja no Brasil. Com a emergência da raça algodoeira, o monitoramento deve ser constante já que, produtores beneficiados pela janela de plantio, semeiam soja antes do algodão.

O aumento significativo no total de ovos e FRs nas cultivares de soja, com ou sem genes de resistência a *M. incognita* e *M. javanica*, quando parasitadas pela raça proveniente de algodoeiro provou que o incremento da massa da raiz resultou em maior aumento da população do nematoide, quando comparado à raça da goiabeira. Algumas pesquisas com *Meloidogyne*, trazem evidências de que o aumento no volume do tecido radicular é estimulado pela formação de galhas a depender da espécie do nematoide e da hospedeira, podendo ter influência na massa fresca de raiz (Chitwood et al., 1952; Makumbi-Kidza et al., 2000), no presente estudo, a avaliação do índice de galhas, acompanhou o incremento na massa radicular pelo número e tamanho das galhas. Em contrapartida, a redução do sistema radicular também se associa ao parasitismo desses nematoides, Asmus & Ferraz (2001) ao avaliar níveis de inóculo de *M. javanica*, variando de 0 até 97.200 ovos, observaram redução na massa fresca de raízes com o aumento na densidade populacional do nematoide.

Estudos recentes têm sido realizados para identificar fontes de resistência em acessos de soja (Passianotto et al., 2017; Alekcevetch, 2021). Como citado anteriormente, a resistência presente nas variedades brasileiras de soja é derivada de apenas uma fonte, a cultivar norte-americana Bragg, com resistência relatada como quantitativa (Dias et al.,

2010a). As fontes de resistência em soja, PI 595.099, PI 437.127 B e Bragg foram recentemente identificadas em estudo de associação genômica para resistência a *M. javanica* (Alekevetch, 2021). A herança da resistência a *M. javanica* é identificada como quantitativa e apresentando alta herdabilidade em ‘PI 595.099’ e cv. ‘CD 201’ (Silva et al., 2001). Já em relação à resistência a *M. incognita*, o uso de populações biparentais tem sido tradicionalmente empregadas para detecção de locus controladores de características quantitativas (QTL) (Li et al., 2001; Ha et al., 2004; 2007; Fourie et al., 2008; Shearin et al., 2009; Passianotto et al., 2017). O QTL principal no cromossomo 10 e um QTL menor no cromossomo 18, ambos derivados de germoplasma exótico (PI 96354) foram relatados como conferindo resistência a *M. incognita* (Li et al., 2001; Passianotto et al., 2017). Por meio da triagem fenotípica de 2.370 acessos de soja foi possível identificar a ‘PI 200.538’ como fonte de resistência a *M. arenaria*, bem como ‘PI 230.977’ como fonte de resistência a *M. javanica* (Luzzi et al., 1987), e em estudos de linhagens de melhoramento de soja e fontes de resistência relatadas a nematoides, observou-se que ‘PI 595.099’ e ‘PI 230.977’ apresentaram resistência a *M. javanica* e *M. arenaria* (Davis et al., 1998). Estudos de melhoramento genético e fontes de resistência a *M. enterolobii* em soja ainda não foram explorados.

Os 16 genótipos de soja da Embrapa aqui avaliados não demonstraram resistência genética efetiva ($FR < 1,0$) ao nematoide *M. enterolobii*, entretanto houve variação nos valores de FR, com valores de redução para as cultivares BRS 7980 e BRS 7180 IPRO. Os resultados deste estudo ampliam os conhecimentos sobre a agressividade de *M. enterolobii* em soja, e nos alerta sobre os potenciais danos futuros caso o nematoide venha a se disseminar pelas regiões produtoras de grãos. Nos dias atuais deve-se dar atenção às medidas de controle local que evite a dispersão do nematoide, e ao mesmo tempo buscar fontes efetivas de resistência a *M. enterolobii*, uma vez que o nematoide pode superar a resistência ao nematoide-das-galhas em culturas economicamente importantes (Castagnone-Sereno, 2012; Silva et al., 2021).

Esse é o primeiro estudo em soja, após a detecção da variante populacional de *M. enterolobii* que ataca algodoeiro. Estudos sobre raças e variabilidade intraespecífica de populações de *M. enterolobii* são necessários para identificar as reais ameaças à cultura da soja, e outras commodities, como o próprio algodão.

7. CONCLUSÕES

As duas raças de *M. enterolobii* (goiabeira, algodoeiro) se reproduziram em todos os genótipos de soja, com resistência genética ou não a *M. incognita* e *M. javanica*.

Embora os 16 genótipos de soja tenham apresentado $FR > 1$ para as duas raças de *M. enterolobii*, houve variações dos FRs entre as cultivares estudadas, sendo BRS 7980 e BRS 7180 IPRO moderadamente resistentes à raça da goiabeira e BRS 7180 IPRO moderadamente resistentes à raça do algodão.

Os fatores de reprodução em soja foram baixos a moderados quando comparados aos do tomateiro cv. ‘Santa Clara’.

A raça de *M. enterolobii* proveniente de algodão foi mais agressiva que a raça da goiaba às cultivares de soja avaliadas.

Os resultados deste estudo apontam para a necessidade de novas fontes de resistência genética, frente às espécies emergentes de *Meloidogyne*, e suas variantes populacionais.

8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABAD, P.; CASTAGNONE-SERENO P.; ROSSO, M.N.; ENGLER, J.A.; FAVERY, B. (2009) Invasion, feeding and development. In: PERRY, R.N.; MOENS, M.; STARR, J.L. (Eds) Root-knot nematodes, **CAB International**, Wallingford, Oxfordshire, UK, pp.163-181.

ADAM, M.A.M.; PHILLIPS, M.S.; BLOK, V.C. (2007) Molecular diagnostic key for identification of single juveniles of seven common and economically important species of root-knot nematode (*Meloidogyne* spp.). **Plant Pathology** 56(1), pp. 190-197.

AHMED, M.; SAPP, M.; PRIOR, T.; KARSSSEN, G.; BACK, M. (2015) Nematode taxonomy: from morphology to metabarcoding. **Soil Discussion** 2, pp. 1175-1220.

ALEKCEVETCH, J.C.; PASSIANOTTO, A.L.L.; FERREIRA, E.G.C.; SANTOS, A.B.; SILVA, D.C.G.; DIAS, W.P.; BELZILE, F.; ABDELNOOR, R.V.; MARCELINO-GUIMARÃES, F.C. (2021) Genome-wide association study for resistance to the *Meloidogyne javanica* causing root-knot nematode in soybean. **Theoretical and Applied Genetics** 134, pp. 777-792. doi: 10.1007/s00122-020-03723-9.

ALMEIDA, E.J.; SOARES, P.L.M.; SILVA, A.R.; SANTOS, J.M. (2008) Novos registros sobre *Meloidogyne mayaguensis* no Brasil e estudo morfológico comparativo com *M. incognita*. **Nematologia Brasileira** 32, pp. 236-241.

ALZATE-MARIN, A.L.; CERVIGNI, G.D.L.; MOREIRA, M.A.; BARROS, E.G. (2005) Seleção assistida por marcadores visando ao desenvolvimento de plantas resistentes a doenças, com ênfase em feijoeiro e soja. **Fitopatologia Brasileira** 30, pp. 333-342.

ARAÚJO, F.F.; BRAGANTE, R.J.; BRAGANTE, C.E. (2012) Controle genético químico e biológico de meloidoginose na cultura da soja. **Pesquisa Agropecuária Tropical** 42(2), pp. 220-224.

ARIAS, D.; VIEIRA, P.A.; CONTINI, E.; NORONHA FARINELLI, B. C.; MORRIS, M. (2018) Agricultural productivity growth in Brazil – recent trends and future prospect. **Washington: World Bank Group**, 61p.

ASMUS, G. L. (2001) Danos causados à cultura da soja por nematoides do gênero *Meloidogyne*. In: SILVA, J. F. V. (Org.). Relações parasito-hospedeiro nas meloidoginoses da soja. Londrina: **Embrapa Soja/Sociedade Brasileira de Nematologia**, pp. 39-62.

ASMUS, G. L.; FERRAZ, L. C. C. B. (2001) Relações entre a densidade populacional de *Meloidogyne javanica* e a área foliar, a fotossíntese e os danos causados a variedades de soja. **Nematologia Brasileira** 25(1), Brasília, DF, pp. 01-13.

BAKENGESA, J.A. (2016) Potential of *Paenibacillus* spp. as a biocontrol agent for root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.). **Dissertação de mestrado**, University of Gent, Gent, Belgium.

- BANORA, M.Y.; ALMAGHRABI, O.A.A. (2019) Differential response of some nematode-resistant and susceptible tomato genotypes to *Meloidogyne javanica* infection. **Journal of Plant Protection Research** 59 (1), pp. 113-123.
- BARBOSA, J.C.; MALDONADO JUNIOR, W. (2015) Experimentação agrônômica & AgroEstat: sistema para análises estatísticas de ensaios agrônômicos. **Gráfica Multipress**, Jaboticabal, 396p.
- BERNARD, G.C.; EGNIN, M.; BONSI, C. (2017) The impact of plant-parasitic nematodes on agriculture and methods of control. In: **Nematology 7** - Concepts, Diagnosis and Control, pp. 121-153. doi: 10.5772/intechopen.68958.
- BERTHOU, F.; KOUASSI, A.; BOSSIS, M.; DANTEC, J.P.; EDDAOUDI, M.; FERJI, Z.; PELLÉ, R.; TAGHZOUTI, M.; ELLISSECHE, D.; MUGNIÉRY, D. (2003) Enhancing the resistance of the potato to Southern Root-knot Nematodes by using *Solanum sparsipilum* germplasm. **Euphytica** 132(1), pp. 57-65.
- BLACK, R.J. (2000) Complexo soja: fundamentos, situação atual e perspectiva. In: CÂMARA, G. M. S. (Ed.). **Soja: tecnologia de produção II**. Piracicaba: ESALQ pp. 01-18.
- BLOK, V.C.; POWERS, T.O. (2009) "Biochemical and Molecular Identification." In: PERRY, R.N.; MOENS, M.; STARR, J.L. (Eds) Root-Knot Nematodes, **CAB International**, Cambridge, MA, pp. 98-111.
- BONETI, J.; FERRAZ, J. B. S. (1981) Modificações do método de Hussey & Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* em raízes de cafeeiro. *Fitopatologia Brasileira* 6, pp. 533.
- BONETI, L.P. (1981) Distribuição da soja no mundo: origem, história e distribuição. In: MIYASAKA, S.; MEDINA, J.C. (Ed.). **A soja no Brasil**. Campinas: ITAL, pp. 01-6.
- BRITO, J.A.; KAUR, R.; CETINTAS, R.; STANLEY, J.D. MENDES, M.L.; POWER, T.O.; DICKSON, D.W. (2010). *Meloidogyne* spp. infecting ornamental plants in Florida. *Nematropica* 40, pp. 87-103.
- BRITO, J.A.; STANLEY, J.D.; KAUR, R.; CETINTAS, R.; DI VITO, M.; THIES, J.A.; DICKSON, D.W. (2007) Effects of the Mi-1, N and Tabasco genes on infection and reproduction of *Meloidogyne mayaguensis* on tomato and pepper genotypes. **Journal of Nematology** 39, pp.327-332.
- BRUINSMA, J.S.S.; ANTONIOLLI, Z.I. (2015) Resistance of *Meloidogyne javanica* in soybean genotypes. **Nematoda** 2, e032015.
- CAMARGO, L.E.A. Controle genético. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A. (2011) Manual de fitopatologia: princípios e conceitos. 4. ed. **Ceres** 1, Piracicaba, SP, pp. 325-341.
- CAMPOS, H.D.; CAMPOS, V.P.; POZZA, E.A. (2006) Efeito do tempo, substrato e temperatura na penetração de juvenis do segundo estágio de *Meloidogyne javanica* e *Heterodera glycines* em soja. **Summa Phytopathologica** 32(2), pp. 156-160.

CARES, E.; BLUM, E.B.; EDNALVA, P.A. (2006) Nematologia vegetal: uma introdução. In: BLUM, L.E.; CARES, J.R.; UESUGI, C.H (Eds). Fitopatologia: o estudo das doenças de plantas. **Otimismo**, Brasília, DF, cap. 11, ed. 1.

CARNEIRO, G.E.S.; DIAS, W.P.; FOLONI, J.S.S.; SANTOS, J.F; SOUZA, C.F.; SILVA NETO, S.P.; PEREIRA, F. (2019) Comportamento de genótipos de soja em área naturalmente infestada com *Meloidogyne incognita*. Embrapa Soja. **Documentos** 413, pp. 112-115.

CARNEIRO, R. M. D. G.; MONTEIRO, T. S. A.; ECKSTEIN, B.; FREITAS, L. G. (2020) Controle de nematoides fitoparasitas. In: FONTES, E. M. G.; VALADARES, M. C. (Ed). Controle biológico de pragas da agricultura. **Embrapa**, Brasília, DF, pp. 371-413.

CARNEIRO, R.G.; MÔNACO, A.P.A., MORITZ, M.P.; NAKAMURA, K.C.; SCHERER, A. (2006a) Identificação de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e em plantas invasoras, em solo argiloso no Estado do Paraná. **Nematologia Brasileira** 30, pp. 293-298.

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** 25(1), pp. 35-44.

CARNEIRO, R.M.D.G.; ALMEIDA, M.R.A.; BRAGA, R.S.; AMEIDA, C.A.; GLÓRIA, R. (2006b) Primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* parasitando plantas de tomate e pimentão resistentes à meloidoginose no Estado de São Paulo. **Nematologia Brasileira** 30(1), pp. 81-86.

CARNEIRO, R.M.D.G.; ALMEIDA, M.R.A.; QUÉNÉHERVÉ, P. (2000) Enzyme phenotype of *Meloidogyne* spp. populations. **Nematology** 2, pp. 645-654.

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

CARNEIRO, R.M.D.G.; CORREA, V.R.; ALMEIDA, M.R.A.; GOMES, A.C.M.M.; DEIMI, A.M.; CASTAGNONE-SERENO, P.; KARSSSEN, G. (2014) *Meloidogyne luci* n. sp. (Nematoda: Meloidogynidae), a root-knot nematode parasitising different crops in Brazil, Chile and Iran. **Nematology** 16, pp. 289-301. doi: 10.1163/15685411-00002765.

CARNEIRO, R.M.D.G.; MONTEIRO, J.M.S; SILVA, U.C.; GOMES, G. (2016) Gênero *Meloidogyne*: diagnose através de eletroforese de isoenzimas e marcadores SCAR. In: OLIVEIRA, C.M.G., SANTOS, M. A., CASTRO, L.H.S. (Eds) Diagnose de fitonematoides, **Millennium Editora**, Campinas, SP, cap.3, pp. 47-64.

CARNEIRO, R.M.D.G.; MOREIRA, W.A.; ALMEIDA, M.R.A.; GOMES, A.C.M.M. (2001) Primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Brasil. **Nematologia Brasileira** 25 (2), pp. 223-228.

- CARNEIRO, R.M.D.G.; SANTOS, M.F.A.; CASTRO, J.M.C. (2021) Nematodes. Guava: botany, production and uses. **CAB International**, London, pp. 270-284.
- CASTAGNONE-SERENO, P. (2012) *Meloidogyne enterolobii* (= *M. mayaguensis*): profile of an emerging, highly pathogenic, root-knot nematode species. **Nematology** 14, pp. 133-138.
- CASTILLO P.; CASTAGNONE-SERENO P. (2020) *Meloidogyne enterolobii* (Pacara earpod tree root-knot nematode). Invasive Species Compendium, **CAB International**, Wallingford, WK. doi: 10.1079 / ISC.33238.20210200738.
- CASTRO, J.M.C. (2019) *Meloidogyne enterolobii* e sua evolução nos cultivos brasileiros. Nematoides fitoparasitas. **Informe Agropecuário** 40, n. 306, pp. 41-48.
- CETINTAS, R., BRITO, J.A. & DICKSON, D.W. (2008) Virulence of four Florida isolates of *Meloidogyne mayaguensis* to selected soybean genotypes. **Nematropica** 38, pp. 127-135.
- CHITWOOD, B. G.; SPECHT, A. W.; HAVIS, L. (1952) Root-knot nematodes: III Effects of *Meloidogyne incognita* and *M. javanica* on some peach rootstocks. **Plant and Soil** 4(1), pp. 77-95.
- CHITWOOD, D.J.; PERRY, R.N. (2009) Reproduction, physiology and biochemistry. In: PERRY, R.N.; MOENS, M.; STARR, J.L. (Eds) Root-Knot Nematodes, **CAB International**, Cambridge, MA, pp. 98-111. doi: 10.1079/9781845934927.0098.
- COBER, E.R.; CIANZION, S.R.; PANTALONE, V.R.; RAJCAN, I. (2009) Soybean. In: VOLLMANN, J.; RAJCAN, I. (Eds) **Oil Crops**. Springer, New York-USA, pp. 57-90.
- CONAB - COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO. (2022) Acompanhamento da Safra Brasileira de Grãos, décimo primeiro levantamento, safra 2021/22, setembro. **CONAB** 9(11), Brasília, DF, 88p.
- COSTAMILAN, L.M. (2012) Soja: resultados de pesquisa 2011/2012. Passo Fundo: **Embrapa trigo** 80p.
- DAVIS, E.L.; MEYERS, D.M.; BURTON, J.W.; BARKER, K.R. (1998) Resistance to root-knot, reniform, and soybean cyst nematodes in selected soybean breeding lines. **Journal of Nematology** 30(4s), pp. 530-541.
- DE BRIDA, A.L.; CASTRO, B.M.C.; ZANUNCIO, J.C.; SERRÃO, J.E.; WILCKEN, S. R.S. (2018) Wheat and sorghum cultivars for the management of *Meloidogyne enterolobii*. **Nematology** 20, pp. 169-173.
- DEVTRAN, Z.; BAYSAL, Ö. (2018) Induction of resistance to *Meloidogyne incognita* by DL-Beta amino butyric acid under salt stress condition. **Australasian Plant Disease Notes** 13(1), 20p.

- DIAS, W.P.; FREITAS, V.M.; RIBEIRO, N.R.; MOITA, A.W.; CARNEIRO, R.M.D.G. (2010a) Reação de genótipos de milho a *Meloidogyne mayaguensi* e *M. ethiopica*. **Nematologia Brasileira** 34(2), pp. 98-105.
- DIAS, W.P.; FREITAS, V.M.; RIBEIRO, N.R.; MOITA, A.W.; HOMECHINS, M.; PARPINELLI, N.M.B.; CARNEIRO, R.M.D.G. (2010b) Reação de Genótipos de Soja a *Meloidogyne enterolobii* e *M. ethiopica*. **Nematologia Brasileira** 34(4), pp. 220-225.
- DUBIELA, C.; MONTECELLI, T.D.N.; LAZZARI, F.; SOUTO, E.R.; SCHUSTER, I. (2019) Development and validation of SNP assays for the selection of resistance to *Meloidogyne incognita* in soybean. **Crop Breeding and Applied Biotechnology** 19, pp. 102-109.
- ELLING, A.A. (2013) Major emerging problems with minor *Meloidogyne* species. **Phytopathology** 103, pp. 1092-1102. doi: 10.1094/phyto-01-13-0019-rvw.z.
- EL-SAPPAH, A.H.; ISLAN, M.M; EL-AWADY, H.H.; YAN, S.; QI, S.; LIU, J.; CHENG, G.; LIANG, Y. (2019) Tomato natural resistance genes in controlling the root-knot nematode. **Genes** 10, 925p. doi: 10.3390/genes10110925.
- EMBRAPA. (2021) Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária, Tecnologias de Produção de Soja Região Central do Brasil (Sistemas de Produção). Londrina: **Embrapa**.
- FARGETTE, M.; BRAAKSMA, R. (1990) Use of the esterase phenotype in the taxonomy of the genus *Meloidogyne*. 3. A study of some 'B' race lines and their taxonomic position. **Revue de Nématologie** 13, pp. 375-386.
- FAVERY, B.; DUBREUIL, G.; CHEN, M.S.; GIRON, D.; ABAD, P. (2020) Gall-inducing parasites: convergent and conserved strategies of plant manipulation by insects and nematodes. **Annual Review of Phytopathology** 58, pp. 01-22. doi: 10.1146/annurev-phyto-010820-012722.
- FERRAZ, L.C.B.; ASMUS, G.L.; CARNEIRO, R.G.; MAZAFFERA, P.; SILVA, J.F.V. (2001) Relações parasito-hospedeiro nas meloidoginoses da soja. **EMBRAPA-SOJA** 127p.
- FERRAZ, S.; FREITAS, L.G.; LOPES, E.A; DIAS-ARIEIRA, C.R. (2010) **Manejo Sustentável de Fitonematoides**, Ed. UFV, Viçosa, MG, 306p.
- FORGHANI, F.; HAJIHASSANI, A. (2020) Recent advances in the development of environmentally benign treatments to control root-knot nematodes. **Frontiers in Plant Science** 11, 1125p. doi: 10.3389/fpls.2020.01125.
- FOSU-NYARKO, J.; JONES, M.G.K. (2016) Advances in understanding the molecular mechanisms of root lesion nematode host interactions. **Annual Review of Phytopathology** 54, 253-278.
- FOURIE, H.; MIENIE, C.M.; MC DONALD, A.H.; DE WAELE, D. (2008) Identification of genetic markers associated with *Meloidogyne incognita* race 2

resistance in soybean (*Glycine max* L. Merr). **Nematology** 10(5), pp. 651-661. doi: 10.1163/156854108785787235.

FREITAS L.G.; OLIVEIRA, R.D.L.; FERRAZ, S. (2001) Introdução à Nematologia. **Editora UFV**, Viçosa, MG, 84p.

FREITAS, V.M.; SILVA, J.G.P.; GOMES, C.B.; CASTRO, J.M.C.; CORREA, V.R.; CARNEIRO, R.M.D.G. (2017) Host status of selected cultivated fruit crops to *Meloidogyne enterolobii*. **European Journal of Plant Pathology** 148, pp. 307-319. doi: 10.1007/s10658-016-1090-8.

FUGANTI, R.; BENEVENTI, M.A.; SILVA J.F.V.; ARRIAS, C.A.A.; MARIN, S.R.R.; BINNECK E.; NEPOMUCENO, A.L. (2004) Identificação de marcadores moleculares de microssatélites para a seleção de genótipos de soja resistente *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira** 28, pp. 125-130.

GALBIERI, R.; DAVIS, R.F.; SCOZ, L.B.; BELOT, J.L.; SKANTAR, A.M. (2020) First report of *Meloidogyne enterolobii* on cotton in Brazil. **Plant Disease** 104(8), pp. 2295-2295. doi: 10.1094/PDIS-02-20-0365-PDN.

GOMES, V.M.; SOUZA, R.M.; ALMEIDA, A.M.; DOLINSKI, C. (2014) Relationships between *M. enterolobii* and *F. solani*: spatial and temporal dynamics in the occurrence of guava decline. **Nematoda** 1, e01014, pp. 01-05. doi: 10.4322/nematoda.01014.

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

GOSS, C.R. (2008) Plant parasite nematode of coffee. **Springer, Netherlands**. doi: 10.1007/978-1-4020-8720-2. Disponível em: <https://journals.flvc.org/nematropica/article/view/64399>.

HA, B.; BENNETT, J.B.; HUSSEY, R.S.; FINNERTY, S.L.; BOERMA, H.R. (2004) Pedigree analysis of a major QTL conditioning soybean resistance to southern root-knot nematode. **Crop Science Society** 40, pp. 758-763.

HA, B.K.; HUSSEY R.S.; BOERMA, H.R. (2007) Development of SNP assays for marker assisted selection of two southern root-knot nematode Resistance QTL in soybean. **Crop Science Society** 1, pp. 73-82.

HAIJHASSANI, A.; RUTTER, W. B.; SCHWARZ, T.; WOLDEMESKEL, M.; ALI, M. E.; HAMIDI, N. (2019) Characterization of resistance to major tropical root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) in *Solanum sisymbriifolium*. **Phytopathology** 110, pp. 666–673. doi: 10.1094/PHYTO-10-19-0393-R.

HARTMAN, G.L.; WEST, E.D.; HERMAN, T.K. (2011) Crops that feed the World 2. Soybean - worldwide production, use, and constraints caused by pathogens and pests. **Food Security** 3, pp. 5-17.

- HAYDOCK, P.P.J.; WOODS, S.R.; GROVE, I.G.; HARE, M.C. (2013) Chemical control of nematodes. In: PERRY, R.N.; MOENS, M. (Eds) Plant nematology (2), **CAB International**, Wallingford, UK, pp. 392-410.
- HOLTERMAN, M.; KARSSSEN, G.; VAN DEN ELSEN, S.; VAN MEGEN, H.; BAKKER, J.; HELDER, J. (2009) Small subunit rDNA-based phylogeny of the Tylenchida sheds light on relationships among some high-impact plant-parasitic nematodes and the evolution of plant feeding. **Phytopathology** 99, pp. 227-235.
- 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** 59, pp. 447-455.
- HUSSEY, R.S.; BARKER, K.R. (1973) A comparison of methods collecting inocula of *Meloidogyne* spp. including a new technique. **Plant Disease Reporter** 57, pp. 1025-1028.
- JEGADEESAN, S.; YU, K. (2020) Food grade soybean breeding, current status and future directions. E-book, **IntechOpen**, cap.4, pp. 51-78. doi: 10.5772/intechopen.92069.
- JENKINS, J.N.; MCCARTY, J.C.; WUBBEN, M.J.; HAYES, R.; GUTIERREZ, O.A.; CALLAHAN, F.; DENG, D. (2012) SSR markers for marker assisted selection of root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*) resistant plants in cotton (*Gossypium hirsutum* L). **Euphytica** 183, pp. 49-54.
- JONES, J.T.; HAEGEMAN, A.; DANCHIN, E.G.; GAUR, H.S.; HELDER, J.; JONES, M.G.; KIKUCHI, T.; MANZANILLA-LÓPEZ, R.; PALOMARES-RIUS, J.E.; WESEMAEL, W.M. (2013) Top 10 plant-parasitic nematodes in molecular plant pathology. **Molecular Plant Pathology** 14, pp. 946-961.
- JUHÁSZ, A.C.P.; PÁDUA, G.P.; WRUCK, D.S.M.; FAVORETO, L.; RIBEIRO, N.R. (2013) Desafios fitossanitários para a produção de soja. **Informe Agropecuário** 34, pp. 66-75.
- KARSSSEN, G.; LIAO, J.L.; KAN, Z.; HEESE, E. VAN; NIJS L. DEN. (2012) On the species status of the root-knot nematode *Meloidogyne mayaguensis* Rammah & Hirschmann, 1988. **ZooKeys** 181, pp. 67-77. doi:10.3897/zookeys.181.2787.
- KAUR, R.; BRITO, J.A.; DICKSON, D.W.; STANLEY, J.D. (2006) First report of *Meloidogyne mayaguensis* on *Angelonia angustifolia*. **Plant Disease** 90(8), pp. 1113. doi: 10.1094/PD-90-1113A.
- KIRSCH, V.G. (2016) Fitonematoides na cultura da soja: levantamento, caracterização de espécies e reação de cultivares a *Meloidogyne* spp. **Dissertação de Mestrado**. Universidade Federal de Santa Maria, Frederico Westphalen, 86p.
- KUMAR, Y.; YADAV, B.C (2020) Plant-parasitic nematodes: Nature's most successful plant parasite. **International journal of research and review** 7(3), pp. 379-386.

- LI, Z.L.; JAKKULA, R.S.; HUSSEY, J.P.; TAMULONIS, H.R.; BOERMA, H.R. (2001) SSR mapping and confirmation of the QTL from PI96354 conditioning soybean resistance to shouthern root – knot nematode. **Theoretical and Applied Genetics** 103, pp. 1167-1173.
- LIMA; F.S.O; CORREA, V.R.; NOGUEIRA, S.R.; SANTOS, P.R.R. (2017) Nematodes affecting soybean and sustainable practices for their management. In: Soybean - the basis of yield. **Biomass and Productivity InTech**, pp. 95-110.
- LOPES, E.A.; FERRAZ, S. (2016) Importância dos fitonematoides na agricultura. In: OLIVEIRA, C. M. G.; SANTOS, M. A.; CASTRO, L. H. S. (Orgs.). Diagnose de fitonematoides. **Millennium** 1, Campinas, SP, 14p.
- LUZZI, B.M.; BOERMA, H.R.; HUSSEY, R.S. (1987) Resistance to three species of root-knot nematode in soybean. **Crop Science** 27, pp. 258-262. doi: 10.2135/cropsci1987.0011183X002700020027x.
- MACHADO A.C.Z. (2015) Praga custa R\$ 35 bilhões ao agronegócio brasileiro. In: **Revista Agrícola**, vol. 24. Pedrinhas Paulista.
- MACHADO, A.C.Z.; ITO, D.S., SILVA, S.A.D.; DORIGO, O.F. (2013) Agressividade de populações de *Meloidogyne paranaensis* em cafeeiro ‘Mundo Novo’. In: VIII Simpósio de Pesquisa dos Cafés do Brasil, Salvador – BA. **Anais... VIII Simpósio de Pesquisa dos Cafés do Brasil**, Salvador – BA.
- MAKUMBI-KIDZA, N.N.; SPEIJER, P.R.; SIKORA, R.A. (2000) Effects of *Meloidogyne incognita* on growth and storage-root formation of cassava (*Manihot esculenta*). **Journal of Nematology** 32, pp. 475-477. PMID:19270997.
- MANTELIN, S.; BELLAFIORE, S.; KYNDT, T. (2017) *Meloidogyne graminicola*: a major threat to rice agriculture. **Molecular Plant Pathology** 18, pp. 03-15.
- MAZZETTI, V.C.G.; VISINTIN, G.L; VALÉRIO, I.P.; CAMERA, J.N.; DEUNER, C.C.; SOARES, P.L.M. (2019) Reaction of soybean cultivars to *Meloidogyne javanica* and *Meloidogyne incognita*. **Revista Ceres** 66(3), pp. 220-225.
- MEDIC, J.; ATKINSON, C.; HURBURGH, C.R.J. (2014) Current knowledge in soybean composition. **Journal of the American Oil Chemists' Society** 91, pp. 363-384. doi: 10.1007/s11746-013-2407-9.
- MENDES, M.L.; CAMILO, O.C.; VICENTE, F.R.; RODRIGUEZ, P.B.N. (2001) Reação de genótipos de soja [*Glycine max* (L.) Merrill] a *Meloidogyne javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949. **Nematologia Brasileira** 25, pp. 89-93.
- MIENIE, C.M.S.; FOURIE, H.; SMIT, M.A.; VAN STADEN, J.; BOTHA, F.C. (2002) Identification of AFLP markers on soybean linked to resistance to *Meloidogyne javanica* and conversion to Sequence Characterized Amplified Regions (SCARs). **Plant Growth Regulation** 37, pp. 157-166.

- MIN, Y.Y.; TOYOTA, K.; SATO, E. (2012) A novel nematode diagnostic method using the direct quantification of major plant-parasitic nematodes in soil by real-time PCR. **Nematology** 14, pp. 265-276. doi: 10.1163/156854111x601678.
- MIRANDA, D.M.; FAVORETO, L.; RIBEIRO, N.R. (2011) Nematoides – um desafio constante. **Boletim de Pesquisa da Soja 2011**, Rondonópolis, n. 15, pp. 400-414.
- 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, **CAB International**, Wallingford, UK, pp. 01-17.
- MOURA, R.M.; MOURA, A.M. (1989) Meloidoginose da goiaba: doença de alta severidade no estado de Pernambuco, Brasil. **Nematologia Brasileira** 13, pp.13-19.
- MÜLLER, L. T. (1981) Taxonomia e morfologia. In: MIYASAKA, S.; MEDINA, J.C. (Eds) A soja no Brasil, **Instituto de Tecnologia de Alimentos**, Campinas, SP, pp. 65-104.
- NGUYEN, C.N.; PERFUS-BARBEOCH, L.; QUENTIN, M.; ZHAO, J.; MAGLIANO, M.; MARTEU, N.; et al. (2018) A root-knot nematode small glycine and cysteine-rich secreted effector, MiSGCR1, is involved in plant parasitism. **New Phytologist** 217, pp. 687-699. doi: 10.1111/nph.14837.
- NICOL, J.M.; TURNER, S.J.; COYNE, D.L.; DEN NIJS, L.; HOCKLAND, S.; TAHNA MAAFI, Z. (2011) Current nematode threats to world agriculture. In: JONES, J.; GHEYSEN, G.; FENOLL, C. (Eds) Genomics and molecular genetics of plant-nematode interactions. **Springer International Publishing AG**, Heidelberg, Germany, pp. 21-43.
- NOLING, J.W. (2015) Fumigants registered for vegetable crop use in Florida. Gainesville, FL: **University of Florida Institute of Food and Agricultural Sciences**. ENY-064.
- NYCZEPIR, A.P.; THOMAS, S.H. (2009) Current and future management strategies in intensive crop production systems. In: PERRY, R. N.; MOENS, M.; STARR, J. L. (Eds) **Root-knot nematodes**. **CAB International**, Wallingford, pp. 412-443.
- OLIVEIRA NETO, S.S.O.; NUNES, J.G.S.; SOUZA, M.; CALANEGO, J.C. (2020) Soybean crop: A review on the biotechnological advances and expectation for modern cultivars. **Journal of Agricultural Studies** 8(1), pp. 194-207. doi:10.5296/jas.v8i1.15777.
- OLIVEIRA, C.M.G.; ROSA, J.M.O.; GIORIA, R.; BRAGA, K.R.B. (2018) Nematoides. In: BRANDÃO FILHO, J.U.T.; FREITAS, P.S.L.; BERIAN, L O.S.; GOTO, R. (Eds) Hortaliças-fruto (online), **EDUEM**, Maringá, PR, pp. 315-338. doi: 10.7476/9786586383010.0011.
- OOSTENBRINK, M. (1966) Major characteristics of the relation between nematodes and plants. **Mendelingen Landbouwhoge school Wageningen** 6, pp. 01-46.

- OYEKANMI, E.O.; FAWOLE, B. (2010) Nematodes of soybean and their management. In: SINGH, G. (Ed.). *The Soybean: botany, production and uses*. **CAB International**, Oxfordshire, pp. 325-344.
- PASSIANOTTO, A.; SONAH, H.; DIAS, W.P.; MARCELINO-GUIMARÃES, F.C.; BELZILE F.; ABDELNOOR, R.V. (2017) Genome-wide association study for resistance to the southern root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*) in soybean. **Molecular Breeding** 37, pp. 148. doi: 10.1007/s11032-017-0744-3.
- PEREIRA, F.O.M.; SOUZA, R.M.; SOUZA, P.M.; DOLINSKI, C.; SANTOS, G.K. (2009) Estimativa do impacto econômico e social direto de *Meloidogyne mayaguensis* na cultura da goiaba no Brasil. **Nematologia Brasileira** 33 (2), pp. 176-180.
- PHILBRICK, A.N.; ADHIKARI, T B.; LOUWS, F.J.; GORNY, A.M. (2020) *Meloidogyne enterolobii*, a major threat to tomato production: current status and future prospects for Its management. **Frontiers in Plant Science** 11:606395. doi: 10.3389/fpls.2020.606395.
- PINHEIRO, J.B.; BOITEUX, L.S.; ALMEIDA, M.R.A.; PEREIRA, R.B.; GALHARDO, L.C.S.; CARNEIRO, R.M.D.G. (2015) Primeiro relato de *Meloidogyne enterolobii* em porta-enxertos *Capsicum* transportando os *Me1* e *Me3 / ME7* genes no Brasil central. **Nematopica** 45, pp. 184-188.
- RAMALHO, M.A.P.; FERREIRA, D.F.; OLIVEIRA, A.C. (2005) Experimentação em genética e melhoramento de plantas. **UFPA**, Lavras, MG, 305p.
- RANDIG, O.; DEAU, F.; SANTOS, M.F.A.; TIGANO, M.; CARNEIRO, R.M.D.G.; CASTAGNONE-SERENO. P. (2009) A novel species-specific satellite DNA family in the invasive root-knot nematode *Meloidogyne mayaguensis* and its potential use for diagnostics. **European Journal of Plant Pathology** 125(3), pp. 485-495.
- ROBERTS, P.A. (2002) Concepts and consequences of resistance. In: STARR, J.L.; COOK, R.; BRIDGE, J. (Eds). *Plant resistance to parasitic nematodes*. **CAB International**, Wallingford, UK, pp.23-42.
- ROSA, J.M.; WESTERICH, J.N.; WILCKEN, S.R.S. (2015) *Meloidogyne enterolobii* reproduction on vegetable crops and plant used as green manure. **Revista Ciência Agrônômica** 46(4), pp. 826-835. doi: 10.5935/1806-6690.20150071.
- SANTOS, D.; ABRANTES, I.; MALEITA, C. (2019) The quarantine root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* - a potential threat to Portugal and Europe. **Plant Pathology** 68(9), pp. 1607-1615.
- SCHMUTZ, J.; CANNON, S.B.; SCHLUETER, J.; MA, J.; MITROS, T., NELSON, W.; HYTEN, D.L.; SONG, Q.; THELEN, J.J.; CHENG, J.; XU, D.; HELLSTEN, U.; MAY, G. D.; YU, Y.; SAKURAI, T.; UMEZAWA, T. BHATTACHARYYA, M.K.; SANDHU, D.; VALLIYODAN, B.; LINDQUIST, E.; PETO, M.; GRANT, D.; SHU, S.; GOODSTEIN, D.; BARRY, K.; FUTRELL-GRIGGS, M.; ABERNATHY, B.; DU, J.; TIAN, Z.; ZHU, L.; GILL, N.; JOSHI, T.; LIBAULT, M.; SETHURAMAN, A.; ZHANG, X. C.; SHINOZAKI, K.; NGUYEN, H.T.; WING, R.A.; CREGAN, P.; SPECHT, J.; GRIMWOOD, J.; ROKHSAR, D.; STACEY, G.; SHOEMAKER, R.C.;

JACKSON, S.A. (2010) Genome sequence of the palaeopolyploid soybean. **Nature** 463, pp.178-83.

SCHUSTER I. (2011) Marker-assisted selection for quantitative traits. **Crop Breeding and Applied Biotechnology** 1, pp. 50-55.

SCHWARZ, T. (2019) Distribution, virulence, and sweet potato resistance to *Meloidogyne enterolobii* in North Carolina. **Dissertação de mestrado**, Faculdade de Graduação da Universidade Estadual da Carolina do Norte, Raleigh, NC 84.

SEID, A.; FININSA, C.; MEKETE, T.; DECRAEMER, W.; WESEMAEL, W.M.L. (2015) Tomato (*Solanum lycopersicum*) and root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) - a century-old battle. **Nematology** 17, pp. 995-1009. doi: 10.1163/15685411-00002935.

SHAH, M.M.; MAHAMOOD, M. (2017) Introductory Chapter: Nematodes - A Lesser-Known Group of Organisms. **Nematology - Concepts, Diagnosis and Control**, 1. doi: 10.5772/intechopen.68589.

SHARMA, T.R.; RAI, A.K.; GUPTA, A.K.; VIJAYAN, J.; DEVANN, B.N.; RAY, S. (2012) Rice blast management through host-plant resistance: retrospect and prospects. **Agricultural Research** 1, pp.37-54.

SHEARIN, Z.P.; FINNERTY, S.L. WOOD, E.D.; HUSSEY, R.S.; BOERMA, H.R. (2009) A southern root-knot nematode resistance QTL linked to the locus in soybean. **Crop Science** 49, 467p.

SILVA, E.M.; SOUZA POLLO, A.; NASCIMENTO, D.D.; FERREIRA, R.J.; DUARTE, S.R.; FERNANDES, J.P.P.; SOARES, P.L.M. (2021) First report of root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* infecting sweetpotato in the state of Rio Grande do Norte, Brazil. **Plant Disease** 105, 1571p. doi: 10.1094/PDIS-11-20-2472-PDN.

SILVA, J.C.O.; TERRA, W.C.; FREIRE, E.S.; CAMPOS, V.P.; CASTRO, J.M.C.E. (2014) Aspectos gerais e manejo de *Meloidogyne enterolobii*. In: NEFIT, **Suprema**, São Carlos, SP, pp. 59-74.

SILVA, J.F.V.; FERRAZ, L.C.C.B.; ARIAS, C.A. (2001) Herança da resistência a *Meloidogyne javanica* em soja. **Nematropica** 31, pp. 209-217.

SILVA, R.A.; SERRANO, M.A.S.; INOMOTO, M.M.; ASMUS, G.L. (2004) Distribuição, dinâmica populacional e danos provocados por *Meloidogyne incognita*, *Rotylenchulus reniformis* e *Pratylenchus brachyurus* na cultura do algodoeiro no estado do Mato Grosso. **UNIVAG Centro Universitário**, Várzea Grande, MT, 40p.

SILVA, S. D.; CARNEIRO, R. M. D. G.; FARIA, M., SOUZA, D. A.; MONNERAT, R. G.; LOPES, R. B. (2017) Evaluation of *Pochonia chlamydosporia* and *Purpureocillium lilacinum* for suppression of *Meloidogyne enterolobii* on tomato and banana. **Journal of Nematology** 49, pp. 77-85. doi: 10.21307/jofnem-2017-047.

SONG, J.Y.; PIAO, X.M.; CHOI, Y.M.; LEE, G.A.; CHUNG, J.W.; LEE, J.R.; JUNG, Y.; PARK, H.J.; LEE, M.C. (2013) Evaluation of genetic diversity and comparison of

biochemical traits of soybean (*Glycine max* L.) germplasm collections. **Plant Breeding and Biotechnology** 4, pp. 374-384.

SOUZA, C.F.B.; GALBIERI, R.; BELOT, J.L.; NEGRI, B. F.; PERINA, F.J.; CARES, J.E.; CARNEIRO, R.M.D.G. (2022) Occurrence of a new race of *Meloidogyne enterolobii* and avirulent *M. incognita* populations parasitizing cotton in western Bahia state, Brazil. **Physiological and Molecular Plant Pathology** 121, 101874, ISSN 0885-5765. <https://doi.org/10.1016/j.pmpp.2022.101874>.

SUBBOTIN, S.A.; PALOMARES-RIUS, J.E.; CASTILLO, P. (2021) Systematics of Root-Knot Nematodes (Nematoda: Meloidogynidae). In: HUNT, D. J.; PERRY, R.N. (Eds) Nematology Monographs and Perspectives, **The Netherlands**, Leiden, Brill (in press).

SURESH, P.; POORNIMA, K.; KALAIARSAN, P.; NAKKEERAN, S.; VIJAYAKUMAR, R.M. (2019) Characterization of guava root-knot nematode, *Meloidogyne enterolobii* occurring in Tamil Nadu, India. **International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences** 8, pp. 1987-1998. doi: 10.20546/ijcmas.2019.809.230.

TAMULONIS, J.P.; LUZZI, B. M.; HUSSEY, R. S.; PARROTT, W. A.; BOERM, H. R. (1997) DNA markers associated with resistance to javanese root-knot nematode in soybean. **Crop Science** 37, pp. 783-788.

TAYLOR, A.L. (1967) Introduction to research on plant nematology: a FAO guide to study and control of the plant parasitic nematodes. **Rome**: Food and Agricultural Organization of the United Nations, 113p.

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

TEIXEIRA, R.A. (2013) Reação de cultivares de soja a *Meloidogyne incognita* e *M. javanica*. **Tese de doutorado** - Universidade Federal de Goiás, Escola de Agronomia, 60p.

TIGANO, M.; SIQUEIRA, K.; CASTAGNONE-SERENO, P.; MULET, K.; QUEIROZ, P.; SANTOS, M.; TEIXEIRA C.; ALMEIDA, M.; SILVA, J.; CARNEIRO, R. (2010) Genetic diversity of the root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* and development of a SCAR marker for this guava-damaging species. **Plant Pathology** 59(6), pp. 1054-1061.

TIHOHOD; D.; FERRAZ, L.C.C.B.; VERDELHO, M.A.R. (1988) Avaliação da resistência de cultivares de soja a *Meloidogyne javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949. **Nematologia Brasileira** 12, pp. 141-148.

TRIGIANO, R.N.; WINDHAM, M.T.; WINDHAM, A.S. (2010) Fitopatologia: conceitos e exercícios de laboratório, 2 ed. **Artmed**, Porto Alegre, RS, 576p.

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

- TRUONG, N.M.; NGUYEN, C.N.; ABAD, P.; QUENTIN, M.; FAVERY, B. (2015) Function of root-knot nematode effectors and their targets in plant parasitism. **Advances in Botanical Research** 75, pp. 293-324. doi: 10.1016/bs.abr.2014.12.010.
- VAN MEGEN, H.; AN DEN ELSSEN, S.; HOLTERMAN, M.; KARSSSEN, G.; MOOYMAN, P.; BONGERS, T.; HOLOVACHOV, O.; BAKKER, J.; HELDER, J. (2009) A phylogenetic tree of nematodes based on about 1200 full-length small subunit ribosomal DNA sequences, **Nematology** 11, pp.927-950.
- VIEIRA, P.; GLEASON, C. (2019) Plant-parasitic nematode effectors-insights into their diversity and new tools for their identification. **Current Opinion in Plant Biology** 50, pp. 37-43. doi: 10.1016/j.pbi.2019.02.007.
- WUBBEN, M.J.; CALLAHAN, F.E.; SCHEFFLER, B.S. (2010) Transcript analysis of parasitic females of the sedentary semi-endoparasitic nematode *Rotylenchulus reniformis*. **Molecular and Biochemical Parasitology** 172 (1), pp. 31-40. doi: 10.1016/j.molbiopara.2010.03.011.
- XIANG, N.; LAWRENCE, K.S.; DONALD, P.A. (2018) Biological control potential of plant growth-promoting rhizobacteria suppression of *Meloidogyne incognita* on cotton and *Heterodera glycines* on soybean: A review. **Journal of Phytopathology** 166, pp. 449-458. doi: 10.1111/jph.12712.
- XU, J.; LIU, P.; MENG, Q.; LONG, H. (2004) Characterization of *Meloidogyne* species from China using isozyme phenotypes and amplified mitochondrial DNA restriction fragment length polymorphism. **European Journal of Plant Pathology** 110, pp. 309-315.
- YANG, B.; EISENBACK J.D. (1983) *Meloidogyne enterolobii* n. sp. (*Meloidogynidae*), a root-knot nematode parasitizing Pacara Earpod tree in China. **Journal of Nematology** 15, pp. 381-391.
- YE, W M.; KOENNING, S.R.; ZHUO, K.; LIAO, J.L. (2013) First report of *Meloidogyne enterolobii* on cotton and soybean in North Carolina, United States. **Plant Disease** 97(9), p. 1262. doi: 10.1094/PDIS-03-13-0228-PDN.
- YE, W.; KOENNING, S.R.; ZENG, Y.; ZHUO, K.; LIAO, J. (2021) Molecular characterization of an emerging root-knot nematode *Meloidogyne enterolobii* in North Carolina, USA. **Plant Disease** 105, pp. 819-831. doi: 10.1094/PDIS-04-20-0816-RE.
- ZASADA, I.A.; HALBRENDT, J.M.; KOKALIS-BURELLE, N.; LAMONDIA, J.; MCKENRY, M.V.; NOLING, J.W. (2010) Managing nematodes without methyl bromide. **Annual Review of Phytopathology** 48, pp. 311-328. doi: 10.1146/annurev-phyto-073009-114425.

ANEXOS

Anexo 1 – Sintomas de galhas provocados em raiz de soja por *Meloidogyne enterolobii*, raça proveniente de goiabeira e algodoeiro. Formosa, Goiás, 2022.

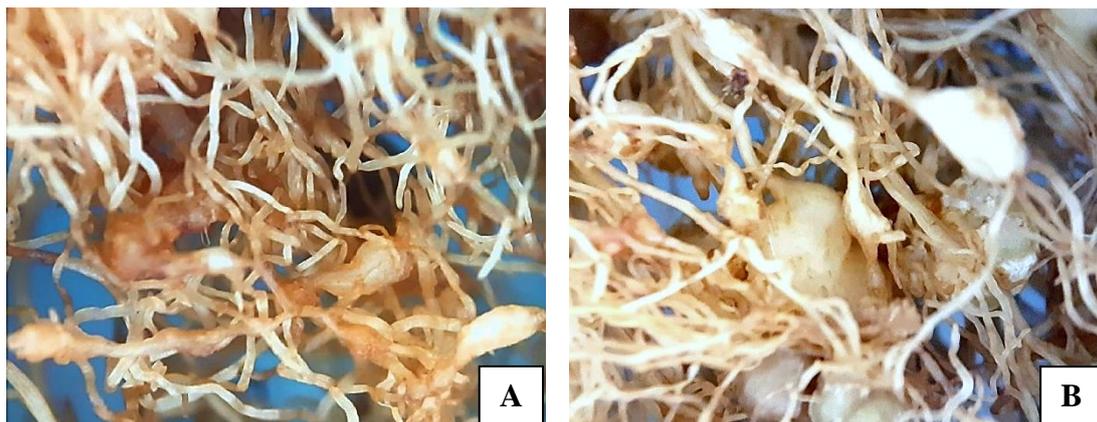


Figura 1. Cultivar ‘BMX Bônus IPRO’ apresentado sintomas do parasitismo de *Meloidogyne enterolobii*, em **A:** população de goiabeira, e a **B:** população de algodoeiro. Imagem de um ponto representativo do tecido radicular, retirada sobre a uma altura fixa padrão.

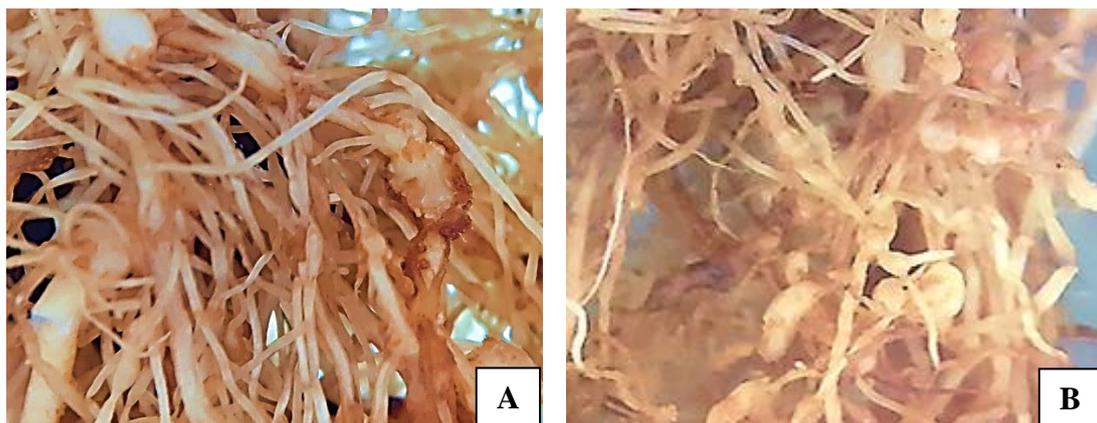


Figura 2. Cultivar ‘BMX Desafio RR’ apresentado sintomas do parasitismo de *Meloidogyne enterolobii*, em **A:** população de goiabeira, e a **B:** população de algodoeiro. Imagem de um ponto representativo do tecido radicular, retirada sobre a uma altura fixa padrão.

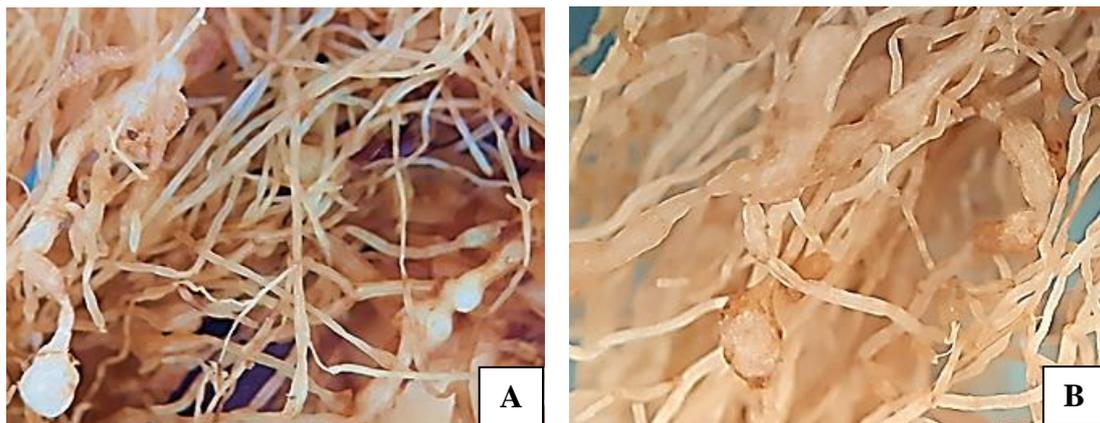


Figura 3. Cultivar ‘M 8372 IPRO’ apresentado sintomas do parasitismo de *Meloidogyne enterolobii*, em **A:** população de goiabeira, e a **B:** população de algodoeiro. Imagem de um ponto representativo do tecido radicular, retirada sobre a uma altura fixa padrão.

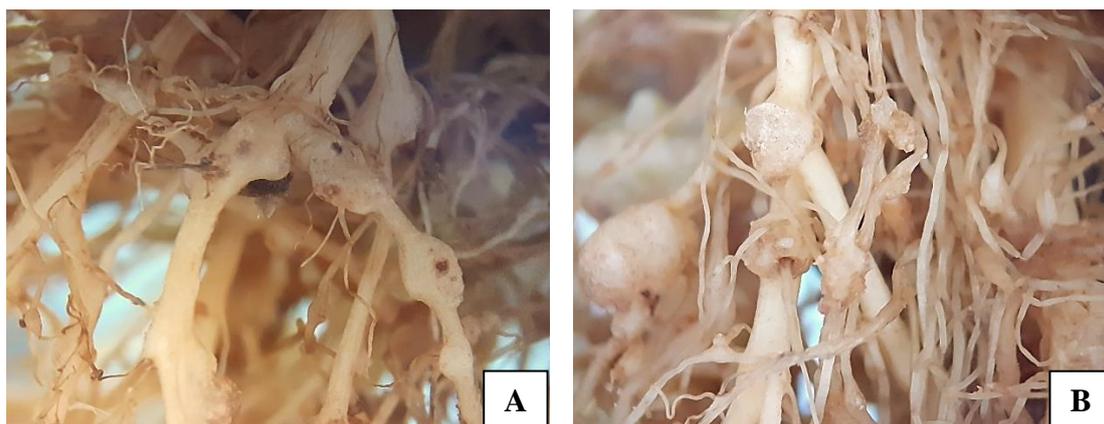


Figura 4. Cultivar ‘BRS 5980 IPRO’ apresentado sintomas do parasitismo de *Meloidogyne enterolobii*, em **A:** população de goiabeira, e a **B:** população de algodoeiro. Imagem de um ponto representativo do tecido radicular, retirada sobre a uma altura fixa padrão.