

**UNIVERSIDADE FEDERAL DA GRANDE DOURADOS
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRARIAS**

**ASSOCIAÇÃO DE TRATAMENTO DE SEMENTES E
RESISTÊNCIA DE CULTIVARES DE SOJA NO CONTROLE
DE *Meloidogyne javanica***

**ABINEL BIANCHESSI FERREIRA DAGHER
ANDRÉ LUIZ XAVIER DE ARAUJO**

**DOURADOS
MATO GROSSO DO SUL**

2022

**ASSOCIAÇÃO DE TRATAMENTO DE SEMENTES E RESISTÊNCIA
DE CULTIVARES DE SOJA NO CONTROLE DE *Meloidogyne javanica***

Abinel Bianchessi Ferreira Dagher

André Luiz Xavier de Araujo

Orientador: Prof. Ph. D. Walber Luiz Gavassoni

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado à
Universidade Federal da Grande Dourados, como
parte dos requisitos para obtenção do título de
Engenheiro Agrônomo.

Dourados
Mato Grosso do Sul
2022

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP).

A663a Araujo, André Luiz Xavier De
ASSOCIAÇÃO DE TRATAMENTO DE SEMENTES E RESISTÊNCIA DE CULTIVARES
DE SOJA NO CONTROLE DE *Meloidogyne javanica* [recurso eletrônico] / André Luiz Xavier De
Araujo, Abinel Bianchessi Ferreira Dagher. -- 2022.
Arquivo em formato pdf.

Orientador: Prof. Ph.D. Walber Luiz Gavassoni.
TCC (Graduação em Agronomia)-Universidade Federal da Grande Dourados, 2022.
Disponível no Repositório Institucional da UFGD em:
<https://portal.ufgd.edu.br/setor/biblioteca/repositorio>

1. *Glycine max*. 2. controle genético. 3. abamectina. 4. nematoide das galhas. I. Dagher, Abinel
Bianchessi Ferreira. II. Gavassoni, Prof. Ph.d. Walber Luiz. III. Título.

Ficha catalográfica elaborada automaticamente de acordo com os dados fornecidos pelo(a) autor(a).

©Direitos reservados. Permitido a reprodução parcial desde que citada a fonte.

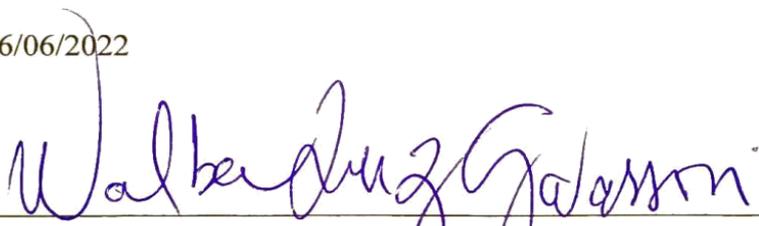
**ASSOCIAÇÃO DE TRATAMENTO DE SEMENTES E
RESISTÊNCIA DE CULTIVARES DE SOJA NO CONTROLE DE
*Meloidogyne javanica***

Por

Abinel Bianchessi Ferreira Dagher
André Luiz Xavier de Araujo

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado como parte dos requisitos exigidos para
obtenção do título de ENGENHEIRO AGRÔNOMO

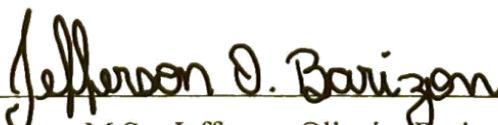
Aprovado em: 26/06/2022



Prof. Ph. D. Walber Luiz Gavassoni
Orientador – UFGD/FCA



Prof^a. Dr^a. Lilian Maria Arruda Bacchi
UFGD/FCA



Eng. Agr. M.Sc. Jefferson Oliveira Barizon
Research Specialist Senior - University of Missouri

A todos aqueles que contribuíram com a execução deste trabalho

DEDICAMOS

AGRADECIMENTOS

A Deus, por nos permitir a realização deste trabalho;

Aos nossos familiares e amigos, por todo o apoio e incentivo durante esta caminhada;

Ao nosso orientador Prof. Ph.D. Walber Luiz Gavassoni, por todo o auxílio e dedicação para conosco;

À Prof^a. Dr^a. Lilian Maria Arruda Bacchi e Eng. Agr. M.Sc. Jefferson de Oliveira Barizon por compartilharem seus conhecimentos;

Aos Engenheiros Agrônomos Flávio Cesar de Carvalho & Daniel Cesar Nepomuceno, e aos agricultores Hilton Nunes de Araujo & Mario Laerte Siribelli, que auxiliaram na localização e coleta em áreas com histórico de infestação por nematoide das galhas em soja;

Ao Eng. Agr. Aleksandro Zandonadi Ramos (Agro Jangada Ltda.), por brindar-nos com as sementes das cultivares e o tratamento de sementes industrial;

À todas as pessoas que de certa forma nos ajudaram nesta etapa (campo, laboratório, estatística, etc.).

ARAUJO, André Luiz Xavier de., DAGHER, Abinel Bianchessi Ferreira. **Associação de tratamento de sementes e resistência de cultivares de soja no controle de *Meloidogyne javanica***. 2021. 43 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Engenharia Agrônômica) – Faculdade de Ciências Agrárias, Universidade Federal da Grande Dourados, Dourados, 2021.

RESUMO

Os fitonematoides estão presentes em diversas áreas agricultáveis no Brasil, sendo responsáveis por reduções expressivas de produtividade, principalmente na cultura da soja, e apresentam difícil controle. O trabalho teve como objetivo avaliar a associação de tratamento de sementes com Avicta® Completo em cultivares de soja com diferentes reações de resistência ao nematoide-das-galhas (*Meloidogyne javanica*). O experimento foi instalado e avaliado no Laboratório de Microbiologia Agrícola e Fitopatologia da Universidade Federal da Grande Dourados, com delineamento inteiramente casualizado em arranjo fatorial 2 x 4 (com e sem tratamento de sementes/4 cultivares) e 10 repetições. As cultivares M6410IPRO, BRS7380RR, BRS284 e BRS511, foram submetidas ao tratamento de sementes em dose única (Avicta® Completo 400 mL p.c. kg⁻¹ de sementes – abamectina 500 g L⁻¹, thiamethoxam 350 g L⁻¹, fludioxonil 25 g L⁻¹ + metalaxil-M 20 g L⁻¹ + tiabendazol 150 g L⁻¹) e testemunha sem tratamento. A abamectina tem efeito nematicida. As sementes foram semeadas em substrato infestado pelo nematoide. Aos 21 dias da semeadura, foram avaliados: altura, massa fresca da raiz, massa seca da parte aérea das plantas. Após processo de coloração das raízes foi efetuada a contagem de nematoides por estágio, juvenis infectivos (J2), juvenis de terceiro e quarto estágios (J3J4) e fêmeas. O tratamento de sementes reduziu o número de nematoides nas raízes da cv. suscetível M6410IPRO. Na cv. resistente, BRS7380RR, o número de fêmeas e o número J3J4 nas raízes foram menores em plantas oriundas de sementes tratadas. Plantas da cultivar BRS284 apresentaram menor número de J2, enquanto que BRS7380RR apresentou menor número de J3J4 quando comparadas. O tratamento de sementes fez com que os parâmetros morfológicos avaliados da cv. cultivar M6410IPRO fossem similares aos da cultivar. O controle químico, via tratamento de sementes, associado à resistência das cultivares mostrou-se uma opção no manejo de *M. javanica*.

Palavras-chave: *Glycine max*, controle genético, abamectina, nematoide das galhas.

ABSTRACT

Root-knot nematodes are widespread disseminated in field crops in Brazil and responsible for expressive yield reductions, including soybeans. Management of nematodes represent a great challenge. The objective of this work was to evaluate the association of seed treatment with Avicta® Complete 400 mL p.c. kg⁻¹ of seeds (abamectin 500 g L⁻¹, thiamethoxam 350 g L⁻¹, fludioxonil 25 g L⁻¹ + metalaxyl-M 20 g L⁻¹ + thiabendazol 150 g L⁻¹) in soybean cultivars with different resistance reactions to the root-knot nematode (*Meloidogyne javanica*). The essay was carried out at the Plant Pathology Laboratory of UFGD. The experimental design was a completely randomized in a 2 x 4 factorial arrangement (with and without treatment). of seeds and 4 cultivars) with 10 replications. The cultivars M6410IPRO, BRS7380RR, BRS284 and BRS511 were submitted to seed treatment in a single dose and untreated control, which were sown in a *M. javanica* infested substrate. Twenty-one days after sowing, the plants were submitted to the following evaluations: height, fresh root mass, shoot dry mass. After root staining procedures, nematode counts were done. Seed treatment negatively affected nematode numbers in the roots of the susceptible cultivar Monsoy6410IPRO. The number of females and J3J4 number of nematodes in the roots of the resistant cultivar, BRS7380RR, were lower in plants under nematicide seed treatment. Moderately resistant BRS284 cultivar exhibited lower infective juveniles among the cultivars and BRS7380RR had lower J3J4 counts. Seed treatment, including abamectin, is an option in *M. javanica* management.

Key-words: *Glycine max*, disease resistance, root-knot nematode, abamectin.

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	1
2	REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	3
2.1	NEMATOIDES EM SOJA	3
2.1.1	Nematoide de cisto	4
2.1.2	Nematoide reniforme	4
2.1.3	Nematoide das lesões	4
2.1.4	Nematoide da haste verde	5
2.1.5	Nematoide das galhas (<i>Meloidogyne javanica</i>)	5
2.2	MANEJO DE NEMATOIDES	8
2.2.1	Controle Preventivo	9
2.2.2	Rotação de Culturas	9
2.2.3	Controle Genético	10
2.2.4	Controle Químico	11
3	MATERIAL E MÉTODOS	13
4	RESULTADOS E DISCUSSÃO	17
5	CONCLUSÕES	27
6	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	28

1 INTRODUÇÃO

A soja (*Glycine max* (L.) Merrill) é uma planta herbácea da família Fabaceae bastante difundida no Brasil com a finalidade de produção de grãos, considerada uma cultura aleuro-oleaginosa por possuir alto teor de lipídeos e proteínas em seus grãos (SCHNITZLER, 2017), o que ressalta sua importância econômica e lhe atribui o título de *commodity*, visto que, a indústria a utiliza para dar origem a diversos produtos (PEREIRA, 2021). Na safra 2020/2021, o Brasil produziu 136 milhões de toneladas com produtividade média de 3.529 kg ha⁻¹ de grãos distribuídos em uma área cultivada de 38,5 milhões de ha (CONAB, 2021), o que lhe conferiu a posição de maior produtor mundial de soja.

Devido a produção em larga escala e uma agricultura baseada predominantemente em sucessão soja/milho, as práticas adotadas neste sistema de cultivo favorecem a proliferação e desenvolvimento de organismos nocivos às culturas em uma ampla distribuição geográfica. Deste modo, os fitonematoides assumem crescente importância e ganham relevância no cenário brasileiro como um dos maiores causadores de problemas fitossanitários, podendo inclusive inviabilizar áreas de cultivo (GRIGOLLI & ASMUS, 2014).

Os nematoides constituem o mais abundante grupo de animais multicelulares em número de indivíduos no mundo, estimado em um milhão de espécies (VIGLIERCHIO, 1991). Esses animais multicelulares pertencem ao filo Nematoda, possuem diversos hábitos alimentares e vasta importância ecológica no solo (GOULART, 2008). Segundo Yeates e colaboradores (1993), os nematoides estão presentes no solo e divididos em diferentes grupos de acordo com o hábito alimentar, sendo os principais: fitoparasitas (fitófagos), fungívoros (micófagos), bacteriófagos, carnívoros (predadores) e onívoros (polífagos).

O principal grupo que representa os danos provocados às culturas é constituído pelos nematoides fitófagos. Tanta importância é refletida na perda anual global provocada por esses nematoides, excedendo 80 bilhões de dólares segundo alguns especialistas, o que ainda representa um valor abaixo do verdadeiro (FERRAZ & BROWN, 2016). No Brasil, os danos provocados por nematoides podem chegar a R\$35 bilhões por ano e, somente na soja, estima-se que os prejuízos alcancem R\$16,2 bilhões (MACHADO, 2015).

Meloidogyne incognita, *M. javanica*, *Heterodera glycines*, *Pratylenchus brachyurus* e *Rotylenchulus reniformis* representam as espécies de fitonematoides que mais provocam prejuízos na agricultura brasileira (DIAS et al., 2010). Dentre esses, as espécies do gênero *Meloidogyne*, os nematoides das galhas, são considerados os mais limitantes a produção nacional de soja (EMBRAPA, 2011 apud CARVALHO, 2016). *Meloidogyne javanica* é

relatada como a espécie responsável pelos maiores danos a cultura da soja, sendo este, distribuído em todo o Brasil Central (ASMUS, 2001; INOMOTO, 2008) e apresentando polifagia (MENDES & RODRIGUEZ, 2000). Deste modo, se faz necessário a adoção de várias estratégias de manejo com o intuito de promover a redução populacional destes fitonematoides proporcionando um melhor desenvolvimento da cultura à campo.

Como estratégias, destacam-se a rotação com culturas não hospedeiras e plantas antagonicas, manejo do solo, cultivares resistentes e/ou com baixo fator de reprodução e a utilização de produtos químicos e biológicos (FERRAZ & BROWN, 2016). Vale ressaltar a importância do manejo integrado, visto que, nenhum dos métodos é capaz de erradicar os nematoides da área infestada em sua totalidade.

Segundo Teixeira (2013), o manejo genético é um dos métodos com maior eficiência de controle. Este método consiste na utilização de cultivares que foram descobertas e/ou modificadas sendo caracterizadas como resistentes ou tolerantes ao patógeno alvo (IBRAHIM et al., 2011; TIAN et al., 2019).

O controle químico é bastante utilizado, podendo ser realizado via tratamento de semente ou em sulco de plantio (BALARDIN, 2019), tendo essas práticas, significativa capacidade de diminuição dos nematoides presentes na área infestada (INOMOTO & ASMUS, 2006). Com relação ao trabalho de Kubo e colaboradores (2012), devido aos danos ambientais associados a utilização de nematicidas que possuem alta toxicidade, indicam que, o tratamento de sementes mitiga os impactos da utilização de nematicidas em larga escala a nível de campo.

Considerando a importância da cultura da soja e dos danos ocasionados por esses fitopatógenos, principalmente *Meloidogyne javanica*, é de extrema importância que se realize estudos de outras técnicas e/ou associações destas para contribuir ao manejo empregado aos nematoides. Portanto, o presente trabalho teve como objetivo avaliar a associação de tratamento de sementes Avicta® Completo contendo abamectina (ação nematicida) em cultivares de soja com diferentes reações de resistência ao nematoide-das-galhas (*Meloidogyne javanica*).

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 NEMATOIDES EM SOJA

A soja (*Glycine max* (L.) Merrill) é uma cultura de importância econômica muito expressiva, utilizada como matéria-prima para a fabricação de inúmeros produtos devido seu alto teor de lipídeos e proteínas presente nos grãos (EMBRAPA, 2021). Na safra 21/22, o Brasil produziu 122 milhões de toneladas de grãos da cultura (11% < em relação à safra 20/21, devido ao clima desfavorável) em 40 milhões de hectares (3,8% > que a safra anterior) (CONAB, 2022). A vasta distribuição espacial da soja no território nacional, devido sua ampla adaptabilidade alcançada pelo melhoramento genético vegetal (MAZZETTI, 2017) atrelada à um sistema de sucessão de culturas com o milho safrinha em sua maior parte, contribui para o surgimento e aumento populacional de pragas.

Segundo as Normas Internacionais de Medidas Fitossanitárias (NIMFs), conforme descrito na Norma de nº5, praga é qualquer espécie, raça ou biotipo de planta, animal ou agente patogênico, nocivos a plantas ou produtos vegetais (KAGI et al., 2019). Dentre as pragas danosas à cultura da soja, destacam-se os nematoides (GIACHINI et al., 2017 apud ROSA, 2020).

Os nematoides são animais subcilíndricos, corpo filiforme (delgado) e tamanho microscópico (FERRAZ, 2018), pertencentes ao filo Nematoda e distribuídos nas classes Chromadorea e Enoplea (DE LEY & BLAXTER, 2002 apud FERRAZ, 2018). A maioria dos fitonematoides de interesse agrônomo estão presentes na classe Chromadorea, estando associados principalmente às raízes das plantas (FERRAZ, 2018).

O parasitismo dos fitonematoides provoca limitações na absorção de água e sais minerais da solução do solo pelas raízes, comprometendo o desenvolvimento da parte aérea e sistema radicular, a ocorrência de murchas, manchas cloróticas foliares (DIAS et al., 2010) e, dependendo do gênero, a formação de galhas ou necrose nas raízes (HUSSEY & WILLIAMSON, 1998). A campo, as plantas atacadas são distribuídas em reboleiras, coincidentes com áreas de elevada população do nematoide devido a sua limitada capacidade de movimentação própria no solo (SILVA et al., 2021).

Segundo Silva (2001), o parasitismo em raízes de soja pelos fitonematoides no Brasil, estão relacionados principalmente à *Meloidogyne* spp. (nematoide das galhas), *Heterodera glycines* (nematoide de cisto), *Pratylenchus brachyurus* (nematoide das lesões) e *Rotylenchulus reniformis* (nematoide reniforme).

2.1.1 Nematóide de cisto

A espécie *Heterodera glycines* possui um ciclo de vida de 21 a 24 dias variando conforme a temperatura, promove penetração parcial nas raízes da soja (semi-endoparasita) e formação de cisto (MAZZETTI, 2017), que consiste no corpo morto da fêmea após ter completado o ciclo.

Os ovos ficam protegidos no interior do cisto, porém, segundo Deuner e colaboradores (2012), uma pequena quantidade de ovos pode ser depositada em matriz gelatinosa na parte externa ao cisto, em que os mesmos eclodem e adentram nas raízes novamente. O cisto pode manter os ovos protegidos e viáveis no solo por mais de oito anos, mesmo sem a presença da planta hospedeira (MAZZETTI, 2017).

2.1.2 Nematóide reniforme

Rotylenchulus reniformes, segundo Mazzetti (2017), é uma espécie considerada cosmopolita devido sua presença relatada em vários países além do Brasil, espalhada em regiões de clima tropical e subtropical. Na soja, pode provocar danos de até 32% na produção (ASMUS, 2005), também podendo atacar outras culturas (DIAS et al., 2010).

As fêmeas representam a forma infectiva, sendo ectoparasitas sedentárias com ciclo de vida variando de 2,5 a 4 semanas conforme a temperatura e o tipo de hospedeiro (SIYAKUMAR & SESHADRJ, 1971).

2.1.3 Nematóide das lesões

Os nematoides da espécie *Pratylenchus brachyurus*, considerados um dos mais importantes no mundo, foram relatados em todas as regiões produtoras de soja no Brasil, possuindo o ciclo de vida variando entre 3 a 6 semanas conforme as condições do ambiente (DEUNER et al., 2012). Movimentam-se no interior das raízes da soja devido seu comportamento endoparasita migrador, formando lesões nos tecidos. Esses fatores têm incrementado grande importância a essa espécie na cultura da soja (ALVES, 2008 apud MAZZETTI, 2017).

Ferraz (2006) descreve que a espécie apresenta ampla distribuição geográfica, alto grau de polifagia e capacidade patogênica pronunciada em várias culturas de interesse agrônomo, provocando grandes perdas econômicas.

2.1.4 Nematóide da haste verde

A espécie de fitonematóide *Aphelenchoides besseyi* é responsável por ocasionar danos severos na parte aérea de plantas cultivadas (FAVORETO & MEYER, 2019) causando a doença referida como soja louca II (MEYER et al., 2017). Possui reprodução anfimítica, geralmente ectoparasita e o ciclo de vida, quando o nematóide se alimenta sobre fungos em laboratório, se completou em 8 dias, a 21-23°C. Esse hábito micófago ocorre na ausência de plantas hospedeiras (FERRAZ & BROWN, 2016).

Em dias úmidos, os nematoides deixam o solo e migram pelo caule, externa e ascendentemente, em direção às folhas em formação, onde alimentam-se de modo intenso, sobre os primórdios foliares ou folíolos, resultando que as folhas, ao se expandirem, mostram-se muito pequenas, estreitas, retorcidas e com coloração mais escura (FERRAZ & BROWN, 2016).

2.1.5 Nematóide das galhas (*Meloidogyne javanica*)

O gênero *Meloidogyne* corresponde aos nematoides fitoparasitas causadores de galhas no sistema radicular em plantas. Sasser (1980) descreve, que a importância econômica deste gênero está associada a ampla distribuição geográfica, possuem uma extensa gama de hospedeiros, realizar interações complexas com fungos, bactérias e vírus provocando doenças, e serem de difícil controle. Segundo Manzotte e colaboradores (2002), esses fitonematoides apresentam variabilidades fisiológicas dentro da mesma espécie, obtendo a habilidade de parasitar plantas distintas limitando a adoção de medidas de controle, principalmente aquelas relacionadas com rotação de cultura.

As espécies *Meloidogyne incognita* e *M. javanica* representam as de maior importância no Brasil (OLIVEIRA et al., 2018), sendo *M. javanica* relatada como espécie mais importante associada aos danos em soja (ASMUS, 2001; INOMOTO, 2008).

Meloidogyne javanica possui hábito endoparasita sedentário (FERRAZ & BROWN, 2016) e um ciclo que se inicia com o ovo, em que a fêmea adulta de corpo globoso, cuja região anterior é afilada lembrando um “pescoço”, deposita seus ovos envoltos por uma substância

gelatinosa em um único local da raiz, originando um típico aglomerado ou massa de ovos. Este local de deposição da massa, que possui entre 400 a 500 ovos, está situado em meio ao parênquima cortical ou nas superfícies das raízes.

No interior do ovo, surge um juvenil (J) de primeiro estágio (J1) através dos processos de desenvolvimento embrionário, e após a primeira ecdise do J1 que ocorre ainda dentro do ovo, origina-se o juvenil de segundo estágio (J2). O J2 pré-parasita (filiforme) eclode do ovo e migra pelo solo em direção às raízes de plantas hospedeiras, atraídos por exsudatos radiculares. De modo geral, a penetração desse fitonematoide nos tecidos radiculares ocorre na região da coifa (CAMPOS et al., 2011), onde, segundo Ferraz e Brown (2016), ao ingressar no sistema radicular, estabelece o parasitismo mediante injeção de secreções esofagianas lançadas através de uma extensão do orifício bucal (estomatoestilete) rompendo os tecidos e induzindo a formação de um grupo de células nutrizas, denominadas células gigantes, formando seu sítio de alimentação (**Figura 01**), geralmente nas camadas que compreendem a endoderme e o periciclo, se tornando J2 parasita e assumindo forma salsichoide. Os J2 se alimentam através da ingestão do conteúdo citoplasmático dessas células nutrizas, sendo essas conectadas com células vizinhas saudáveis, que possuem a função de fornecer solutos e fotoassimilados produzidos pela planta (SILVA, 2001).

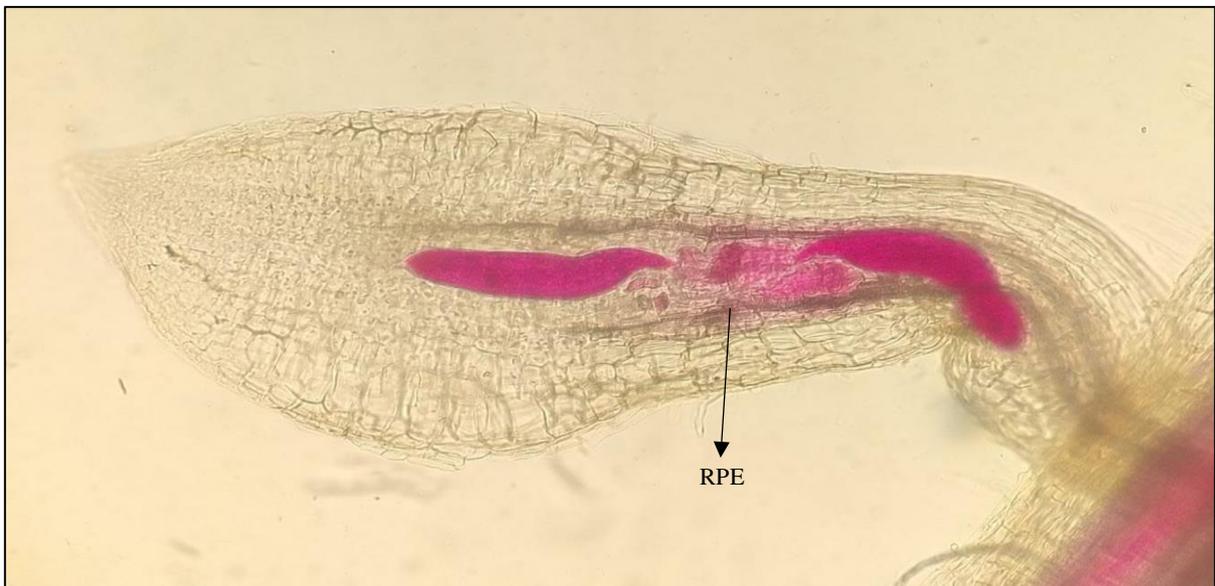


Figura 01. Juvenis de *Meloidogyne javanica* com parasitismo já estabelecido (sítio de alimentação) em raiz de soja. RPE = Região do periciclo e endoderme. Imagem dos autores.

Com o início do fitoparasitismo (relações parasita-hospedeiro) o J2 torna-se sedentário e atinge o máximo de seu crescimento sofrendo 2ª ecdise, evoluindo para o juvenil de terceiro estágio (J3) que possui ausência de estilete bucal e esôfagos parcialmente degenerados, sendo impossibilitados de se alimentar, estando essa característica também presente no juvenil de

quarto estágio (J4). O J3 sofre 3ª ecdise dando origem ao J4 que realiza a quarta e última ecdise dando origem aos adultos (fêmeas ou macho) com estilete bucal e esôfago regenerados. Ao longo das trocas de estádios os nematoides mudam o formato de seu corpo significativamente, a fêmea adquire forma característica (Figura 01. E), enquanto o macho retoma a forma filiforme. Conforme descrito por Ferraz e Brown (2016), o ciclo completo em condições favoráveis pode durar de três a quatro semanas, possuindo faixa de temperatura ótima entre 23 a 30°C, conseqüentemente, podendo formar até cinco gerações em culturas anuais no Brasil como a soja.

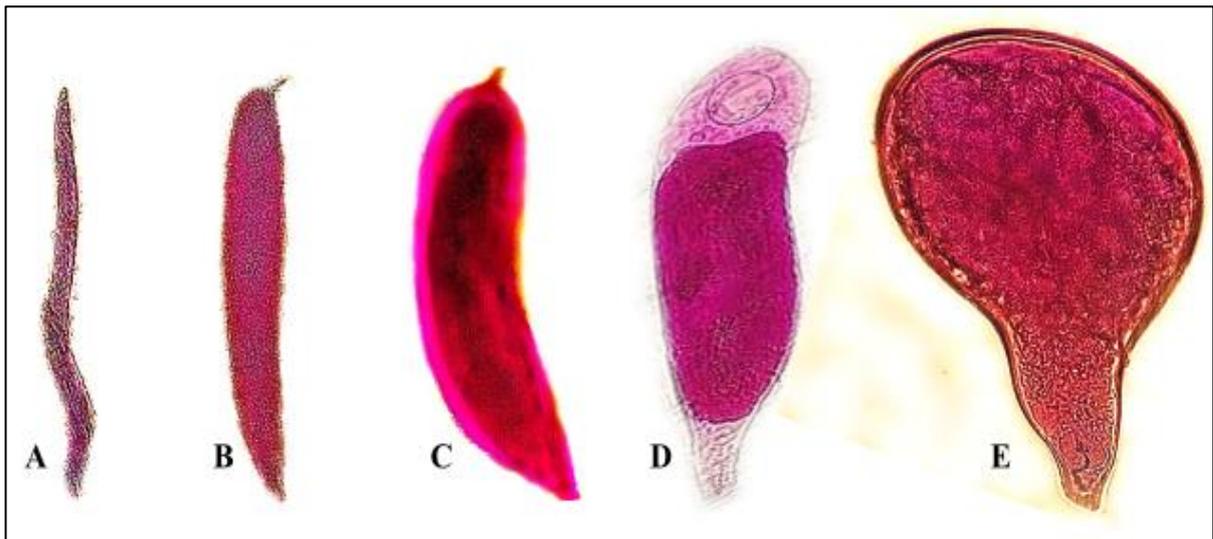


Figura 02. Diferentes estádios de *Meloidogyne javanica* em microscopia óptica. A = Juvenil 2 pré-parasita; B = Juvenil 2 parasita (salsichoide); C = Juvenil 3 ou 4; D = Possível macho enrolado dentro das cutículas dos juvenis anteriores; E = Fêmea. Imagem dos autores.

Um sintoma bastante típico do ataque de *Meloidogyne* é a formação de galhas nas raízes, que surgem mediante distúrbios hormonais (hiperauxina) nas células adjacentes as células nutrizas ocasionando a hiperplasia e hipertrofia ao redor dessas células nutridoras (LORDELLO, 1988). Essas galhas geralmente aparecem de um a dois dias após a penetração do J2 (fase infectante) no sistema radicular, porém, não são essenciais às relações parasita-hospedeiro, pois trata-se apenas de uma resposta da planta perante à infecção (FERRAZ & BROWN, 2016), podendo ser consideradas drenos que promovem competições com outros órgãos da planta hospedeira por recursos gerados na fotossíntese (HARTLEY, 1999; CASTRO et al., 2012 apud FERREIRA, 2017). Estas competições podem ocasionar perdas na produção, especialmente da soja (MACHADO, 2015).

Quanto a reprodução, *M. javanica* se reproduz de forma assexuada por partenogênese, sendo classificada como partenogênicas mitóticas obrigatórias, ou seja, não necessitam de machos para gerar ovos, ou seja, a população geralmente é constituída por fêmeas

(partenogênese telítoca) e os machos aparecem apenas eventualmente sob condições específicas, como na ocorrência de superpopulação (FERRAZ & BROWN, 2016; LEROI & JONES, 1998). Conforme descrito por Silva (2001), esses fatores consolidaram a *M. javanica*, ser o agente causal de sérios danos e perdas econômicas relacionadas especialmente aos sojicultores, tanto no Brasil, quanto no mundo. Segundo Castanheira e colaboradores (2021), há uma diminuição significativa no teor de fibra e proteína dos grãos da soja conforme aumento do inoculo de *M. javanica*. Em trabalho realizado por Asmus (2001), também foi constatado perdas de produtividade variando de 30 a 90% para diferentes variedades suscetíveis de soja.

2.2 MANEJO DE NEMATOIDES

As condições presentes em países com clima tropical e subtropical como umidade e temperaturas, favorecem o parasitismo e a reprodução por fitonematoides, sendo esses fatores, responsáveis por uma ampla distribuição geográfica dos mesmos, dificultando o seu controle (TORRES et al., 2011 apud MENDES, 2020). Portanto, a adoção de diversas estratégias de manejo é essencial para que se promova a mitigação dos danos ocasionados, principalmente na cultura da soja.

O manejo dos fitonematoides é complexo, tornando a eliminação completa do patógeno praticamente inviável. Devido a isso, uma vez introduzido na área, deve-se priorizar a redução da população, utilizando de métodos de controle integrados (DIAS et al., 2010), ou seja, uma vez relatada a presença de fitonematoides na área cultivada, o produtor terá que conviver com os mesmos.

Conforme descrito por Torres e colaboradores (2009), o controle baseado em métodos integrados segue os princípios, tais como: exclusão (evitar a infestação de áreas por nematoides, sua introdução e disseminação); erradicação (rotação de culturas com espécies não hospedeiras e/ou antagonistas, reduzindo a população de nematoides); regulação (modificação do ambiente e nutrição das plantas); e imunização (utilização de cultivares resistentes). Acrescenta-se medidas de controle inseridas no princípio da proteção (BERGAMIN FILHO & AMORIN, 2018) como o uso de nematicidas químicos e microbiológicos em tratamento de sementes ou aplicados à época do estabelecimento da cultura (AGROFIT, 2021). As medidas de controle baseadas em rotação de culturas, controle genético e químico são os mais empregados, ressaltando também a importância de prevenir a introdução destes fitoparasitas em áreas onde encontram-se ausentes (MENDES, 2020).

2.2.1 Controle Preventivo

Sobre a exclusão, a prevenção é considerada o aspecto mais importante e também a melhor defesa no controle de fitonematoides (MENDES, 2020). Por exemplo, considerado um carreador de nematoides até mesmo em longas distancias, o solo infestado pode ser transportado via máquinas e implementos agrícolas, veículos, ferramentas e por ações vinculadas ao homem (RIBEIRO et al., 2011), deste modo, é importante realizar a limpeza desses equipamentos, afim de deter os processos de disseminação desses organismos, porém a prática possui pouca adoção por parte dos produtores, principalmente pelo tempo gasto entre as operações no campo.

O solo aderido à animais, mudas produzidas em viveiros infestados, órgão vegetais atacados (bulbos, tubérculos, rizomas, etc.), água de irrigação, entre outros, também contribuem para a disseminação dos nematoides (LORDELLO, 1964). Isso expressa a importância do uso de mudas e sementes certificadas.

2.2.2 Rotação de Culturas

A rotação de cultura consiste em alternar o cultivo de espécies vegetais distintas numa determinada área em um determinado espaço de tempo (GONÇALVES et al., 2007). Trata-se de uma prática que não ocasiona danos ao meio ambiente e as espécies vegetais utilizadas devem ser não hospedeiras e/ou antagonistas.

As plantas não hospedeiras não permitem a penetração e/ou multiplicação de nematoides em suas raízes e as plantas antagonistas produzem compostos aleloquímicos aos mesmos, conseqüentemente prejudicando seu desenvolvimento (CHIDICHIMA & SANTOS, 2019), equilibrando a densidade populacional sobrevivente, fazendo com que a cultura a ser implantada em sequência suporte a presença dos nematoides e não venha a sofrer danos significativos (GARDIANO et al., 2014 apud CHIDICHIMA & SANTOS, 2019).

Segundo o trabalho publicado por Inomoto e Asmus (2009), algumas culturas como braquiárias, algodão, *Crotalaria spectabilis* e *Crotalaria breviflora* foram classificadas como não hospedeiras a *M. javanica*, havendo também, determinadas variedades de milho e sorgo granífero com capacidade inóspita sobre essa espécie.

A rotação com crotalárias para a cultura da soja proporcionou maior produtividade de grãos de soja, principalmente devido ao fato das espécies de crotalárias cultivadas não serem hospedeiras de nematoides, provocando restrição alimentar e reduzindo a população destes fitoparasitas (SILVA et al., 2018). Porém, a adoção desta prática é limitada em muitas ocasiões,

principalmente por questões de viabilidade econômica dessas culturas não hospedeiras (TORRES et al., 2009) e também devido ao fato de os nematoides-das-galhas possuírem comportamento polífago, que torna a escolha de culturas para traçar um esquema de uso em sistema de rotação extremamente complicado (CARNEIRO, 2019), principalmente em áreas que apresentam mais de uma espécie de nematoides com comportamentos diferentes.

2.2.3 Controle Genético

Se tratando da prática baseada na utilização de cultivares resistentes, a mesma é realizada com intuito de reduzir os danos provocados pelos nematoides na própria cultura em questão e diminuir a população destes na área, conseqüentemente contribuindo para as culturas subsequentes (MACHADO, 2017 apud BICALHO & MACHADO, 2017). Porém, segundo Corte e colaboradores (2014), a baixa disponibilidade de genótipos resistentes e sua adaptabilidade climática restrita atreladas ao baixo potencial produtivo, faz com que essa estratégia seja pouco difundida.

A resistência presente nas cultivares brasileiras tem como origem a cultivar norte-americana “Bragg”, cuja resistência é relatada como quantitativa (DIAS et al., 2010).

Em trabalho realizado por Alekcevetch e colaboradores (2020), ao avaliarem 317 acessos genéticos de soja, provenientes de banco de germoplasma da Embrapa Soja em Londrina (PR), obtiveram que apenas 10% apresentou resistência e 26% moderada resistência a *M. javanica*. Ainda no mesmo trabalho, os autores identificaram que essa resistência das cultivares está associada a uma região no cromossomo 13 que contem múltiplos genes que codificam proteínas do tipo NBS-LRR (Sítios de Ligação ao Nucleotídeos – Repetições Ricas em Leucina), segundo eles, genes clássicos de resistência de plantas.

Diversos trabalhos associam a identificação de proteínas NBS-LRR envolvidas em processo de resistência e imunidade em genoma de diferentes plantas (ALEKCEVETCH et al., 2021; ORTIZ MORAZÁN, 2019; YU et al., 2014; ZHU et al., 2013).

De modo geral, a maioria dos estudos sobre resistência são focados aos nematoides do gênero *Meloidogyne* (MAZZETTI, 2017), e a adoção de genótipos resistentes possui diversas vantagens, apresentando custo relativamente baixo, não poluindo o meio ambiente e não oferecendo riscos à saúde humana (PINHEIRO et al., 2014), sendo considerada como a melhor opção de manejo (KAMUNYA et al., 2008). No entanto, em trabalho realizado por Araujo e colaboradores (2012), relataram que apenas a adoção de genótipos resistentes não resultou em maior produção de massa seca da parte aérea da soja quando comparadas ao genótipo suscetível.

Silva (2001) trata os atributos de resistência e tolerância como independentes, podendo ser herdados separadamente, logo, plantas resistentes podem possuir intolerância e sofrer injúrias consideráveis mesmo sob baixa infecção.

Santos (2015) descreve que na literatura encontram-se variados tipos de mecanismos de resistência elaborados por diversas plantas que interferem negativamente sobre a população dos fitonematoides, tais como: produção de substâncias tóxicas; baixa quantidade ou ausência de substâncias que favoreçam o desenvolvimento; falta de atração e/ou resistência à penetração; dificuldade ou inibição à formação do sítio de alimentação; e reação de hipersensibilidade.

2.2.4 Controle Químico

Os produtos químicos são as alternativas adotadas com frequência no manejo de nematoides (ALCEBÍADES et al., 2019), visando reduzir os níveis populacionais e conseqüentemente minimizar os danos causados à produtividade (MARÇAL, 2019). O manejo com nematicidas químicos apresenta a opção de ser realizado via tratamento de sementes (TS) (CABRERA et al., 2009) ou em aplicações no sulco de semeadura (NOVARETTI & REIS, 2009 apud CORTE et al, 2014).

De acordo com o Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários, no Brasil (AGROFIT, 2022) existem 10 ingredientes ativos registrados para o manejo de *M. javanica* na cultura da soja, sendo 5 químicos para tratamento de sementes (abamectina, imidacloprid + tiodicarbe, tiodicarbe, cadusafós e fluensulfona), 1 químico para tratamento do solo (dazomete) e 4 microbiológicos (*Bacillus subtilis* + *B. licheniformis*, *B. subtilis*, *B. methylotrophicus* e *Paecilomyces lilacinus*). No entanto, Favoreto e colaboradores (2019) destacam que, a eficiência do controle com uso de microbiológicos pode ser comprometida se as condições para o desenvolvimento dos agentes de biocontrole não forem atendidas. Quanto aos produtos químicos, geralmente apresentam alto custo e resultados insatisfatórios além de poderem promover, se utilizados de forma negligente, a contaminação do solo, lençol freático, intoxicação de homens e de animais, apresentando graus elevados de toxicidade (MENDES, 2020).

O tratamento de sementes (TS) é amplamente difundido, sendo uma ferramenta de uso bastante acessível do ponto de vista econômico e prático aos produtores, garantindo proteção no estabelecimento inicial da cultura logo após a germinação (STARR et al., 2007). A abamectina é um ingrediente ativo utilizado no TS, e em trabalho realizado pela Agência de Defesa Agropecuária do Paraná (ADAPAR 2020 apud MENDES, 2020), mostrou que o

nematicida instiga a liberação do ácido gama-aminobutírico (GABA), neurotransmissor inibitório que provoca paralisia dos fitonematoides. Siddiqui e colaboradores (2010) observaram que os receptores de GABA mediarão a inibição das atividades dos músculos durante a locomoção do nematoide de vida livre *Caenorhabditis elegans* e em outras espécies de nematoides parasitas. De acordo com Dias e Gavassoni (2016), a abamectina reduz a eclosão de juvenis de segundo estágio (infectivos) de *M. javanica* em 28% nas 24h iniciais de exposição. Não foram observados juvenis infectivos em raízes de soja suscetível quando os ovos de *M. javanica* foram previamente expostos à abamectina por 1h (CARVALHO, 2016). Porém, há relato em que os efeitos deste produto podem ser revertidos perante baixo tempo de exposição e baixas concentrações (NOLING, 2011 apud DIAS & GAVASSONI, 2016).

O número crescente de nematicidas químicos e microbiológicos registrados para emprego em tratamento de sementes (AGROFIT, 2022), constitui importante ferramenta adicional de controle (VITTI et al., 2014). O trabalho de Araujo e colaboradores (2012) por exemplo, mostrou que em cultivares de soja com diferentes níveis de resistência a *Meloidogyne* spp. (cv. BRS184 suscetível e cv. BRS282 resistente) com carbofurano ou *Bacillus subtilis* aplicados via tratamento de sementes, contribuíram para o melhor desenvolvimento de plantas da cultivar BRS282 e reduziram o desenvolvimento dos nematoides em ambas as cultivares.

A utilização de técnicas associadas pode proporcionar melhores resultados quanto ao controle dos fitonematoides e desenvolvimento inicial da cultura. Considerando a importância do manejo integrado de nematoides, o presente trabalho teve como objetivo avaliar a associação de nematicida químico via tratamento de sementes industrial (TSI) com diferentes níveis de resistência genética de cultivares no controle de *M. javanica*.

3 MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi instalado e avaliado no Laboratório de Microbiologia Agrícola e Fitopatologia (LMAF) da Universidade Federal da Grande Dourados (UFGD) Unidade 2, município de Dourados-MS, BR-162 Rodovia Dourados – Itahum, Km 12. As atividades iniciais de obtenção, multiplicação do inóculo e a condução do experimento foram realizadas em domicílio dos autores devido à pandemia de COVID 19 que restringiu o acesso às dependências da UFGD. Medidas de Biossegurança UFGD, 3ª edição (UFGD, 2021).

A população de *Meloidogyne javanica* foi obtida em área de sucessão de culturas, cultivadas com soja/milho, com histórico de infestação por nematoide das galhas. As áreas amostradas localizavam-se nos municípios de Itaporã, Maracajú e Vicentina, Mato Grosso do Sul. Em cada local, as amostras de solo foram coletadas com a utilização de uma pá de ponta em profundidades de aproximadamente 20 cm. O solo foi destorroado, homogeneizado manualmente e distribuído em vasos de polietileno de 5000 mL. Em cada vaso foram transplantadas duas mudas de tomateiro (*Solanum lycopersicum*, cv. Santa Clara) suscetíveis. Aproximadamente 4 a 6 semanas após o transplante, o sistema radicular foi inspecionado para verificar a presença de galhas.

Constatada a presença de nematoides apenas nas amostras provenientes de Itaporã e Vicentina, 10 fêmeas foram removidas das galhas para cada amostra e realizada a identificação da espécie com base na configuração perineal das mesmas (EISENBACK, 1985). Uma vez confirmada a espécie *Meloidogyne javanica*, as raízes dos tomateiros restantes foram coletadas e lavadas cuidadosamente. Posteriormente, as raízes foram segmentadas em tamanhos de aproximadamente 3 cm e trituradas em liquidificador comum durante 30 segundos em solução de hipoclorito de sódio 0,5% (BONETI & FERRAZ, 1981). Após, verteu-se a suspensão em peneiras inox de 325 e 500 mesh com intuito de se obter apenas os ovos da população de nematoide, onde realizando um enxague com água destilada esterilizada sobre as peneiras, promoveu-se a separação dos ovos das partículas de raízes trituradas. Os ovos de *M. javanica* foram depositados sobre substrato, de modo que ficassem próximos às raízes de 40 plantas de tomateiro envasadas por 8 semanas para multiplicação do inóculo.

À época da instalação do experimento, os ovos foram extraídos das raízes conforme metodologia descrita anteriormente. A quantidade de inóculo foi aferida em lâminas de Peters com auxílio de um microscópio e contador numérico manual. O inóculo utilizado para a implantação do experimento foi proveniente das amostras do município de Itaporã, pois o

inóculo das amostras de Vicentina foi insuficiente. O procedimento de aferição foi repetido por três vezes e realizada a diluição da suspensão para se obter 500 ovos mL⁻¹.

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com dez repetições, em esquema fatorial 2 x 4 (tratamento de sementes x cultivares). As cultivares de soja utilizadas foram: M6410IPRO (suscetível), BRS7380RR (resistente), BRS284 (moderadamente resistente) e BRS511 (moderadamente resistente), conforme consta em catálogo das multiplicadoras e/ou detentoras das mesmas.

As sementes receberam o tratamento de sementes industrial (TSI) “Avicta[®] Completo”, que consiste na mistura dos produtos comerciais Avicta[®] 500 FS (Abamectina 500 g L⁻¹), Cruiser[®] 350 FS (Thiamethoxam 350 g L⁻¹) e Maxim Advanced[®] (Fludioxonil 25 g L⁻¹ + Metalaxil-M 20 g L⁻¹ + Tiabendazol 150 g L⁻¹) nas doses (bulas) de 100 mL p.c. + 200 mL p.c. + 100 mL p.c. = 400 mL de mistura comercial 100 kg⁻¹ sementes. Para cada cultivar, sementes sem tratamento com Avicta[®] Completo constituíram o tratamento testemunha.

As unidades experimentais foram constituídas de copos descartáveis de plástico de 500 mL com pequenos furos ao fundo realizado com uma agulha aquecida utilizando-se uma lamparina. Nestes copos, discos de papel sulfite recortados compreendendo a circunferência da parte inferior do copo, foram posicionados ao fundo dos mesmos para evitar a perda de substrato por advento da água durante o processo de umedecimento. Ainda nos copos, distribui-se 430 g de substrato constituído por mistura de solo + areia grossa + substrato comercial (1:1:1). Este substrato foi previamente esterilizado em autoclave (120°C, 1atm, por uma hora), por três dias consecutivos.

Essas unidades experimentais foram semeadas com soja de sementes tratadas e não tratadas com Avicta[®] Completo em orifícios de 2 cm de profundidade com auxílio de uma pinça metálica na quantidade de uma semente por copo. Posteriormente, cada unidade experimental foi infestada com 10 mL da suspensão de ovos (5000 ovos) distribuída em movimentos circulares sobre o substrato com a utilização de uma pipeta automática. No processo de infestação do substrato a suspensão de ovos foi mantida em um recipiente com agitação constante, utilizando-se um compressor que lançava o ar ao fundo deste recipiente movimentando a suspensão para promover uma melhor homogeneidade durante a pipetagem.

Durante todo o desenvolvimento da soja, no período que compreende entre a semeadura até o início das avaliações, as unidades experimentais foram mantidas em ambiente sombreado. Cada unidade experimental foi irrigada diariamente com aproximadamente 50 mL de água.

Decorridos 21 dias após a semeadura, com plantas apresentando estádios fenológicos entre V1 e V2 (FEHR et al., 1977), iniciou-se o período de avaliações no LMAF seguindo as medidas de biossegurança elaboradas pela Pró-Reitoria de Gestão de Pessoas (PROGESP) perante a situação de pandemia global (UFGD, 2021). Primeiramente foi mensurada a altura das plantas considerando a região do colo até a gema apical com utilização de uma régua métrica. Em seguida, a parte aérea das plantas foi seccionada na região do colo, identificadas por tratamento/repetição, acondicionadas em sacos de papel e colocados em estufa de circulação ajustada para 55°C até atingirem peso constante mensurado por balança analítica desprezando os cotilédones.

Os sistemas radiculares infectados foram lavados em água corrente sobre peneira para a retirada do excesso de substrato. Após secarem sobre papel jornal por aproximadamente 20 minutos, foram pesados em balança analítica, medidos com auxílio de régua métrica e submetidos ao método de coloração de nematoides em tecidos vegetais com fucsina ácida (BIRD et al., 1983). A solução estoque de fucsina ácida foi preparada dissolvendo-se 3,5 g de fucsina ácida em 250 mL de ácido acético + 750 mL de água destilada.

Quanto ao processo de coloração, os sistemas radiculares lavados foram acondicionados em frascos de 150 mL separados por tratamentos individualmente, posteriormente foram adicionados 50 mL de água + 10 mL de solução de hipoclorito de sódio (5,25%) em cada frasco, onde as raízes foram mantidas submersas por 4 minutos com agitações leves. Em seguida, as raízes foram retiradas dos frascos e enxaguadas em água corrente por aproximadamente 45 segundos. Após, foram acondicionadas em frascos contendo 50 mL de água e aguardado um período de 15 minutos.

Decorrido 15 minutos, a água dos frascos foi descartada e adicionou-se novamente 50 mL de água seguida da adição de 1 mL de solução estoque de fucsina ácida em cada frasco contendo as raízes. Posteriormente, os frascos foram levados ao micro-ondas onde a solução com as raízes foram submetidas a aquecimento até início da fervura. Realizada a fervura, os frascos foram retirados do micro-ondas e aguardou-se a solução esfriar até atingir temperatura ambiente, sendo posteriormente descartada e as raízes enxaguadas em água corrente de torneira. Após este processo, as mesmas foram armazenadas individualmente em frascos de acrílico contendo glicerina acidificada com adição de algumas gotas de HCl 5N.

A quantificação dos nematoides foi realizada em microscópio estereoscópio binocular, pelo exame de segmentos do sistema radicular dispostos em fileiras entre lâminas de vidro, com dimensões de 20 x 7cm, preenchidas por glicerina. Com o auxílio de um contador manual, foram então quantificados o número de nematoides presentes nas raízes, divididos em

diferentes estádios de desenvolvimento: J2 (juvenis de 2º estágio), J3J4 (juvenis de 3º e 4º estágio) e fêmeas.

Os dados foram tabulados em planilhas e, calculou-se o número de nematoides g^{-1} de raiz, dividindo-se o número total de indivíduos e de cada estágio quantificados na amostra, pelo peso das raízes. Estes dados foram submetidos à análise de variância (ANAVA), utilizando-se o programa estatístico Sisvar[®] (FERREIRA, 2019). Para os procedimentos estatísticos, os dados foram transformados por \sqrt{x} . Quando significativos, os resultados passaram por comparações de médias pelo teste LSD a 5% de probabilidade.

5 CONCLUSÕES

Avicta® Completo aplicado via tratamento de sementes industrial promoveu redução no número de nematoides nas raízes da cultivar suscetível 21 dias após semeadura.

A associação do tratamento de sementes com os diferentes níveis de resistência genética das cultivares (BRS7380RR, BRS511 e BRS284) apresentou-se promissora como ferramenta adicional no manejo *Meloidogyne javanica*.

Plantas das cultivares suscetível e resistente que receberam o tratamento de sementes, se pareceram estatisticamente para os números de juvenis e fêmeas nas raízes. Os parâmetros morfológicos das plantas também se equipararam entre as cultivares.

A cultivar BRS284 apresentou menor número de J2, entre as cultivares sem tratamento de sementes. Já a cultivar BRS7380RR reduziu J3J4 em comparação às demais cultivares tanto para com, quanto para sem tratamento de sementes.

6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGROFIT. **Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários**. 2022. Disponível em: http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons. Acesso em: 12 mai. 2022.

ALCEBÍADES, M. L. *et al.* Utilização de método químico e biológico no manejo de *Meloidogyne javanica* na cultura de soja sob cultivo protegido. **Enciclopédia Biosfera**, v. 16, n. 30, 2019.

ALEKCEVETCH, J. C. *et al.* Genome-wide association study for resistance to the *Meloidogyne javanica* causing rootknot nematode in soybean. **Theoretical and Applied Genetics**, v. 134, p. 777-792, 2021.

ARAÚJO, F. F. *et al.* Controle genético, químico e biológico de meloidoginose na cultura da soja. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 42, n. 2, p. 220-224, jun. 2012.

ASMUS, G. L. Danos causados à cultura da soja por nematóides do gênero *Meloidogyne*. In: SILVA, J. F. V. (org.). **Relações Parasito-Hospedeiro nas Meloidoginoses da Soja**. Londrina: Embrapa Soja-Livro técnico (INFOTECA-E), 2001. Cap. 2. p. 39-62.

ASMUS, G.L. Evolução da ocorrência de *Rotylenchulus reniformis* em Mato Grosso do Sul, durante o quinquênio 2001/2005. In: Reunião de Pesquisa de Soja da Região Central do Brasil, 27, 2005, Cornélio Procópio. **Resumos...** Londrina: Embrapa Soja, 2005. p.221-222. (Embrapa Soja. Documentos, 257).

ASMUS, G. L.; FERRAZ, L. C. C. B. Relações entre densidade populacional de *Meloidogyne javanica* e a área foliar, a fotossíntese e os danos causados a variedades de soja. **Nematologia Brasileira**, v. 25, n. 1, p. 1-13, 2001

BALARDIN, R. R. **Reação de cultivares de soja e uso de trichoderma para o manejo integrado de *Meloidogyne javanica***. 2019. 58 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Pós-Graduação em Ciência do Solo, Centro de Ciências Rurais, Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, 2019.

BERGAMIN FILHO, A.; AMORIN, L. Princípios gerais de controle. In: AMORIN, L. *et al* (eds.). **Manual de Fitopatologia: princípios e conceitos**. 5. ed. Ouro Fino: Ceres, 2018. Cap. 14. p. 215-228.

BICALHO, A. C. G.; MACHADO, A. C. Z. Importância e manejo de nematoides em sistemas integrados. In: I Congresso Brasileiro de Sistemas Integrados de Produção Agropecuária e IV Encontro de Integração Lavoura-Pecuária no Sul do Brasil. 21-24, ago. 2017, Cascavel. **Palestras: Intensificação com Sustentabilidade**, Cascavel: UTFPR, p. 45-54.

BIRD JR., D. W. *et al.* An improved technique for clearing and staining plant tissues for detection of nematodes. **Journal of Nematology**, v.15, p.142-143, 1983.

BONETI, J. I. S.; FERRAZ, S. Modificação do método de Hussey & Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* de raízes de cafeeiro. **Fitopatologia Brasileira**, v. 6, n. 3, 1981.

BRIDA, A. L. *et al.* Variabilidade espacial de *Meloidogyne javanica* em soja. **Summa Phytopathologica**, v. 42, n. 2, p. 175-179, 2016.

CABRERA, J. A. *et al.* Efficacy of abamectin seed treatment on *Pratylenchus zaeae*, *Meloidogyne incognita* and *Heterodera schachtii*. **Journal of Plant Diseases and Protection**, v. 116, n. 3, p. 124-128, 2009. Disponível em: <https://link.springer.com/article/10.1007%2FBF03356298>. Acesso em: 15 set. 2021.

CAMPOS, H. D. *et al.* Atração e penetração de *Meloidogyne javanica* e *Heterodera glycines* em raízes excisadas de soja. **Ciência Rural**, v. 41, n. 9, p. 1496-1502, 2011.

CARNEIRO, GE de S. *et al.* Comportamento de genótipos de soja em área naturalmente infestada com *Meloidogyne incognita*. In: **Embrapa Soja-Artigo em anais de congresso (ALICE)**. In: REUNIÃO DE PESQUISA DE SOJA, 37., 2019, Londrina. Resumos expandidos... Londrina: Embrapa Soja, 2019. (Embrapa Soja. Documentos, 413)., 2019.

CARNEIRO, R. G. *et al.* Estudo de mecanismos de resistência a *Meloidogyne incognita* raça 3 em variedades de feijoeiro. **Nematologia Brasileira**, v. 16, p. 41-52, 1992.

CARVALHO, C. **Tratamento de sementes de soja (*Glycine max* L.) na infectividade e morfogênese de juvenis de *Meloidogyne javanica* [(TREUB, 1885) Chitwood, 1949]**. 2016. 59 f. Tese (Doutorado) - Curso de Pós-Graduação em Agronomia – Produção Vegetal, Faculdade de Ciências Agrárias, Universidade Federal da Grande Dourados, Dourados, 2016.

CASTANHEIRA, C. M. *et al.* Influence of *Meloidogyne javanica* parasitism on soybean development and chemical composition. **Chemical and Biological Technologies in Agriculture**, v. 8, n. 10, fev. 2021. Disponível em: <https://chembioagro.springeropen.com/articles/10.1186/s40538-021-00209-8>. Acesso em: 05 set. 2021.

CHIDICHIMA, L. P. S.; SANTOS, S. S. Reação de cultivares de milho a *Meloidogyne javanica*. 2019. **XI Encontro Internacional de Produção Científica**. p. 08, 2019. Disponível em: <http://rdu.unicesumar.edu.br/handle/123456789/3283>. Acesso em: 29 ago. 2021.

CONAB. **Portal de Informações Agropecuárias**. 2021. Disponível em: <https://portaldeinformacoes.conab.gov.br/safra-estimativa-de-evolucao-graos.html>. Acesso em: 18 set. 2021.

CONAB. **Portal de Informações Agropecuárias**. 2022. Disponível em: <https://portaldeinformacoes.conab.gov.br/safra-estimativa-de-evolucao-graos.html>. Acesso em: 29 mar. 2022.

CORTE, G. D. *et al.* Tecnologia de aplicação de agrotóxicos no controle de fitonematoides em soja. **Ciência Rural**, v. 44, n. 9, p. 1534-1540, 2014.

DAS, S. *et al.* Histological characterization of root-knot nematode resistance in cowpea and its relation to reactive oxygen species modulation. **Journal of Experimental Botany**, v. 59, n. 6, p. 1305-1313, 2008.

DEUNER, C. C. *et al.* Nematoses. In: REIS, E. M; CASA, R. T. **Doenças da Soja**. Passo Fundo: Berthier, 2012. 436p.

DIAS, A.; GAVASSONI, W.L. Ecloração de juvenis infectivos de *Meloidogyne javanica* em soluções aquosas de abamectina. In: ENCONTRO DE ENSINO, PESQUISA E EXTENSÃO, 10., 2016, Dourados. **Anais 10 ENEPE**, Dourados: UFGD. p. 1-10.

DIAS, W. P. *et al.* **Nematóides em soja: identificação e controle**. Embrapa Soja-Circular Técnica (INFOTECA-E). Londrina, 2010.

EISENBACK, J.D. Diagnostic characters useful in the identification of the four most common species of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.). In: SASSER, J.N.; CARTER, C.C. (eds). **An Advanced Treatise on Meloidogyne**. v.1: Biology and Control. North Carolina State University Graphics. Raleigh, USA. p.95–112. 1985.

EMBRAPA Soja. **Soja em Números (safra 2020/21)**. 2021. Disponível em: <https://www.embrapa.br/soja/cultivos/soja1/dados-economicos>. Acesso em: 20 set. 2021.

FAVORETO, L. *et al.* Diagnose e manejo de fitonematoides na cultura da soja. **Informe Agropecuário**, v. 40, n. 306, p. 18-29, 2019.

FAVORETO, L.; MEYER, M. C. Desvendando a Soja Louca II. In: Embrapa Soja-Artigo em anais de congresso (ALICE). In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 36, 2019, Caldas Novas. **Nematóides: da Ciência ao Campo**. [Anais, palestras e resumos]. Campinas: Infobibos, 2019.

FEHR, W. R. *et al.* Response of indeterminate and determinate soybean cultivars to defoliation and half-plant cut-off 1. **Crop Science**, v. 17, n. 6, p. 913-917, 1977.

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

FERRAZ, L. C. C. B. *et al.* Nematóides. In: AMORIM, L. *et al.* (eds.). **Manual de Fitopatologia: princípios e conceitos**. 5. ed. Ouro Fino: Ceres, 2018. Cap. 13. p. 1-18.

FERRAZ, L. C. C. B. O nematóide *Pratylenchus brachyurus* e a soja sob plantio direto. **Revista Plantio Direto**, v. 96, p. 23-27, 2006.

FERREIRA, D.F. SISVAR: A computer analysis system to fixed effects split plot type designs. **Revista Brasileira de Biometria**, v. 37, n. 4, p. 529-535, 2019.

FERREIRA, R. M. I. **Estrutura e desenvolvimento da galha radicular induzida por *Meloidogyne javanica* em *Glycine max* L. (soja)**. 2017. 46 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Pós-Graduação em Biologia Vegetal, Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2017.

GONÇALVES, S. L. *et al.* **Rotação de culturas**. Embrapa Soja-Circular Técnica (INFOTECA-E). Londrina, 2007.

GOULART, A. M. C. **Aspectos gerais sobre nematoides das lesões radiculares (gênero *Pratylenchus*)**. Embrapa Cerrados-Documents (INFOTECA-E). Brasília, 2008.

GREENBERG, J. T. Programmed cell death in plant-pathogen interactions. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, n. 48, p. 525-545, 1997.

GRIGOLLI, J. F. J.; ASMUS, G. L. (eds.). Manejo de nematoides na cultura da soja. In: LOURENÇÃO, A. L. F. *et al.* (eds.). **Tecnologia e Produção Soja 2013/2014**. Curitiba: Midiograf, 2014. Cap. 9. p. 194-203.

HUSSEY, R. S.; WILLIAMSON, V. M. Physiological and molecular aspects of nematode parasitism. **Plant and Nematode Interactions**, v. 36, p. 87-108, 1998.

IBRAHIM, H. M. M. *et al.* Post-transcriptional gene silencing of root-knot nematode in transformed soybean roots. **Experimental Parasitology**, v. 127, n. 1, p. 90-99, 2011 Disponível em: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0014489410002432>. Acesso em: 28 ago. 2021.

INOMOTO, M. M; ASMUS, G. L. Controle de nematóides une resistência, rotação e nematicidas. **Visão Agrícola**, v. 6, p. 47-50, 2006.

INOMOTO, M. M; ASMUS, G. L. Culturas de cobertura e de rotação devem ser plantas não hospedeiras de nematoides. **Visão Agrícola**, v. 1, p. 112-116, 2009.

INOMOTO, M.M. O plantio direto aumentou os problemas com fitonematoides no Brasil? **Summa Phytopatologica**, Piracicaba, v. 34, p. 125-126, 2008. Apresentado no CONGRESSO PAULISTA DE FITOPATOLOGIA, 31., São Paulo, 2008.

KAGI, F. *et al.* Defesa vegetal; requisitos, inovações e sustentabilidade. In: ZAMBOLIM, L. (ed). **O que os Engenheiros Agrônomos Devem Saber para Orientar Corretamente o Uso de Produtos Fitossanitários**. Viçosa: Suprema, 2019. Cap. 1. p. 21-60.

KAMUNYA, S. M. *et al.* Integrated management of root-knot nematode (*Meloidogyne* spp.) in tea (*Camellia sinensis*) in Kenya. **International Journal of Pest Management**, v. 54, n. 1, p. 129-136, 2008.

KUBO, R.K. *et al.* Efeito do tratamento de sementes no controle de *Rotylenchulus reniformis* em dois cultivares de algodão. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 79, n. 2, p. 239-245, 2012.

LEROI, A.M; JONES, J. T. Development biology. In: PERRY, R.N; WRIGHT, D. **The Physiology and Biochemistry of Free-living and Plant-parasitic Nematodes**. Wallingford, ENG.: CABI, 1998. p. 155-179.

LORDELLO, L. G. E. Contribuição ao conhecimento dos nematóides que causam galhas em raízes de plantas em São Paulo e Estados vizinhos. **Anais da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz**, Piracicaba, v. 21, p. 181-218, 1964.

LORDELLO, L.G.E. **Nematóides das plantas cultivadas**. 6. ed. Editora Nobel: São Paulo, 1988, 314p.

MACHADO, A, C, Z. **Nematoides devastam lavouras de soja**. 2015. Disponível em: <http://www.revistacampoenegocios.com.br/nematoides-devastam-lavouras-de-soja>. Acesso em 20 set. 2021.

MANZOTTE, U. *et al.* Reação de híbridos de milho a *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, v. 26, n. 1, p. 105-108, 2002.

MARÇAL, L. M. **Nematicidas no manejo de nematoides na cultura da soja**. 2019. 30 f. Dissertação (Mestrado) – Curso de Pós-Graduação em Proteção de Plantas. Instituto Federal Goiano. Urutaí, 2019.

MÁRQUEZ, L. A. Y. **Caracterização de nematofauna em soja (*Glycine max*) nos estados do Rio Grande do Sul e Santa Catarina e reação de genótipos a espécies de *Meloidogyne***. 2019. 88 f. Dissertação (Mestrado) - Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2019.

MATTOS, V. S. **Variabilidade genética e agressividade a soja [*Glycine max* (L.) Merrill] de populações de *Meloidogyne* spp. do cerrado e de áreas de cultivo**. 2013. 88 f. Dissertação (Mestrado) – Programa de Pós-Graduação em Fitopatologia, Universidade de Brasília, Brasília, 2013.

MAZZETTI, V. C. G. **Levantamento populacional de nematoides em soja no Rio Grande do Sul e estratégia genética, química e biológica para o controle de nematoides de galha**. 2017. 83 f. Tese (Doutorado) - Curso de Pós-Graduação em Agronomia, Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Passo Fundo, Passo Fundo, 2017.

MENDES, M. L.; RODRIGUEZ, P. B. N. Reação de cultivares de soja aos nematoides de galhas *Meloidogyne javanica* e *Meloidogyne incognita* raças 1, 2, 3 e 4. **Nematologia Brasileira**, v. 24, n. 2, p. 211–217, 2000.

MENDES, S. P. S. C. **Associação de métodos de controle para o manejo de fitonematoides em soja no cerrado**. 2020. 67 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Pós-Graduação em Ciências Agrárias/Agronomia, Diretoria de Pesquisa e Pós-Graduação, Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Goiano, Rio Verde, 2020.

MEYER, M. C. *et al.* Reação de cultivares de soja ao nematóide *Aphelenchoides besseyi*. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, 50., 2017, Uberlândia. **Do manejo à edição do genoma: resumos**. Brasília, DF: SBF, 2017.

OLIVEIRA, C. M. G. *et al.* Nematoides. In: BRANDÃO FILHO, J. U. T. *et al* (eds.). **Hortaliças-fruto**. Maringá: Eduem, 2018. Cap. 9. p. 315-337.

OLIVEIRA, L. A. **Resistência da soja à *Meloidogyne incognita*: herança e marcador molecular**. 2012. 28 f. Dissertação (Mestrado) – Programa de Pós-Graduação em Genética e Melhoramento, Universidade Estadual de Maringá, Maringá, 2012.

ORTIZ MORAZÁN, A. S. **Análises bioinformáticas de proteínas de resistência do tipo nucleotide binding site-leucine rich repeat (NBS-LRR) de café**. 2019. 68 f. Dissertação (Mestrado) – Programa de Pós-Graduação em Genética Evolutiva e Biologia Molecular, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2019.

PEREIRA, B. M. **Evolução tecnico-econômica da produção de soja no Brasil e na Argentina: uma análise históricocomparada**. 2021. 108 f. Dissertação (Mestrado) – Curso de Pós-Graduação em Agronegócio, Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Brasília, Brasília, 2021.

PINHEIRO, J. B. *et al.* **Manejo de nematoides na cultura do tomate**. Embrapa Hortaliças-Circular Técnica (INFOTECA-E). Brasília, 2014.

RIBEIRO, N. *et al.* **Nematoides: um desafio constante**. In: Associação dos Produtores de Sementes de Mato Grosso (APROSMAT). 2011, 10p.

ROSA, T. E. A. **Nematicidas associados a cama de frango no controle de nematoides na soja e milho safrinha**. 2020. 31 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Pós-Graduação em Proteção de Plantas, Instituto Federal Goiano, Urutaí, 2020.

SANTOS, M. A. Fitonematoides. In: LEMES, E. *et al.* (orgs.). **Doenças da Soja: melhoramento genético e técnicas de manejo**. Campinas, SP: Millennium, 2015. Cap. 8. p. 107-118.

SASSER, J. N. Root-knot nematodes: a global menace to crop production. **Plant Disease**, v. 64, p. 36-41, 1980.

SCHNITZLER, F. **Desempenho da cultura da soja sob diferentes plantas de coberturas do solo**. 2017. 34 f. TCC (Graduação) – Curso de Agronomia, Departamento de Estudos Agrários, Universidade Regional do Noroeste do Estado do Rio Grande do Sul, Ijuí, 2017.

SIDDIQUI, S. Z. *et al.* An UNC-49 GABA receptor subunit from the parasitic nematode *Haemonchus contortus* is associated with enhanced GABA sensitivity in nematode heteromeric channels. **Journal of Neurochemistry**, v. 113, p. 1113-1122, 2010.

SILVA, J. F. V. Resistência genética de soja a nematoides do gênero *Meloidogyne*. In: SILVA, J. E. V. (org.). **Relações parasito-hospedeiro nas meloidoginoses da soja**. Londrina: EMBRAPA Soja, 2001. Cap. 4, p. 95-127.

SILVA, M. H. L. *et al.* Análise e identificação de nematoides fitófagos em área irrigada por pivô central. **Research, Society and Development**, v. 10, n. 5, p. 1-6, 2021.

SILVA, R. A. *et al.* Efeito da rotação e sucessão de culturas no manejo de nematoides da soja em área arenosa. **Nematropica**, v. 48, n. 2, p. 198-206, 2018.

SIYAKUMAR, C. Y.; SESHADRJ, A. R. Life history of the reniform nematode, *Rotylenchulus reniformis* (Linford and Oliveira, 1940). **Indian Journal Nematology**, v.1, p. 7-20. 1971.

STARR, J. *et al.* The future of nematode management in cotton. **Journal of Nematology**, v. 39, n. 4, p. 283-294, 2007.

TEIXEIRA, R. A. **Reação de cultivares de soja a *Meloidogyne incognita* e *M. javanica***. 2013. 63 f. Tese (Doutorado) - Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, 2013.

TIAN, B. *et al.* Host-derived gene silencing of parasite fitness genes improves resistance to soybean cyst nematodes in stable transgenic soybean. **Theoretical and Applied Genetics**, p. 1-12, 2019.

TORRES, R. G. *et al.* **Manejo integrado de nematoides em sistema de plantio direto no cerrado**. 2009. Disponível em: <http://atividaderural.com.br/artigos/4fb3f19fd70f8.pdf>. Acesso em: 08 set. 2021.

UFGD. **Medidas de biossegurança UFGD**. 3ª edição, nov. 2021. Disponível em: <https://files.ufgd.edu.br/arquivos/arquivos/78/CORONAVIRUS/Portarias,%20Instru%C3%A7%C3%B5es%20Normativas%20e%20Resolu%C3%A7%C3%B5es/Manual%20De%20biosseguran%C3%A7a%203%20edi%C3%A7%C3%A3o.pdf>. Acesso em: 01 nov. 2021.

VIGLIERCHIO, D. R. **The world of nematodes: a fascinating component of the animal kingdom**. University of California: Davis, USA. 1991. 266 p.

VITTI, A. J. *et al.* Effect of soybean seed treatment with abamectin and thiabendazole on *Heterodera glycines*. **Nematropica**, v. 44, n 1, p. 74-80, 2014. Disponível em: <https://repositorio.bc.ufg.br/handle/ri/14915>. Acesso em: 29 ago. 2021.

WILLIAMSON, V. M. Plant nematode resistance genes. **Current Opinion in Plant Biology**, v. 2, p. 327-331, 1999.

YEATES, G. W. *et al.* Feeding habits in soil nematode families and genera-an outline for soil ecologists. **Journal of Nematology**, v. 25, n. 3, p. 315-331. 1993.

YU J. *et al.* Genome-wide comparative analysis of NBS-encoding genes between Brassia species and *Arabidopsis thaliana*. **BMC Genomics**, v. 15, n. 3, p. 1-18. 2014.

ZHU, Q. H. *et al.* miR482 regulation of NBS-LRR defense genes during fungal pathogen infection in cotton. **Plos One**, v. 8, n. 12, p 1-11. 2013.