

## Fator de reprodução de *Meloidogyne javanica*, *M. incognita* e *Pratylenchus brachyurus* em variedades de sorgo, milho e girassol

Lucas Henrique Dalcin<sup>1,3</sup>, Antonio Carlos Pereira de Menezes Filho<sup>2</sup>, Ana Paula Silva Alves<sup>2,3</sup>, Yasmin Farias Silva<sup>2,3</sup>, Tiago Elias Dalcin<sup>3</sup>, Estevão Rodrigues<sup>4</sup> & Matheus Vinícius Abadia Ventura<sup>1,2</sup>

<sup>1</sup> Centro Universitário UniBRAS do Sudoeste Goiano, UniBRAS, Rio Verde, Goiás, Brasil

<sup>2</sup> Instituto Federal Goiano, IF Goiano, Rio Verde, Goiás, Brasil

<sup>3</sup> Nematlab Análises Nematológicas, Rio Verde, Goiás, Brasil

<sup>4</sup> MRE Agropesquisa· Pesquisa e Desenvolvimento de Produtos, Rio Verde, Goiás, Brasil

Correspondência: Lucas Henrique Dalcin, Nematlab, Análises Nematológicas, Rio Verde, Goiás, Brasil. E-mail: lucasdalcin10@gmail.com

Recebido: Maio 17, 2023

Aceito: Junho 16, 2023

Publicado: Novembro 01, 2023

DOI: 10.14295/bjs.v2i11.394

URL: <https://doi.org/10.14295/bjs.v2i11.394>

### Resumo

O uso de espécies agrícolas resistentes aos nematóides formadores de galhas e lesões nas raízes, em sistemas de rotação de culturas, mantém a população dos nematóides em níveis baixos, diminuindo as perdas e possibilitando o plantio de espécies mais susceptíveis. Neste estudo avaliou-se a resistência de genótipos de sorgo, milho e girassol aos nematóides de galhas *Meloidogyne javanica*, *M. incognita* e de lesões *Pratylenchus brachyurus*. Os ensaios foram conduzidos em casa de vegetação e os genótipos semeados em vasos plásticos contendo 2 L de substrato esterilizado, e inoculados com 1.600 ovos e juvenis de nematóide por vaso, dispostos em delineamento inteiramente casualizado com nove repetições. A avaliação da reprodução dos nematóides foi feita através da contagem do número de juvenis/adultos por sistema radicular e solo, calculando o Fator de Reprodução (FR = Pf/Pi). De acordo com os resultados, todos os genótipos de sorgo, milho e girassol comportaram-se como resistentes à reprodução de *M. javanica*, *M. incognita* e *P. brachyurus*. Os genótipos resistentes comerciais são indicados para uso em rotação de áreas infestadas por esses nematóides.

**Palavras-chave:** hospedeiras alternativas, nematóides de galhas, rotação de culturas, resistência, *Meloidogyne*, *Pratylenchus*.

## Reproduction factor of *Meloidogyne javanica*, *M. incognita* and *Pratylenchus brachyurus* in sorghum, millet and sunflower varieties

### Abstract

The use of agricultural species resistant to root-knotting and root-wounding nematodes, in crop rotation systems, keeps the nematode population at low levels, reducing losses and enabling the planting of more susceptible species. In this study, the resistance of sorghum, millet and sunflower genotypes to root-knot nematodes *Meloidogyne javanica*, *M. incognita* and *Pratylenchus brachyurus* was evaluated. The tests were conducted in a greenhouse and the genotypes sown in plastic pots containing 2 L of sterilized substrate and inoculated with 1,600 nematode eggs and juveniles per pot, arranged in a completely randomized design with nine replications. The evaluation of nematode reproduction was performed by counting the number of juveniles/adults per root system and soil, calculating the Reproduction Factor (FR = Pf/Pi). According to the results, all sorghum, millet and sunflower genotypes behaved as resistant to the reproduction of *M. javanica*, *M. incognita* and *P. brachyurus*. Commercial resistant genotypes are indicated for use in rotation of areas infested by these nematodes.

**Keywords:** alternative hosts, root-knot nematodes, crop rotation, resistance, *Meloidogyne*, *Pratylenchus*.

### 1. Introdução

O Brasil é um dos maiores produtores de grãos do mundo (Cintra et al., 2020), sendo referência principalmente

para as culturas de soja, milho, cana-de-açúcar e algodão (Alves et al., 2006). A cultura da soja é de tal importância que de acordo com a Companhia Nacional de Abastecimento (Conab, 2021), na safra 2020/2021 o Brasil produziu cerca de 135,9 milhões de toneladas de soja, aumento de 8,9% em relação à safra 2019/20, sendo o maior produtor mundial desse grão, onde ultrapassou inclusive grandes potências, como os Estados Unidos.

Dentre o ciclo produtivo brasileiro, outras culturas são de suma importância, pois além da produção, atuam como plantas de cobertura, que são fundamentais para a sustentabilidade da produção agrícola no Brasil (Bonjorno et al., 2010). Além de protegerem o solo contra a erosão e a lixiviação de nutrientes, onde diferentes culturas também podem contribuir para a melhoria da fertilidade do solo e a redução do uso de insumos químicos. O papel importante nesse sistema é representado pelas raízes das plantas de cobertura que desempenham papel importante nesse processo, uma vez que, podem aumentar a porosidade e a capacidade de armazenamento de água no solo, além de promoverem a ciclagem de nutrientes e a fixação biológica de Nitrogênio (Doneda et al., 2012; Salomão et al., 2020).

Existem várias culturas que são utilizadas como plantas de cobertura no Brasil, como o milheto, a crotalária, o nabo forrageiro, o tremoço, entre outras. Cada cultura tem características específicas que podem contribuir para a melhoria do solo e do sistema produtivo como um todo. Além disso, as plantas de cobertura também podem ser utilizadas como forragem para alimentação animal, o que pode gerar uma fonte adicional de renda para os agricultores na “safrinha do boi” (Carvalho et al., 2020; Timossi et al., 2021; Novara et al., 2021).

Tão importante quanto a parte aérea das plantas de cobertura, são as suas raízes. Os efeitos das raízes na produtividade agrícola, ainda é pouco reconhecido, embora seja sabido sobre sua importância na construção do perfil do solo. Inúmeros fitonematóides são encontrados alojados em raízes, principalmente de espécies de interesse agrícola. Esses seres são microscópicos, no entanto, atacam as plantas, principalmente suas raízes, causando danos que podem resultar em perda de produtividade ou mesmo a morte de toda uma cultura (Pedrosa et al., 2005). Esses fitonematóides se alimentam dos tecidos das raízes e liberam enzimas que causam lesões a nível celular, dificultando a absorção de nutrientes e água pela planta. Alguns fitonematóides podem permanecer no solo por muito tempo, multiplicando-se e causando danos a várias culturas agrícolas. A infestação por fitonematóides é difícil de ser controlada, uma vez que eles são diminutos e difíceis de serem detectados (Wilschut; Geisen, 2021; Lazarova et al., 2021).

Estima-se que 10,6% das perdas anuais da produção internacional de soja são causadas por nematóides. A importância econômica dos nematóides no país é tamanha que o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), inseriu quatro espécies (*Meloidogyne incognita*, *Meloidogyne javanica*, *Heterodera glycines* e *Pratylenchus brachyurus*) na lista de pragas consideradas de maior risco fitossanitário para o agronegócio (Moresco, 2016).

Dentro do gênero *Meloidogyne*, aproximadamente 100 espécies são conhecidas e a maioria possui ampla gama de hospedeiros. No Brasil, várias espécies têm sido relatadas em associação às principais plantas cultivadas, mas *M. incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii* esta última pouco importante, são reconhecidamente as espécies mais importantes, principalmente em função dos prejuízos causados e da ampla distribuição geográfica. Afeta culturas tais como soja, algodão, feijão, cana-de-açúcar, tabaco e café, além de plantas forrageiras, hortaliças, frutíferas e podem se multiplicar em plantas daninhas (Pereira et al., 2022; Machado et al., 2022; Sikandar et al., 2023).

As espécies do gênero *Pratylenchus*, especialmente *Pratylenchus brachyurus* e *P. penetrans*, que compõem os nematoides das lesões radiculares, são um grupo que merece atenção, sendo reconhecido mundialmente como um dos maiores problemas em culturas de grande importância econômica (Bucki et al., 2020; Jesus et al., 2023).

No Brasil, existem cerca de 70 espécies do gênero *Pratylenchus* distribuídas no país, e esses nematoides são parasitas de várias espécies vegetais importantes, como soja, milho, algodão, trigo, arroz, entre outras (Pinheiro et al., 2020; Jesus et al., 2023). Algumas espécies de *Pratylenchus* são consideradas patógenos de ampla distribuição geográfica, causando danos significativos à produção agrícola em várias regiões do mundo (Bucki et al., 2020).

A espécie *P. brachyurus* é uma das mais importantes e amplamente distribuídas no caso da soja, podendo causar danos significativos às raízes das plantas e reduzindo a produtividade da cultura. Portanto, é essencial monitorar e controlar a infestação desses nematóides para garantir a saúde das plantas e a produtividade das culturas afetadas (Freitas et al., 2019).

Muitas estratégias são utilizadas no controle dos nematóides, sendo os mais frequentes, a rotação de cultura, utilização de defensivos químicos, biológicos e o manejo integrado. Além disso, para suprir a crescente demanda por alimentos decorrente do aumento da população mundial, tem sido essencial uma constante busca por novos recursos tecnológicos, que permitam a obtenção de índices máximos de produtividade (Ferraz; Brown, 2016).

Neste sentido, o uso de cultivares resistentes é um dos principais métodos de controle de nematoides (Barbosa et al. 2011).

O plantio de cultivares resistentes em áreas infestadas por nematoides contribui sobre o controle de populações de nematoides na área cultivada. Por outro lado, o cultivo de variedades tolerantes aos nematoides pode levar ao aumento das populações desses organismos. As plantas tolerantes são capazes de crescer e se desenvolver mesmo na presença de nematoides, o que pode permitir que as populações desses organismos continuem a se reproduzir e se multiplicar nas raízes das plantas. Como resultado, as populações de nematoides podem aumentar ao longo do tempo, o que pode exigir a adoção de outras medidas de controle para manter a produtividade das culturas (Abd-Elgawad, 2020; Abd-Elgawad, 2021; Thompson et al., 2021).

As plantas de cobertura são utilizadas como uma estratégia de manejo para reduzir a população de nematoides no solo, uma vez que essas plantas podem afetar o ciclo de vida desses organismos (Santos et al., 2022). O fator de multiplicação é uma forma de avaliar a eficácia das plantas de cobertura no controle dos nematoides. Se o FR for menor do que 1, significa que a população de nematoides foi reduzida, indicando que as plantas de cobertura foram eficazes no controle desses organismos. Por outro lado, se o fator de multiplicação for maior do que 1, significa que a população de nematoides aumentou, indicando que as plantas de cobertura não foram eficazes no controle desses organismos (Neto et al., 2019; Mota et al., 2023).

Assim, é importante para os programas de melhoramento conhecer a reação das cultivares que se encontram em fase avançada de melhoramento, visando identificar aquelas que possam ser utilizadas em sistemas de rotação de culturas e garantam maior produtividade do campo, bem como, um baixo FR evitando a multiplicação e contaminação de novas áreas. Neste sentido, este estudo visou avaliar o FR de *M. incognita*, *M. javanica* e *P. brachyurus* em girassol, milho e sorgo em diferentes cultivares, tendo em vista que essas culturas são amplamente utilizadas como plantas de cobertura no Brasil, garantindo assim o controle da sanidade no campo e reduzir a propagação de nematoides nas áreas agrícolas.

Este estudo teve por objetivo, avaliar a resistência de genótipos de milho, sorgo e girassol à reprodução de nematoides ou FR, das seguintes espécies, *Meloidogyne javanica*, *Meloidogyne incognita*, *Pratylenchus brachyurus* em condições de casa de vegetação.

## 2. Material e Métodos

### 2.1 Local experimental

O experimento foi conduzido em casa de vegetação localizada no município de Rio Verde, Goiás, Brasil. Os ensaios foram instalados no Centro de Pesquisa Agrícola MRE - Agropesquisa- Pesquisa e Desenvolvimento de Produtos, nas coordenadas geográficas de Latitude: 17°55'18.5664"S e Longitude: 51°8'54.659"W.

### 2.2 Instalação do experimento

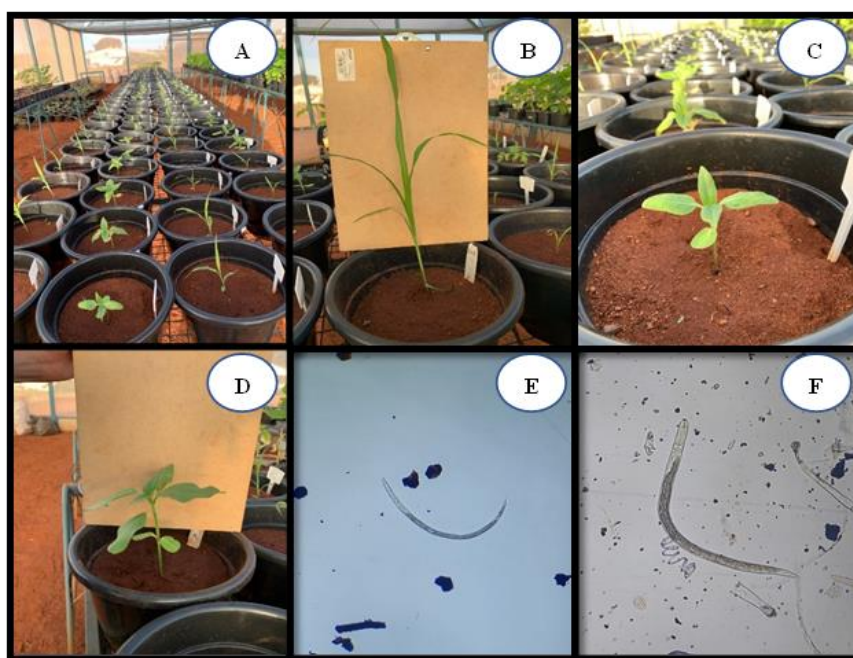
O início do experimento foi em 20/04/2022. Utilizou-se o delineamento experimental inteiramente casualizado, com nove repetições para cada material conforme (Tabela 1), onde uma repetição foi utilizada como cultura hospedeira para viabilização do inóculo. Para isso, o inóculo de *M. javanica* e *M. incognita*, foi utilizado o tomate (*Solanum lycopersicum*), cv. *Santa Clara*. Para o inóculo de *P. brachyurus*, utilizou-se soja suscetível (*Glycine max*), cv. *Bônus IPRO*. As sementes de sorgo, milho e girassol utilizadas no experimento foram fornecidas pela empresa Nuseed Brazil.

Cada repetição experimental constituiu-se de um vaso plástico de 2 L, onde foram semeadas cinco sementes em cada. O substrato utilizado foi na proporção de 2:1 (areia:solo), sendo o solo e areia esterilizados. Após a emergência, as plântulas com 5 cm de altura, realizou-se em seguida o desbaste, ficando apenas a planta com maior vigor (Figura 1, A-D). O inóculo utilizado foi obtido através de multiplicação em vasos com plantas hospedeiras dos respectivos espécimes de nematoides no laboratório Nematlab – Análises Nematológicas (privado) (Figura 1, E a F).

**Tabela 1.** Materiais utilizados no experimento de fator de reprodução (FR).

Material	Cultura	Alvo		
Nugrain 400	Sorgo	<i>M. javanica</i>	<i>M. incognita</i>	<i>P. brachyurus</i>
Nugrain 410	Sorgo	<i>M. javanica</i>	<i>M. incognita</i>	-
Alvo	Sorgo	<i>M. javanica</i>	-	-
Enforce	Sorgo	<i>M. javanica</i>	<i>M. incognita</i>	-
PAL 1085	Milheto	<i>M. javanica</i>	<i>M. incognita</i>	<i>P. brachyurus</i>
PAL1092	Milheto	<i>M. javanica</i>	<i>M. incognita</i>	<i>P. brachyurus</i>
PAL 1095	Milheto	<i>M. javanica</i>	<i>M. incognita</i>	<i>P. brachyurus</i>
Altis 99	Girassol	<i>M. javanica</i>	<i>M. incognita</i>	<i>P. brachyurus</i>
Sany 66	Girassol	<i>M. javanica</i>	<i>M. incognita</i>	<i>P. brachyurus</i>
Nusol 606	Girassol	<i>M. javanica</i>	<i>M. incognita</i>	<i>P. brachyurus</i>

Fonte: Autores, 2023.



**Figura 1.** Fotos do experimento, em (A) ensaio instalado em casa de vegetação, em (B-D) culturas experimentais utilizadas, em (E) juvenil de *Meloidogyne javanica* e em (F) adulto de *Pratylenchus brachyurus*. Fonte: Autores, 2023.

Nesse processo, os nematóides estudados foram multiplicados em vasos de 2 L, por 90 dias e sob condições ambiente. Para *M. javanica*, a cultura utilizada para multiplicação foi tomate (*Solanum lycopersicum*) e para *P. brachyurus* utilizou-se quiabo (*Abelmoschus esculentus*). Posteriormente, as plantas mantidas em vasos para multiplicação dos nematóides foram retiradas cuidadosamente, tendo as raízes lavadas, secas e processadas segundo método Coolen & D'Herde (1972), para a obtenção do inóculo. O inóculo de *M. incognita* foi doado gentilmente pelo Instituto Goiano de Agricultura – IGA, Brasil, onde foi coletado de amostras em áreas de algodoeiro com alto nível de infestação dessa espécie.

Realizou-se a inoculação dos nematóides aos 15 dias após a sementeira, na data 05/05/2022, com 500 a 1.600 ovos e juvenis (população inicial) por repetição a depender do alvo (Tabela 2). Durante a condução do ensaio, as plantas foram mantidas adequadamente irrigadas, recebendo água diariamente para garantir que não houvesse estresse hídrico, o que pode afetar o desenvolvimento das plantas e influenciar nos resultados do experimento.

**Tabela 2.** Total de nematóides inoculados em cada material.

Alvo	Total inoculado
<i>M. javanica</i>	1.320
<i>M. incógnita</i>	620
<i>P. brachyurus</i>	1.600

Fonte: Autores, 2023.

### 2.3 Análise do solo e plantio

O solo onde foi realizado o plantio, passou por análise química para garantir melhores condições sobre o desenvolvimento das plantas durante o experimento. Os dados físico-químicos da análise de solo foram: pH (CaCl<sub>2</sub>): 4,9 P (mg dm<sup>3</sup>): 2,19 K (cmol dm<sup>3</sup>): 43,0 Ca (cmol dm<sup>3</sup>): 0,97 Mg (cmol dm<sup>3</sup>): 0,32 Al (cmol dm<sup>3</sup>): 0,03 H + Al (cmol dm<sup>3</sup>): 1,40 Matéria Orgânica (MO) (mg dm<sup>3</sup>): 22,0 Carbono Orgânico (CO) (mg dm<sup>3</sup>): 12,80 Soma de Bases (SB) (cmol dm<sup>3</sup>): 1,40 Capacidade de Troca Catiônica (CTC) (cmol dm<sup>3</sup>): 2,80 V% (porcentagem de saturação por bases): 50,00% Alumínio Trocável (m%) (porcentagem de saturação por alumínio): 2,1%.

Após obtenção do laudo da qualidade de solo, foi realizada correção do mesmo com uma solução nutritiva contendo mistura balanceada de nutrientes, como Nitrogênio (N), Fósforo (P) e Potássio (K), com o objetivo de fornecer nutrientes essenciais para o desenvolvimento da cultura hospedeira. A aplicação da solução nutritiva foi fundamental para garantir que as plantas estivessem saudáveis e em boas condições durante todo o período experimental. Para a cultura do girassol, foi utilizado fertilizante NPK com formulação 10-20-20, contendo 10% de N, 20% de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> e 20% de K<sub>2</sub>O em sua composição. Para o sorgo, foi utilizado fertilizante NPK contendo 20% de N, 10% de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> e 20% de K<sub>2</sub>O em sua composição. Já para a cultura do milho, a formulação utilizada foi 15-15-15, o que significa que o fertilizante contém 15% de N, 15% de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> e 15% de K<sub>2</sub>O em sua composição.

### 2.4 Coleta e preparo das amostras

A coleta das amostras foi realizada no dia 06/06/2022, onde em seguida, foram encaminhadas ao laboratório para a realização das extrações, seguindo as metodologias analíticas da Sociedade Brasileira de Nematologia (SBN). Para a metodologia de extração do solo, foi utilizado método 'Jenkins'. Inicialmente as amostras foram peneiradas e em seguida, o material foi centrifugado com uma solução glicolítica para separação dos nematóides das outras frações de solo, segue metodologia descrita.

Foi retirado da amostra de solo uma quantidade igual a 100 cm<sup>3</sup> com auxílio de um coletor de solo (cachimbo), e em seguida, homogeneizado com 1 L de água destilada, em um becker de 2 L. Este procedimento inicial, ajuda a soltar os nematoides dos grânulos de solo. A solução é então agitada manualmente com auxílio de bastão de vidro por 2 min e deixada em repouso por 15 s. Após esse tempo, segue para o procedimento denominado de peneiramento onde o solo decantado é peneirado para separação de partículas em diferentes diâmetros. A solução é então vertida sobre uma peneira com granulometria de 100 Mesh acoplada sobre outra peneira com granulometria de 500 Mesh.

Geralmente os nematoides estão retidos nas frações com menores diâmetros (peneira com granulometria de 500 Mesh). O material obtido segue então para centrifugação. A fração obtida é então suspensa em tubos cônicos de 15 mL com uma solução aquosa de sacarose com densidade de 1,15. O tempo de centrifugação é de 1 min para que haja uma completa separação sobre as partículas mais leves das mais pesadas.

Os nematoides apresentam certo padrão sobre a solução de sacarose, sendo encontrados na lâmina d'água do tubo cônico. Assim, a camada superficial da solução de sacarose é cuidadosamente removida e vertida novamente sobre a peneira de 500 Mesh para retirar o excesso da solução de sacarose. O excesso de solução é retirada com auxílio de pisseta com água destilada, e então, o conteúdo de nematoides foi recolhido. Em seguida, o material foi analisado por microscopia óptica e micrografado (Figura 2).

Para amostras de raízes foi utilizado método Coolen & D'Herde (1972), com similaridade ao método para análise de solo 'Jenkins'. Os nematoides foram extraídos das raízes pelo método de processador doméstico, peneiramento e flutuação em centrífuga com solução de sacarose. Após a separação das matrizes de solo e raízes, segue com a lavagem das raízes em água corrente, com posterior secagem em temperatura ambiente. Após secas, as raízes são cortadas em pequenos pedaços com no máximo 5 cm, em seguida, a massa de raízes é determinada em balança

semianalítica. Após determinação da massa, as raízes são trituradas com auxílio de um processador de alimentos doméstico. A solução então, é vertida sobre as peneiras onde a inferior apresenta granulometria de 500 Mesh e a superior com 100 Mesh.

O conteúdo retido na peneira com 100 Mesh é descartado, sendo coletado apenas o material contido na peneira de 500 Mesh, recolhido com auxílio de uma pisseta contendo solução aquosa de sacarose com densidade de 1,15. Em seguida, o material recolhido foi centrifugado, a 1750 rpm durante um minuto. Após centrifugação, o material é transferido novamente na peneira de 500 Mesh e lavado com água destilada até retirar o excesso de sacarose. Após a lavagem, o material retido é coletado e analisado por microscopia óptica.

### 2.5 Análise e identificação de nematóides

Ao final dos processos descritos anteriormente, a suspensão obtida foi analisada, determinando-se a população de juvenis e/ou adultos do nematoide inoculado (Figura 2) com taxonomia identificada por Oliveira et al. (2016), encontrados nas raízes e solo, com o auxílio de lâmina de *Peters* utilizando microscópio óptico de alta resolução apocromático.



**Figura 2.** Micrografias ópticas, em (A) *Meloidogyne javanica*, indivíduo em plano frontal, em (B) vista frontal do aparelho bucal, em (C) vista frontal da cauda. Em (D) *Meloidogyne incognita*, indivíduo em plano frontal, em (E) vista frontal do aparelho bucal, em (F) vista posterior da cauda. Em (G) *Pratylenchus brachyurus*, indivíduo em plano frontal, (H) vista frontal do aparelho bucal e em (I) vista frontal da cauda e exibindo a posição da vulva. Fonte: Autores, 2023.

A lâmina de *Peters* para contagem de nematóides possui as dimensões 70 x 34 x 6 mm. Seu volume para preenchimento da câmara foi de 2 mL, o volume na área de visualização é de 1 mL, ou seja, o retângulo reticulado (quadriculado) mede 18 mm x 28 mm vezes a altura da câmara 2,0 mm temos 1,008 mm<sup>3</sup> aproximadamente 1 mL. Para a avaliação foi utilizado Microscópio Binocular 1600 x (Olen), com aumento de 10 x.

Após a contagem dos nematóides, para a obtenção do resultado de nematóides por g/raiz, foi utilizado o seguinte cálculo:

$$\text{Número de nematoides/massa da amostra de raiz em (g)} = \text{número de nematoides por grama de raiz}$$

A quantificação de nematoides em solo é dada em 100 cm<sup>3</sup>. Onde foi utilizada a seguinte fórmula:

$$\text{Número de nematoides} \times \text{volume da solução analisada} = \text{número de nematoides em 100 cm}^3$$

O Fator de Reprodução (FR) do nematoide em cada genótipo, é calculado pela razão entre a população final e a população inicial ( $FR = Pf/Pi$ ) segundo Oostenbrink (1966). A população final, consistiu no total de nematoides obtidos nas raízes e solo. Os genótipos que apresentaram valores superiores a um ( $FR > 1$ ) são considerados suscetíveis, aqueles com ( $FR < 1$ ) resistente, e com ( $FR > 0$ ) imune.

### 3. Resultados e Discussão

Na avaliação nematológica, foi constatado que todos os materiais testados possuem  $FR < 1$ , conforme pode ser observado na (Tabela 3), estando de acordo com os resultados encontrados por Ribeiro (2002). É possível constatar que todos os genótipos tiveram alta resistência aos nematoides *M. javanica*, *M. incognita* e *P. brachyurus*, nas culturas de milho, sorgo e girassol. Essa alta resistência foi comprovada por valores de fator de reprodução (FR), que foram baixos para todas as espécies de nematoides e culturas avaliadas.

Para *M. javanica* em sorgo, os valores de FR variaram entre 0,02 e 0,04, demonstrando alta resistência dos materiais testados. Em milho, os valores variaram entre 0,02 e 0,03, e para girassol, a variação foi entre 0,01 e 0,04 indicando que todos os genótipos apresentaram alta resistência a esse nematoide. Em relação a *M. incognita* em sorgo, os valores de FR variaram entre 0,05 e 0,12 indicando alta resistência do material avaliado. Para milho, a variação foi entre 0,08 e 0,30, e em girassol com 0,02 e 0,03, apresentando também resistência ao nematoide. No caso de *P. brachyurus*, o FR em sorgo foi igual a 0,13, indicando alta resistência do material avaliado. Em milho, os valores variaram entre 0,15 e 0,42, e em girassol, entre 0,04 e 0,14, demonstrando que todos os genótipos apresentaram alta resistência a esse nematoide.

**Tabela 3.** Fator de reprodução (FR) dos materiais analisados.

Material	Cultura	<i>M. javanica</i>	<i>M. incognita</i>	<i>P. brachyurus</i>	FR
<i>Nugrain 400</i>	<i>Sorgo</i>	0,04	0,05	0,13	
<i>Nugrain 410</i>	<i>Sorgo</i>	0,02	0,05	-	
<i>Alvo</i>	<i>Sorgo</i>	0,04	-	-	
<i>Enforce</i>	<i>Sorgo</i>	0,03	0,12	-	
<i>PAL 1085</i>	<i>Milho</i>	0,02	0,08	0,42	
<i>PAL 1092</i>	<i>Milho</i>	0,03	0,30	0,15	
<i>PAL 1095</i>	<i>Milho</i>	0,02	0,10	0,37	
<i>Altis 99</i>	<i>Girassol</i>	0,02	0,02	0,05	
<i>Sany 66</i>	<i>Girassol</i>	0,04	0,03	0,14	
<i>Nusol 606</i>	<i>Girassol</i>	0,01	0,03	0,04	

Nota: Fator de reprodução:  $\leq 1$  Resistente;  $>1 < 3$  Moderadamente Resistente;  $>3 < 6$  Moderadamente Suscetível;  $> 6$  Suscetível. Fonte: Autores, 2023.

### 4. Conclusões

Comparando as culturas, observa-se que o sorgo apresentou valores mais baixos de FR para as três espécies de nematoides avaliados, indicando maior resistência dos genótipos testados a esses patógenos nessa cultura. Já o milho apresentou valores intermediários de FR, enquanto o girassol foi observado valores mais altos. Isso indica que, embora todos os genótipos considerados tenham apresentado alta resistência aos nematoides, há uma variação na resistência entre as diferentes culturas.

Portanto, conclui-se que os genótipos consideravam alta resistência aos nematoides estudados, indicando que podem ser utilizados como plantas de cobertura em áreas infestadas por esses fitopatógenos, garantido assim, o manejo integrado de nematoides em sistemas agrícolas. Além disso, os resultados indicam a importância da seleção de genótipos resistentes para o controle de nematoides, uma vez que esses parasitas podem causar danos às culturas e reduzir a produtividade agrícola.

## 5. Agradecimentos

Agradecemos ao Laboratório NemaLab – Análises Nematológicas; Nuseed Brazil e ao Centro de Pesquisa Agrícola MRE - Agropesquisa- Pesquisa e Desenvolvimento de Produtos.

## 6. Contribuições dos autores

*Lucas Henrique Dalcin*: delineamento experimental, coleta de amostras, ensaios de campo, análises laboratoriais, e escrita do estudo. *Antonio Carlos Pereira de Menezes Filho*: coorientação, correções científicas, formatação do estudo e publicação. *Ana Paula Silva Alves*: análises laboratoriais. Micrografias ópticas e escrita do estudo. *Yasmin Farias Silva*: experimentação de campo e análises laboratoriais. *Tiago Elias Dalcin*: correções científicas. *Estevão Rodrigues*: Análise físico-química do solo experimental e fornecimento da casa de vegetação. *Matheus Vinícius Abadia Ventura*: orientação, correções científicas e gramaticais, publicação.

## 7. Conflitos de interesses

Não há conflitos de interesses.

## 8. Aprovação ética

Não aplicável.

## 9. Referências

- Abd-Elgawad, M. M. M. (2021). Optimizing safe approaches to manage plant-parasitic nematodes. *Plants*, 10(9), 1911. <https://doi.org/10.3390/plants10091911>
- Abd-Elgawad, M. M. M. (2022). Biological control agents in the integrated nematode management of potato in Egypt. *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, 30. <https://doi.org/10.1186/s41938-020-00325-x>
- Alves, B. J. R., Zatarelli, L., Fernandes, F. M., Heckler, J. C., Macedo, R. A. T., Boddey, R. M., Jantalia, C. P., & Urquiaga, S. (2006). Fixação biológica de nitrogênio e fertilizantes nitrogenados no balanço de nitrogênio em soja, milho e algodão. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 41(3), 449-456. <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2006000300011>
- Bonjorno, I. I., Martins, L. A. O., Lana, M. A., Bittencourt, H., Wildner, L. P., Parizotto, C., Fayad, J. A., Comin, J. J., Altieri, M. A., & Lovato, P. E. (2010). Efeito de plantas de cobertura de inverno sobre cultivo de milho em sistema de plantio direto. *Revista Brasileira de Agroecologia*, 5(2), 99-108. [https://orgprints.org/id/eprint/24514/1/Bonjorno\\_Efeito.pdf](https://orgprints.org/id/eprint/24514/1/Bonjorno_Efeito.pdf)
- Botelho, F. B. S., Souza, D. C. T., Furtini, I. V., Clemente, L. V., Bronholi, C. A., Sousa, R. R., Vasconcelos, M. C. M., & Smiderle, É. C. (2011). Correlação entre fator de reprodução e características de crescimento na seleção de linhagens de arroz de terras altas a *Meloidogyne incognita*. In: 7º Congresso Brasileiro de Melhoramento de Plantas, 1. 2669–2672 pp. <https://www.alice.cnptia.embrapa.br/alice/bitstream/doc/984090/1/p2669.pdf>
- Bucki, P., Qing, X., Castillo, P., Gamliel, A., Dobrinin, S., Alon, T., & Miyara, S. B. (2020). The genus *Pratylenchus* (nematoda: *Pratylenchidae*) in Israel: from Taxonomy to control practices. *Plants*, 9(11), 1475. <https://doi.org/10.3390/plants9111475>
- Carvalho, C. A., Ferreira, R. L. F., Andrade, R. A., Brito, R. S., Pereira, T. C. R., & Lima, T. J. L. (2020). Atributos físicos em solos cultivados com plantas de cobertura. *Scientia Naturalis*, 2(1), 38-41. <https://periodicos.ufac.br/index.php/SciNat/article/view/3655>
- Cintra, P. H. N., de Melo, O. F. P., & de Menezes, J. O. S. (2020). Produção agrícola: uma revisão bibliográfica sobre as mudanças climáticas e produtividade de plantas gramíneas no Brasil. *Revista Agrotecnologia*, 11(1), 87-94. <https://core.ac.uk/download/pdf/288224917.pdf>
- Cofcewicz, E. T., Medeiros, C. A. B., Carneiro, R. M. D. G., & Pierobom, C. R. (2001). Interação dos fungos micorrízicos arbusculares *Glomus etunicatum* e *Gigaspora margarita* e o nematoide das galhas *Meloidogyne javanica* em tomateiro. *Fitopatologia Brasileira*, 26(1), 65-70. <https://doi.org/10.1590/S0100-41582001000100011>



- Conab. (2021). Companhia Nacional de Abastecimento. Histórico mensal de soja. Disponível em: <https://www.conab.gov.br/info-agro/analises-do-mercado-agropecuário-e-extrativista/analises-do-mercado/historico-mensal-de-soja>. Acesso em: 02 de junho de 2023.
- Coolen, W. A., & D'Herde, C. J. (1972). A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue. Merelbeke: State Nematology and Entomology Research Station, Ghent, 77 p.
- Doneda, A., Aita, C., Giacomini, S. J., Miola, E. C. C., Giacomini, D. A., Schirmann, J., Gonzatto, R. (2012). Fitomassa e decomposição de resíduos de plantas de cobertura puras e consorciadas. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, 36(6), 1714-1723. <https://doi.org/10.1590/S0100-06832012000600005>
- Ferraz, L. C. C. B., & Brown, D. J. F. (2016). Nematologia de plantas: fundamentos e importância. Manaus: Norma Editora, 251 p. II.
- Freitas, J. R. B., Teixeira, D. B., Moitinho, M. R., Júnior, J. F. S., Siqueira, D. S., Barbosa, B. F. F., Soares, P. L. M., & Pereira, G. T. (2019). Distribuição espacial de *Pratylenchus brachyurus* em área de soja no Leste do Maranhão. *Revista Brasileira de Ciências Agrárias*, 14(1), e5627. <https://doi.org/10.5039/agraria.v14i1a5627>
- Jenkins, W. R. (1964). A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. *Plant Disease Reporter*, 48(9), 692. <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/19650801105>
- Jesus, A. M., Pedrosa, E. M. R., Reis, J. B. R. S., & Porto, A. C. F. (2023). Caracterização morfológica e morfométrica de espécies de *Pratylenchus* em áreas de cultivo de cana-de-açúcar do estado de Pernambuco. *Ciências Agrárias: limites e potencialidades em pesquisa*, 1, 30-39. <https://dx.doi.org/10.37885/230211941>
- Lazarova, S., Coyne, D., Rodríguez, M. G., Peteira, B., & Ciancio, A. (2021). Functional diversity of soil nematodes in relation to the impact of agriculture – A review. *Diversity*, 13(2), 64. <https://doi.org/10.3390/d13020064>
- Machado, A. C. Z., Lemes, C. F. C., Silva, A. A., Shigueoka, L. H., Dorigo, O. F., Deuner, C. C., & Ribeiro, N. R. (2022). Variant *Meloidogyne javanica* population from Brazil could impact the breeding programs and the management in soybean fields. *Tropical Plant Pathology*, 47, 442-449. <https://doi.org/10.1007/s40858-022-00492-2>
- Moresco, E. R. (2016). Uso da cultura do trigo no controle de fitonematoides. *Comunicado Técnico*, 1-11.
- Mota, E. A., Júnior, F. J. C. S., Santos, C. D. G. (2023). Reação de plantas daninhas ao parasitismo pelo nematoide das galhas de goiabeira, *Meloidogyne enterolobii*. *Diversitas Journal*, 8(1), 33-41. <https://doi.org/10.48017/dj.v8i1.1978>
- Neto, J. F. B., Pinheiro, J. B., Silva, G. O., Biscaia, D., Macedo, A. G., Silva, P. P., & Nascimento, W. M. (2019). Reação de genótipos de grão-de-bico aos nematoides-das-galhas *Meloidogyne incognita* raça 1 e *Meloidogyne enterolobii*. *Revista Agrária Acadêmica*, 2(4), 63-70. [10.32406/v2n42019/63-70/agrariacad](https://doi.org/10.32406/v2n42019/63-70/agrariacad)
- Novara, A., Cerda, A., Barone, E., & Gristina, L. (2021). Cover crop management and water conservation in vineyard and olive orchards. *Soil and Tillage Research*, 208. <https://doi.org/10.1016/j.still.2020.104896>
- Oliveira, C. M. G., Santos, M. A., & Castro, L. H. S. (org.). (2016). Diagnóstico de fitonematoides. Campinas: Millennium.
- Oostenbrink, M. (1966). Major characteristics of the relation between nematodes and plants. *Mededelingen Van de landbouwhogeschool te wageningen*, 66(4), 1-46.
- Pedrosa, E. R., Rolim, M. M., Albuquerque, P. H. S., & Cunha, A. C. (2005). Supressividade de nematoides em cana-de-açúcar por adição de vinhaça ao solo. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental*, 9(Suppl. 1), 197-201. <https://doi.org/10.1590/1807-1929/agriambi.v9nsupp197-201>
- Pereira, M. M., Mittelman, A., Martins, S. O., Souza, M. R., Pazdiora, P. C., & Filho, J. V. A. (2022). Reação de cultivares de forrageiras de verão. A *Meloidogyne javanica* e *M. incognita*. In: XXXI CIC – Congresso de Iniciação Científica, 8ª Semana Integrada, UFPEL, 2022.
- Pinheiro, F. F., Silva, F. A. F. D., Oliveira, V. S., Souza, J. T. A., Porcino, M. M., Souza, M. S., Podestá, G. S. (2020). Nematoides associadas à cultura a palma forrageira. *Brazilian Journal of Development*, 6(9), 69576-69590.
- Ribeiro, N. R. (2002). Avaliação da resistência de genótipos de milho, sorgo e milheto a *Meloidogyne javanica* e *M. incognita* Raça 3. *Revista Brasileira de Milho e Sorgo*, 1(3), 102-103. <https://www.alice.cnptia.embrapa.br/alice/bitstream/doc/480385/1/Avaliacaoresistencia.pdf>

- Salomão, P. E. A., Kriebel, W., Santos, A. A., & Martins, A. C. E. (2020). A importância do sistema de plantio direto na palha para reestruturação do solo e restauração da matéria orgânica. *Research, Society and Development*, 9(1), e154911870. <https://doi.org/10.33448/rsd-v9i1.1870>
- Santos, L. B., D'amico-Damião, V., Souza, V. F., Júnior, R. F., Lemos, L. B., & Soares, P. L. M. (2022). Phytohematode population dynamics in common bean cultivation under crop rotation and no-tillage conditions. *Revista Ceres*, 69(5), 530-537. <https://doi.org/10.1590/0034-737X202269050005>
- Sikandar, A., Jia, L., Wu, H., & Yang, S. (2023). *Meloidogyne enterolobii* risk to agriculture, its present status and future prospective for management. *Frontiers in Plant Science*, 13. <https://doi.org/10.3389/fpls.2022.1093657>
- Thompson, J. P., Sheedy, J. G., Robinson, N. A., & Clewett, T. G. (2021). Tolerance of wheat (*Triticum aestivum*) genotypes to root-lesion nematode (*Pratylenchus thornei*) in the subtropical grain region of Eastern Australia. *Euphytica*, 217. <https://doi.org/10.1007/s10681-020-02761-0>
- Timossi, P. C., Henchen, P., & Lima, S. F. (2021). Supressão de capim-amargoso por plantas de cobertura. *Revista Científica Rural*, 23(2), 91-102. <https://doi.org/10.29327/246831.23.2-8>
- Wilschut, R. A., & Geisen, S. (2021). Nematodes as drivers of plant performance in natural systems. *Trends in Plant Science*, 26(3), 237-247. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2020.10.006>

### Copyrights

Copyright for this article is retained by the author(s), with first publication rights granted to the journal.

This is an open-access article distributed under the terms and conditions of the Creative Commons Attribution license (<http://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>).