

**UNIVERSIDADE ESTADUAL DO OESTE DO PARANÁ  
CAMPUS DE MARECHAL CÂNDIDO RONDON**

**DABLIENY HELLEN GARCIA SOUZA**

**INDUÇÃO DE RESISTÊNCIA EM SOJA E CONTROLE DE *Pratylenchus brachyurus*  
COM FERTILIZANTE FOLIAR A BASE DE ALECRIM (*Rosmarinus officinalis* L.)**

**MARECHAL CÂNDIDO RONDON - PARANÁ**

**2020**

**DABLIENY HELLEN GARCIA SOUZA**

**INDUÇÃO DE RESISTÊNCIA EM SOJA E CONTROLE DE *Pratylenchus brachyurus*  
COM FERTILIZANTE FOLIAR A BASE DE ALECRIM (*Rosmarinus officinalis* L.)**

Dissertação apresentada à Universidade Estadual do Oeste do Paraná, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Agronomia, para obtenção do título de Magister Scientiae.

Orientador: Antonio Carlos Torres da Costa

Coorientador: José Renato Stangarlin

**MARECHAL CÂNDIDO RONDON - PARANÁ**

**2020**

Ficha de identificação da obra elaborada através do Formulário de Geração Automática do Sistema de Bibliotecas da Unioeste.

SOUZA, DABLIENY HELLEN GARCIA  
INDUÇÃO DE RESISTÊNCIA EM SOJA E CONTROLE DE  
Pratylenchus brachyurus COM FERTILIZANTE FOLIAR A BASE DE  
ALECRIM (Rosmarinus officinalis L.) / DABLIENY HELLEN  
GARCIA SOUZA; orientador(a), Antonio Carlos Torres da  
Costa; coorientador(a), José Renato Stangarlin, 2020.  
53 f.

Dissertação (mestrado), Universidade Estadual do Oeste  
do Paraná, Campus Marechal Cândido Rondon, Centro de  
Ciências Agrárias, Programa de Pós-Graduação em Agronomia,  
2020.

1. Agronomia . 2. Fitopatologia. 3. Nematologia. 4.  
Indução de resistência de plantas a nematoides. I. da  
Costa, Antonio Carlos Torres . II. Stangarlin, José Renato  
. III. Título.



**unioeste**

Universidade Estadual do Oeste do Paraná

Campus de Marechal Cândido Rondon - CNPJ 78680337/0003-46

Rua Pernambuco, 1777 - Centro - Cx. P. 91 - <http://www.unioeste.br>

Fone: (45) 3284-7878 - Fax: (45) 3284-7879 - CEP 85960-000

Marechal Cândido Rondon - PR.



**PARANÁ**

GOVERNO DO ESTADO

## DABLIENY HÉLLEN GARCIA SOUZA

Indução de resistência em soja e controle de *Pratylenchus brachyurus* com fertilizante foliar a base de alecrim (*Rosmarinus officinalis* L.)

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia em cumprimento parcial aos requisitos para obtenção do título de Mestra em Agronomia, área de concentração Produção Vegetal, linha de pesquisa Fitossanidade e Controle Alternativo, APROVADA pela seguinte banca examinadora:

Orientador - Antonio Carlos Torres da Costa

Universidade Estadual do Oeste do Paraná - Campus de Marechal Cândido Rondon (UNIOESTE)

Odair José Kuhl

Universidade Estadual do Oeste do Paraná - Campus de Marechal Cândido Rondon (UNIOESTE)

Roberto Luis Portz

Universidade Federal do Paraná - Campus de Palotina (UFPR)

Marechal Cândido Rondon, 28 de janeiro de 2020

Ao meu bom Deus, senhor e salvador,  
Aos meus pais, avós e irmãos,  
Dedico!

## AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus por ter me sustentado em suas mãos, ter sido meu socorro presente nos dias de aflição, me livrando de todo mal e guardando todos os meus caminhos.

Agradeço ao meu pai Amilton Lima de Souza, minha mãe Ana Paula Garcia, meu avô Valdomiro Garcia, minhas avós Regina Maura Garcia e Maria Margarida de Souza, meus irmãos, Mileny, Carlos Eduardo e Emanuela, por serem minha base, alegria da minha vida e razão pela qual nunca desisti dos meus sonhos. Obrigada por todas orações. Vocês me motivam a seguir a caminhada da vida e, certamente sem o apoio e carinho de vocês eu jamais teria conseguido chegar até aqui.

Ao meu querido orientador Prof. Dr. Antonio Carlos Torres da Costa, agradeço por toda confiança depositada em mim, pelas conversas incentivadoras e por todos os ensinamentos transmitidos.

Ao meu coorientador e amigo, Prof. Dr. José Renato Stangarlin que me acolheu com muito carinho em seu grupo de pesquisa e me apresentou a indução de resistência, área a qual me identifiquei. Com seus incentivos e conselhos, me manteve calma nos momentos difíceis, obrigada por tudo professor.

Ao Prof. Dr. Odair José Kuhn pela amizade, apoio, ensinamentos, paciência, auxílio, conversas, e os sábios conselhos que sempre me deu.

Aos professores Edmar Soares de Vasconcelos e Cláudio Yuji Tsutsumi, por toda paciência e auxílio na estatística do meu trabalho.

A todos os colegas e amigos que fiz durante a Pós-graduação, incluindo todos os membros do grupo Cobalfi, agradeço por todo apoio e auxílio.

Aos meus amigos Noéle Khristinne Cordeiro, Marta I. F. da Cruz, Anderson L. Helling, Eloisa Lorenzetti, Jeferson Carvalho, Bruna Cristina Grespan Zago, Gabriela Zarnott, Daiane Bernardi, Ariane Santorum, Renata Filler Barabasz, Guilherme Borghetti Calixto, Tais Kohler, Adrieli Luisa Ritt, Elisa Kracke, Leonardo Mosconi, Lucas Laske, Aline Rafaela Hasper, Adriele Dierings, Anderson Marcel Gibbert, Silvio Douglas Ferreira, Hiago Canavessi, Tauane Brito e Camila Hendges agradeço por qualquer auxílio dado durante o desenvolvimento deste trabalho, seja nas análises, aplicação de produtos, condução dos ensaios experimentais ou confecção de gráficos. Agradeço pelas boas risadas no laboratório,

conversas descontraídas, lanchinhos, apoio emocional, por me ouvirem cantar por horas durante as avaliações (risos) e por todo carinho que tiveram comigo.

Aos membros do grupo de jovens da Primeira Igreja Batista de Marechal Cândido Rondon, agradeço pela amizade, acolhimento, orações e comunhão que tivemos todo esse tempo.

À Universidade Estadual do Oeste do Paraná e ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia pela oportunidade de realizar o curso e pela receptividade de toda a equipe.

A Leila pela sua amizade e grande profissionalismo, sempre tirando dúvidas e auxiliando no que fosse necessário.

Aos funcionários da UNIOESTE, que sempre estavam dispostos a ajudar, abriam os laboratórios nos finais de semana e feriados, e ainda se preocupavam comigo e me apoiavam.

Ao Flavio funcionário do cultivo protegido, pelo auxílio e disponibilidade de sempre.

A Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela disponibilização da bolsa de mestrado.

A todos que de alguma forma participaram da realização desta pesquisa.

Muito obrigada!

*“Seja bendito o nome de Deus de eternidade a eternidade, porque dele é a sabedoria e a força.”*

*(Daniel 2:20)*

*“Porque dele, e por meio dele, e para ele são todas as coisas.  
A ele, pois, a glória eternamente. Amém!”*

*(Romanos 11:36)*

## RESUMO

SOUZA, Dablieny Hellen Garcia. Universidade Estadual do Oeste do Paraná. Janeiro de 2020. **Indução de resistência em soja e controle de *Pratylenchus brachyurus* com fertilizante foliar a base de alecrim (*Rosmarinus officinalis* L.)**. Orientador: Prof. Dr. Antonio Carlos Torres da Costa. Coorientador: Prof. Dr. José Renato Stangarlin.

A cultura da soja apresenta grande importância para a agricultura brasileira, porém, sua produtividade pode ser prejudicada quando em seu sistema radicular há presença de patógenos, como o nematoide das lesões radiculares *Pratylenchus brachyurus*. Devido à dificuldade de controle desse patógeno, métodos alternativos vêm sendo estudados, como o uso de produtos à base de plantas medicinais e nutrientes com potencial para induzir resistência em plantas. O objetivo deste trabalho foi avaliar a atividade nematicida de fertilizante foliar a base de alecrim (*Rosmarinus officinalis* L.) e o seu efeito na indução de resistência em soja para controle de *P. brachyurus*. Os tratamentos utilizados foram doses de 0; 1,5; 3; 4,5 e 6 g L<sup>-1</sup> do fertilizante foliar All Crim convencional<sup>TM</sup>, e 0,125 g L<sup>-1</sup> de acibenzolar-S-metil (ASM). Foram realizados experimentos *in vitro*, para a avaliação da mortalidade de *P. brachyurus* e, *in vivo*, para avaliação da atividade das enzimas fenilalanina amônia-liase, polifenoloxidase e peroxidase e, para a avaliação das variáveis agrônômicas (altura de plantas, número de vagens, massa de grãos e massa fresca de raiz) e nematológicas (número de nematoides total na raiz e número de nematoides g<sup>-1</sup> raiz), este último foi realizado em duas distintas épocas de cultivo. O fertilizante foliar atuou como nematicida no experimento *in vitro*. Nos ensaios *in vivo* não houve efeito dos tratamentos para altura de plantas, número de vagens e massa fresca de raiz, porém, houve aumento da atividade de peroxidase três dias após a aplicação de 1,5 e 3,0 g L<sup>-1</sup> do produto, podendo estar relacionada a indução de resistência, pois, o número de nematoide total e nematoide/g de raiz de soja foi reduzido após a aplicação do produto, apresentando-se por muitas vezes mais eficiente que o tratamento controle acibenzolar-S-metil. Perda de massa de grãos foi observada após aplicação do produto, resultado possivelmente relacionado ao custo energético da indução de resistência.

Palavras-chave: Nematoide das lesões. *Glycine max*. Controle alternativo. Plantas medicinais. Nutrição.

## ABSTRACT

SOUZA, Dablieny Hellen Garcia. Universidade Estadual do Oeste do Paraná, January - 2020. **Resistance induction in soybean and control of *Pratylenchus brachyurus* with rosemary-based (*Rosmarinus officinalis* L.) foliar fertilizer.** Advisor: PhD. Antonio Carlos Torres da Costa. Co-advisor: PhD. José Renato Stangarlin.

The soybean is a crop of great importance for the Brazilian agriculture, however, its yield can be negatively affected by root system pathogens, such as the root lesion nematode *Pratylenchus brachyurus*. Due to the high difficulty in controlling this pathogen, alternative methods have been studied, such as the use of substances based on medicinal plants and nutrients with potential to induce resistance in plants. The objective of this work was to evaluate the nematicide effect of rosemary-based leaf fertilizer (*Rosmarinus officinalis* L.) and its effect on the resistance induction in soybean to control *P. brachyurus*. Treatments used were the doses 0; 1.5; 3; 4.5 and 6 g L<sup>-1</sup> of foliar fertilizer “All Crim convencional™”, and 0.125 g L<sup>-1</sup> of acibenzolar-s-methyl (ASM). *In vitro* experiments were performed to evaluate *P. brachyurus* mortality and, *in vivo*, evaluate the phenylalanine ammonia-lyase, polyphenol oxidase and peroxidase enzymes activity and, evaluate the agronomical (plant height, number of pods, grain mass and fresh root mass) and nematological parameters (total number of root nematodes and number nematodes per root gram), this last parameter was studied in two different growing seasons. The foliar fertilizer acted as a nematicide in the *in vitro* experiment. In the *in vivo* assays there was no effect from the treatments on plant height, number of pods and fresh root mass, however, there was an increase in the peroxidase activity three days after of 1.5 and 3.0 g L<sup>-1</sup> of the tested product was applied, indicating resistance induction, as the total number of nematodes and number of nematodes per root gram reduced after the application, being more efficient than the control treatment with acibenzolar-S-methyl. Grain mass loss was observed after product application, possibly due to fitness cost of resistance induction.

Keywords: Root lesion nematode. *Glycine max*. Alternative control. Medicinal plants. Nutrition.

## SUMÁRIO

<b>1</b>	<b>INTRODUÇÃO .....</b>	<b>1</b>
<b>2</b>	<b>REVISÃO BIBLIOGRÁFICA .....</b>	<b>2</b>
2.1	A CULTURA DA SOJA .....	2
2.2	NEMATOIDES PARASITAS DE PLANTAS .....	3
2.3	MANEJO DE NEMATOIDES.....	4
2.4	NUTRIENTES E OS NEMATOIDES .....	6
2.5	INDUÇÃO DE RESISTÊNCIA.....	8
2.6	PLANTAS MEDICINAIS.....	12
<b>3</b>	<b>MATERIAL E MÉTODOS .....</b>	<b>14</b>
3.1	LOCAL DE CONDUÇÃO DOS EXPERIMENTOS .....	14
3.2	OBTENÇÃO DO INÓCULO.....	14
3.3	TRATAMENTOS .....	14
3.4	AVALIAÇÃO DA MORTALIDADE DE <i>Pratylenchus brachyurus</i> <i>IN VITRO</i> .....	15
3.5	AVALIAÇÃO DO CONTROLE DE <i>Pratylenchus brachyurus</i> , CRESCIMENTO E PRODUÇÃO DA SOJA (TESTE CONTROLE).....	15
3.6	AVALIAÇÃO DA ATIVIDADE DAS ENZIMAS DE DEFESA VEGETAL (TESTE BIOQUÍMICO).....	16
3.7	ANÁLISE ESTATÍSTICA.....	18
<b>4</b>	<b>RESULTADOS E DISCUSSÃO .....</b>	<b>19</b>
4.1	MORTALIDADE DE <i>Pratylenchus brachyurus</i> <i>IN VITRO</i> .....	19
4.2	CONTROLE DE <i>Pratylenchus brachyurus</i> , CRESCIMENTO, PRODUÇÃO E ATIVIDADE DAS ENZIMAS DE DEFESA VEGETAL DA SOJA .....	20
<b>5</b>	<b>CONCLUSÕES.....</b>	<b>30</b>
<b>6</b>	<b>REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....</b>	<b>30</b>

## 1 INTRODUÇÃO

A soja (*Glycine max* (L.) Merrill) é a cultura de maior produção entre os grãos produzidos no Brasil. Para a safra 2019/20 espera-se um crescimento em sua área cultivada, com incremento nacional equivalente a 2,3%, comparando-se com a safra anterior, aumentando de 35,9 para 36,7 milhões de hectares, com produção estimada em 120,86 milhões de toneladas (CONAB, 2019a). Sua produtividade é afetada por diferentes agentes fitopatogênicos que ocasionam danos econômicos à cultura (HENNING et al., 2014), e dentre estes estão os fitonematoides.

Entre os fitonematoides de maior importância no Brasil encontram-se *Meloidogyne* spp. (nematóide das galhas), *Heterodera glycines* (nematóide do cisto), *Rotylenchulus reniformis* (nematóide reniforme) e *Pratylenchus brachyurus* (nematóide das lesões radiculares) (DIAS et al., 2010a), o qual, se destaca dos demais devido a sua distribuição geográfica e ampla gama de hospedeiros (GOULART, 2008).

O controle desse fitonematóide é complexo, geralmente, recomenda-se o emprego de práticas como a rotação de culturas, uso de nematicidas e a escolha de cultivares resistentes. No entanto, o uso de rotação de culturas é limitado, uma vez que esses fitonematoides são polífagos, restando assim poucas plantas para serem usadas nesta prática. Os nematicidas são produtos prejudiciais tanto ao homem quanto ao meio ambiente (CASTANEDA-ALVAREZ; ABALLAY, 2016), fato que torna sua aquisição indesejável. Quanto às cultivares, só são consideradas resistentes as que possuem fatores de reprodução (FR) < 1,0 (DIAS et al., 2010a), competência não observada nas cultivares de soja presentes no mercado nacional.

Devido à dificuldade de controle, novas alternativas vêm sendo estudadas, como o uso de produtos à base de nutrientes (SANTANA-GOMES et al., 2013; MIAMOTO et al., 2017; TONINATO et al., 2019) e extratos de plantas medicinais (MÜLLER et al., 2016), com potencial de induzir resistência do hospedeiro ao nematóide. Tal resistência pode ser ativada por diferentes indutores, sendo o acibenzolar-S-metil um dos mais testados no controle de fitonematoides (PUERARI et al., 2013; PUERARI et al., 2015; BRITO et al., 2016; HERNANDES et al., 2017; LOPES et al., 2017).

A indução de resistência é uma ferramenta valiosa a ser empregada no controle de nematoides, visto que não apresenta perigo ao ambiente e a saúde do homem. No entanto, mais pesquisas são necessárias para compreensão dos mecanismos envolvidos nesse fenômeno. Assim, o objetivo deste trabalho foi avaliar a atividade nematicida de fertilizante

foliar a base de alecrim (*Rosmarinus officinalis* L.) e o seu efeito na indução de resistência em soja para controle de *P. brachyurus*.

## 2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

### 2.1 A CULTURA DA SOJA

A soja tem sua origem na China e sua chegada no Brasil foi em 1882, no Estado da Bahia, quando Gustavo D'Utra fez testes com algumas variedades (EMBRAPA, 2001). Posteriormente, a mesma passou a ser cultivada por outros estados brasileiros, com início no Rio Grande do Sul em 1914. Esta cultura é uma das principais fontes de proteína vegetal (COLUSSI et al., 2016), e tanto o consumo interno quanto sua exportação são de grande importância para o agronegócio e para a economia do Brasil, uma vez que este se enquadra como o segundo maior produtor mundial de soja (CASTRO; MIRANDA; LIMA, 2015). O país também é o maior exportador mundial deste grão, e em 2016 o complexo soja exportou 67,275 bilhões de quilos de grãos, representando cerca de 29,9% das vendas externas do agronegócio no mesmo ano (EMBRAPA, 2017).

Em nível nacional a soja ocupava na safra 2018/19 uma área de 35,9 milhões de hectares, com produção estimada em 115,0 milhões de toneladas, realidade diferente da observada na safra 2019/20, onde a área estimada foi de 36,7 milhões de hectares, com produção igual a 120,86 milhões de toneladas (CONAB, 2019a), sendo 72,0 milhões de toneladas destinados a exportação (CONAB, 2019b). No estado do Paraná, a área cultivada com soja na safra 2019/20 foi equivalente a 5,2 milhões de hectares, representando 96% da área agrícola no estado, com produção estimada de 19,8 milhões de toneladas (DERAL, 2019).

Segundo a FAO (2015), nos próximos dez anos, as oleaginosas, predominantemente a soja, continuarão a dominar o uso da terra no Brasil. A expectativa de avanços da produção da soja, no mercado nacional, já era relatada desde de 2008, sendo atribuída a fatores como o aumento da população humana, o crescente consumo de farelo de soja para alimentação animal, visando a indústria de carne brasileira, a possibilidade de uso dessa cultura como matéria prima para produção de biodiesel e plásticos, entre outros produtos (EMBRAPA, 2008).

Mesmo com o evidente crescimento, a cultura da soja pode ter seu rendimento limitado por diferentes doenças, dessas, cerca de quarenta já foram listadas, podendo ser

ocasionadas por fungos, nematoides, vírus e bactérias (GODOY et al., 2016), algumas destas merecem destaque, a citar, o fungo da ferrugem asiática (JUHÁSZ et al., 2013) e os fitonematoides, incluindo os gêneros *Heterodera*, *Meloidogyne* e *Pratylenchus* (FLEMING et al., 2016). Godoy et al. (2016) relatam que as doenças podem resultar em perda total da cultura, sendo seus efeitos influenciados por fatores como a região de cultivo e o clima ocorrente durante a safra.

## 2.2 NEMATOIDES PARASITAS DE PLANTAS

Os fitonematoides são patógenos biotróficos, uma vez que retiram nutrientes de tecidos de hospedeiros vivos (FERRAZ et al., 2010). No início do parasitismo, os nematoides utilizam o estilete bucal para perfurar a parede celular da planta, estabelecendo assim, a fase de alimentação (FERRAZ; BROWN, 2016). Os nematoides parasitam predominantemente os órgãos subterrâneos das plantas, como por exemplo, raízes, tubérculos e rizomas (FERRAZ; MONTEIRO, 2011). Ao penetrarem no sistema radicular, os danificam, reduzindo assim a eficiência de absorção de água e nutrientes das plantas, comprometendo seu desenvolvimento (FERRAZ et al., 2010).

Sabe-se que um dos maiores obstáculos a serem vencidos pela humanidade é a capacidade de produzir alimento suficiente para manter a população mundial (MACHADO et al., 2012a), sendo os nematoides um dos patógenos que afetam negativamente tal produção. Os danos causados por esses organismos apresentam severidade variável nas diferentes culturas, dependendo da espécie presente na área, da população no solo e das condições ambientais (MAZZONETTO et al., 2015). Segundo Silva et al. (2019) os prejuízos anuais a nível mundial chegam a US\$ 100 bilhões, os quais representam aproximadamente 12% da produção de alimentos no mundo. Na cultura da soja, por exemplo, as perdas causadas por fitonematoides podem atingir até 100% nas piores áreas (SILVA et al., 2018).

Mundialmente, há relatos de mais de 100 espécies de nematoides de 50 gêneros distintos na cultura da soja (BRIDA et al., 2016). No Brasil, os principais nematoides parasitas dessa cultura são os das galhas (*Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood (1949) e *Meloidogyne javanica* (Treub, 1885) Chitwood (1949)), o nematoide reniforme (*Rotylenchulus reniformis* (Linford & Oliveira, 1940)), o nematoide de cisto (*Heterodera glycines* (Ichinohe, 1952)) e o nematoide das lesões radiculares (*Pratylenchus brachyurus* (Godfrey, 1929) Filipjev & Schurmans-Stekhoven, 1941) (HENNING et al., 2014).

Dentre todos os nematoides anteriormente citados, *P. brachyurus* é o mais encontrado nas lavouras de soja do Brasil (SILVA; INOMOTO, 2015). Durante sua alimentação, esse nematoide causa necrose das raízes infectadas devido a injeção de toxinas no córtex radicular (HENNING et al., 2014). Sua movimentação causa o rompimento superficial e a destruição interna dos tecidos, acarretando sérios danos às raízes, e predispondo-as a infecções por patógenos secundários, como bactérias e fungos (GOULART, 2008). Os danos associados a esses nematoides chegam a 30% ou mais nas áreas mais infestadas (DIAS et al., 2010b).

Estados como o Mato Grosso, na região Centro-Oeste, apresenta 96% de suas áreas de cultivo com presença de nematoides das lesões (RIBEIRO; DIAS; SANTOS, 2010). Nessa região *P. brachyurus* se tornou um grande problema fitossanitário devido a constante prática de sucessão de culturas dentro do sistema de plantio direto. Até pouco tempo as plantas empregadas na sucessão eram milho, sorgo entre outras espécies desfavoráveis a nematoides como *Meloidogyne* spp. e *Heterodera glycines*, os quais, por vários anos foram extremamente problemáticos na região, porém, as mesmas eram hospedeiras de *P. brachyurus*, tendo este, sua multiplicação favorecida. Dessa forma, superou os demais nematoides em importância e passou a ser o maior problema dos sojicultores da região até os dias que correm (FERRAZ; BROWN, 2016).

### 2.3 MANEJO DE NEMATOIDES

O controle dos fitonematoides é complexo, e o primeiro passo para um manejo adequado é a correta identificação das espécies presentes na área, visto que muitas vezes não há uma população pura. Recomenda-se a realização de coletas de amostras de solo e raiz para posterior realização de análises nematológicas, possibilitando assim a escolha da melhor estratégia a ser tomada (GOULART, 2010).

Devido a impossibilidade de erradicação deste patógeno na área infestada (CORTE et al., 2014), o produtor utiliza ferramentas como os nematicidas químicos, que são produtos prejudiciais ao homem e ao meio ambiente (CASTANEDA-ALVAREZ; ABALLAY, 2016), com elevado custo associado (OGWULUMBA; OGWULUMBA, 2018) e resultados de uso, por muitas vezes, instáveis (DEBIASI et al., 2016). A escassez de nematicidas eficientes (SILVA et al., 2019), somada as características anteriormente citadas, limitam o uso desses produtos, sendo que, em países desenvolvidos, uma redução do uso dos mesmos já vem sendo

observada, fato associado à conscientização da população (KETABCHI; MAJZOoba; CHAREGANI, 2015).

Outra ferramenta muito utilizada é a rotação de culturas, uma vez que, a monocultura e o sistema de sucessão quando realizados continuamente, propiciam o desenvolvimento de doenças, além de promoverem a degradação do solo e a redução da produtividade das culturas (EMBRAPA, 2013). No entanto, algumas limitações a adoção desse método são observadas, visto que nematoides polípagos como *P. brachyurus*, acabam restringindo o leque de espécies vegetais a serem empregadas no esquema de rotação de culturas (GOULART, 2008), sendo assim, recomendada a escolha de espécies vegetais resistentes, as quais apresentam fatores de reprodução (FR) < 1,0 (DIAS et al., 2010a), como observado em algumas crotalárias, como *Crotalaria Breviflora* e *C. spectabilis* (FERRAZ, 2018) e, não havendo a disponibilidade dessas, o produtor poderá ainda selecionar plantas com FR menores, como alguns híbridos de milho, reduzindo dessa forma a multiplicação do patógeno (DIAS et al., 2010b).

Em trabalhos realizados por Brida, Correia e Wilcken (2017) para a avaliação da reação de oito cultivares de soja a *P. brachyurus*, observou-se que todas as cultivares foram suscetíveis ao nematoide, com FR variando de 1,24 a 2,80. Ademais, no Brasil as cultivares de soja utilizadas em áreas infestadas não estão se comportando como resistentes, fato que acusa a ausência de cultivares resistentes no mercado (DEBIASI et al., 2016; DIAS et al., 2010a), sendo esse mais um obstáculo ao manejo integrado desse nematoide.

O controle biológico também pode ser empregado, e este se baseia na utilização de microrganismos antagônicos ao fitonematoide. As pesquisas tem focado no emprego de bactérias habitantes da rizosfera, as quais promovem mudanças neste ambiente, afetando direta ou indiretamente os nematoides (MACHADO et al., 2012a). O emprego desses microrganismos no controle biológico apresenta atribuições como maior segurança ao consumidor, bem como ao aplicador, além de não causar dano ao meio ambiente (SILVA et al., 2019).

Gêneros como *Pasteuria*, *Pseudomonas* e *Bacillus* são os mais empregados para esse fim. Bactérias do gênero *Bacillus*, por exemplo, vem sendo amplamente estudadas no controle deste patógeno, favorecendo também o desenvolvimento de raízes e crescimento das plantas (XIONG et al., 2015). Além disso, existem evidências de diferentes espécies de *Bacillus* no biocontrole de nematoides, como *B. thuringiensis* no controle de *Meloidogyne hapla* (YU et al., 2015), *B. mycoides* cepa R2 controlando *Meloidogyne incognita* em tomateiro (LUO et al., 2018), *B. subtilis* reduzindo *P. brachyurus* em soja (OLIVEIRA et al., 2019) e população

mista com *Radopholus similis*, *Meloidogyne* spp., *Pratylenchus* spp. e *Helicotylenchus* spp. em raízes e rizomas de bananeira (ARAÚJO et al., 2018).

Quanto aos fungos, alguns dos gêneros mais pesquisados atualmente são *Arthrobotrys*, *Purpureocillium*, *Trichoderma* e *Pochonia* (SILVA et al., 2019). O fungo *Pochonia chlamydosporia* foi eficiente na redução de *M. javanica* em bananeira (BARBOSA et al., 2019) e *Meloidogyne* spp. presente em solo de cultivo de tomateiro (MAFESSONI et al., 2019), além disso, isolados de *P. chlamydosporia* var. *chlamydosporia* também reduziram o número de ovos de *M. javanica* em tomateiro (XAVIER et al., 2017).

Em trabalho realizado por Mafessoni et al. (2019) observou-se que os fungos *Trichoderma longibrachiatum* e *Trichoderma harzianum* controlaram *Meloidogyne* spp. presente em solo de cultivo de tomateiro. Além disso, fungos como *Trichoderma asperellum* e *Purpureocillium lilacinum* vem apresentando potencial para o controle de *P. brachyurus* em soja (OLIVEIRA, et al., 2019).

Por fim, métodos alternativos baseados no uso de extratos de plantas medicinais (GARDIANO et al., 2011; MÜLLER et al., 2016; OGWULUMBA; OGWULUMBA, 2018), fertilizantes (MIAMOTO et al., 2017; TONINATO et al., 2019) bem como produtos considerados indutores de resistência (PUERARI et al., 2013; PUERARI et al., 2015; KETABCHI; MAJZOOBA; CHAREGANI, 2015; BRITO et al., 2016; HERNANDES et al., 2017; LOPES et al., 2017), vem apresentando resultados satisfatórios no controle de nematoides, sendo estes considerados menos agressivos ao ambiente, tornando-se uma opção mais segura a ser utilizada no manejo nematoides, visto que para um controle efetivo, não basta utilizar somente uma ferramenta de manejo, mas sim várias, dando forma ao manejo integrado.

## 2.4 NUTRIENTES E OS NEMATOIDES

Dentro da fitopatologia, vale lembrar que produtos compostos por nutrientes, também denominados fertilizantes, atuam por meio da regulação, um princípio de controle de doenças proposto por Marchionatto (1949), baseado em modificações do ambiente (BERGAMIN-FILHO; AMORIM, 2018). Esses produtos podem ser utilizados no controle de doenças fisiogênicas, como a podridão estilar do tomateiro, causada por deficiência nutricional de cálcio, ou ainda doenças infecciosas como a sarna da batata, devido a redução do pH do solo (SILVA JR; BEHLAU, 2018). No que tange às nematoses, ainda pouco se sabe sobre a influência dos fertilizantes em seu controle. Diante disso, alguns nutrientes,

principalmente cálcio, nitrogênio e cobre, serão aqui elencados com suas funções expostas, de forma a esclarecer tais relações.

O cálcio influi na estabilidade das membranas celulares e no reconhecimento de patógenos invasores das mesmas (MARSCHNER, 2012), apresentando papel importante na ativação dos mecanismos de defesa da planta, visto que, no citosol este nutriente juntamente com o ácido salicílico age na explosão oxidativa, processo envolvido na sinalização e disparo dos mecanismos de defesa vegetal (LAMB; DIXON, 1997).

Na célula vegetal, a atuação do cálcio como mensageiro secundário é mediada por proteínas denominadas calmodulinas (MARENCO; LOPES, 2009; ZANÃO JÚNIOR, 2012), onde o aumento de cálcio no citosol promovido por estímulos externos, mecânicos, ou internos como os hormônios, leva a ativação dessas proteínas, que, por sua vez, ativam diversas enzimas envolvidas em vários processos celulares (MALAVOLTA, 2006) modulando inclusive fatores envolvidos na transcrição de genes. Tais funcionalidades desse nutriente podem auxiliar a planta na defesa contra os nematoides, visto que ao penetrarem suas raízes estes podem ser reconhecidos e surpreendidos pelos mecanismos de defesa.

Micronutrientes como o cobre funcionam como substrato para formação de espécies reativas de oxigênio, a citar, a hidroxila (HO), radicais superóxido ( $O_2^{*-}$ ) e peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ) (ALVES et al., 2003), além de participar da síntese de lignina, que dificulta a entrada do patógeno na célula vegetal (MALAVOLTA, 2006) e ser constituinte de diversas enzimas, como a superóxido dismutase, ascorbato oxidase e as fenóis oxidases (MARENCO; LOPES, 2009), podendo dessa forma atuar na defesa da planta ao nematoide.

Em experimentos realizados em dois anos de cultivo Miamoto et al. (2017) ao pulverizarem produtos à base de enxofre, cobre, zinco, ferro, manganês e carbono orgânico em plantas de soja acometidas tanto com *P. brachyurus* como *M. javanica*, observaram reduções no número de nematoide total e nematoide por grama de raiz em pelo menos um ano de cultivo. Toninato et al. (2019) ao aplicarem produtos a base dos mesmos nutrientes anteriormente citados, além de nitrogênio, em parte aérea de alfaces infectadas com *M. javanica*, observaram que os mesmos também promoveram reduções na reprodução do nematoide.

Recentemente, El-Sherif et al. (2019) estudaram a aplicação de fertilizantes minerais e nano-fertilizantes a base de zinco e ferro em solo com tomateiros infectados com *M. incognita*, sendo observado uma redução do número de galhas e massas de ovos, bem como controle do nematoide e influência positiva de alguns dos tratamentos nos parâmetros de crescimento das plantas. Resultados obtidos por Couto et al. (2016) mostraram que a

aplicação foliar de boro e zinco em tomateiro, nas concentrações 400 e 90 g L<sup>-1</sup> respectivamente, foi efetiva no controle de *M. incognita*, reduzindo significativamente o número de ovos + juvenis de segundo estágio (J2) por grama de raiz. Nutrientes como ferro, manganês e cobre são importantes para sistemas redox, como ativadores de várias enzimas, enquanto o boro, age na integridade da membrana e parede celular (MARSCHNER, 2012).

O nitrogênio influencia de forma direta o desenvolvimento vegetativo e reprodutivo das plantas. Seu fornecimento pode favorecer ou não o desenvolvimento das doenças vegetais (BEDENDO; AMORIM; MATTOS-JR, 2018). Sabe-se que níveis elevados de nitrogênio podem resultar na suscetibilidade da planta a patógenos biotróficos, ou ainda influenciar na resistência das plantas (BORGES; SANDALIO, 2015), uma vez que o excesso desse nutriente leva a redução da síntese de fitoalexinas, bem como, promove exsudação foliar e radicular de aminoácidos e açúcares, e reduz o teor de lignina nos tecidos vegetais, (ZAMBOLIM, 1998), incluindo os radiculares, facilitando dessa forma a penetração do nematoide. Por outro lado, é sabido também que a aplicação de nitrogênio na forma de amônio no solo, é eficiente no controle de nematoides (RODRÍGUEZ-KÁBANA, 1986). Além disso, recentemente, Toninato et al. (2019) observaram uma redução na faixa de 72% a 85% na reprodução de *M. javanica*, após a pulverização de produto à base de nitrogênio, cobre e carbono orgânico em parte aérea de alfaces infectadas.

Ademais, em sua revisão Santana-Gomes et al. (2013) apresentam alguns estudos relacionados a nutrição mineral no controle desses fitopatógenos e concluem que há a necessidade de mais pesquisas com esse foco, a fim de elucidar os processos envolvidos em tal controle.

## 2.5 INDUÇÃO DE RESISTÊNCIA

Mesmo sendo expostas a inúmeros agentes estressantes, para as plantas, a resistência mostra-se como regra, e a suscetibilidade exceção, visto que as mesmas podem ativar defesas contra as infecções ocorrentes (FU; DONG, 2013) uma vez que diversos e eficazes são seus mecanismos de resistência (BARROS et al., 2010). A indução de resistência deixa a planta em estado de alerta, podendo ser ativada por agentes externos, sejam eles de natureza biótica (microrganismos) ou abiótica (produtos químicos), sem que ocorra modificação do genoma da planta (STADNIK, 2000). Trata-se de uma forma de defesa natural, onde após o reconhecimento do microrganismo a planta desencadeia respostas celulares (BARROS et al., 2010), com rápida transdução do sinal, logo, os genes são sistematicamente ativados, o que

resulta no aumento ou alteração da síntese proteica, induzindo mudanças metabólicas específicas na planta (CAMPOS, 2009), ativando sua resistência latente, impedindo ou dificultando a infecção pelo patógeno e o conseqüente desenvolvimento da doença (SILVA JR; BEHLAU, 2018).

Didaticamente, a resistência induzida pode ser separada em duas vias, visto que seus caminhos de transdução de sinal e a base molecular subjacente são distintas (AKRAM et al., 2008), de forma que a resistência sistêmica adquirida (*systemic acquired resistance - SAR*) apresenta o ácido salicílico como sinalizador, ou seja, após a percepção da infecção, ocorre a liberação de sinais sistêmicos nos tecidos, os quais levam ao acúmulo de ácido salicílico, que por sua vez, medeia a reprogramação transcricional por meio da proteína NPR1, resultando na expressão de proteínas antimicrobianas (SPOEL; DONG, 2012), denominadas proteínas relacionadas a patogênese (proteínas-RP) (VAN LOON; BAKKER; PIETERSE, 1998) conferindo dessa forma a resistência da planta. Por outro lado, a resistência sistêmica induzida (*induced systemic resistance - ISR*) é sinalizada por ácido jasmônico e etileno, necessitando também da proteína NPR1 (PASCHOLATI; DALIO, 2018), assim, genes de defesa são ativados após a percepção por parte da planta da presença de microrganismos benéficos na rizosfera. Entre os mecanismos defensivos que podem estar relacionados a ISR, estão compostos antimicrobianos como as fitoalexinas (VAN PEER; NIEMANN; SCHIPPERS, 1991), enzimas envolvidas na defesa vegetal, como a quitinase, fenilalanina amônia-liase, glucanase, peroxidase (VAN LOON; BAKKER, 2005) e polifenoloxidasas (BONALDO; PASCHOLATI; ROMEIRO, 2005), bem como o aumento de barreiras estruturais da planta (PIETERSE et al., 2014) no ponto de infecção.

A ativação de uma via e não a outra depende da natureza do agente indutor (CAMARGO, 2018), sendo a primeira geralmente induzida por agentes patogênicos, como patógenos necrotróficos, e a segunda por microrganismos não patogênicos, agentes benéficos, como rizobactérias promotoras de crescimento (BARROS et al., 2010; PASCHOLATI; DALIO, 2018). Essas rizobactérias produzem um sinal translocável que induz proteção nas demais partes da planta, não se limitando ao local onde o eliciador foi introduzido (VAN LOON; BAKKER; PIETERSE, 1998), fato comum em condições naturais, onde as raízes das plantas se associam de forma benéfica com microrganismos existentes no solo, essenciais para seu crescimento e sobrevivência (PIETERSE et al., 2012). Segundo Zamioudis e Pieterse (2012) nesse caso, a ativação das vias de sinalização do ácido jasmônico e etileno são estratégias usadas pelas plantas para controlar a extensão da colonização por fungos, regulando a expressão de genes envolvidos na defesa. Contudo, uma

observação é válida, dependendo do agente desafiador e da sequência de ataque dos diferentes invasores vegetais, uma comunicação cruzada entre ácido salicílico e ácido jasmônico pode ocorrer, priorizando uma via sobre a outra (PIETERSE et al., 2012).

Ambas as rotas ativam genes envolvidos na síntese de fatores de resistência da planta. Estes são divididos em estruturais e bioquímicos, sendo os primeiros considerados como barreiras físicas, impedindo a penetração e posterior colonização do patógeno, enquanto que os bioquímicos são representados por substâncias que devem estar disponíveis ao patógeno, em uma concentração adequada no tecido infectado, inibindo assim o desenvolvimento do mesmo, ou ainda, desfavorecendo as condições ideais para parasitismo (SCHWAN-ESTRADA; STANGARLIN; PASCHOLATI, 2008).

Mecanismos estruturais e bioquímicos são ainda subdivididos em pré e pós-formados, sendo que os pré-formados conhecidos como constitutivos, são aqueles que já estavam presentes na planta antes mesmo da chegada do patógeno, e os pós-formados, induzíveis, são os fatores de resistência que estavam ausentes ou em níveis baixos na planta antes da infecção, sendo posteriormente produzidos ou ativados em decorrência da chegada do patógeno (PASCHOLATI; DALIO, 2018).

Entre os mecanismos estruturais pré-formados, estão os tricomas, estômatos, cutícula e vasos condutores, ao passo que os pós-formados constituem-se de papilas, camadas de cortiça e de abscisão, tiloses presentes no xilema, halos, lignificação por meio da deposição de lignina nos tecidos, entre outros (SCHWAN-ESTRADA; STANGARLIN; PASCHOLATI, 2008). Quanto aos bioquímicos, entre os pré-formados encontram-se algumas proteínas, alcalóides, fenóis, lactonas e terpenóides, como ácido protocatecóico e catecol, glicosídeos fenólicos, saponinas, glicosídeos cianogênicos, inibidores protéicos, ácidos hidroxicarboxílicos e as enzimas associadas a defesa da planta, enquanto os pós-formados constituem-se de fitoalexinas, espécies reativas de oxigênio (ERO's) e proteínas relacionadas a patogênese. No entanto, esse último fator de resistência pode ser considerado também pré-formado (STANGARLIN et al., 2011), uma vez que podem ser expressos constitutivamente ou ainda serem induzidos em resposta a infecção por patógenos.

Tais mecanismos de defesa levam a alterações na atividade de enzimas envolvidas no metabolismo primário e secundário da planta (ARAUJO; MENEZES, 2009), dessa forma, atuam como indicadoras de resistência vegetal, visto que a alteração da atividade dessas proteínas auxilia no acompanhamento do estado de indução de resistência (MACAGNAN et al., 2008), em plantas submetidas ao estresse resultante de fatores bióticos e abióticos. Entre

as enzimas-chave presentes na planta estão a peroxidase, fenilalanina amônia-liase e a polifenoloxidase.

A primeira apresenta várias isoformas, estando envolvidas em vários processos celulares (BARBOSA et al., 2014), podendo catalisar grande número de reações, como a síntese de lignina, o catabolismo de auxinas bem como a cicatrização de ferimentos (ALMEIDA et al., 2012). Segundo Schwan-Estrada, Stangarlin e Pascholati (2008) essa glicoproteína é capaz de formar peróxido de hidrogênio ( $H_2O_2$ ), composto o qual utilizará como substrato, sendo assim denominada enzima de “dupla função”.

Aumentos de sua atividade podem estar relacionados a uma incorporação progressiva de compostos fenólicos na parede celular durante interações planta-microrganismo (eliciador) incompatíveis (BAYSAL; SOYLU; SOYLU, 2003). Isso ocorre, pois, ao catalisar a oxirredução entre  $H_2O_2$  e o álcool hidroxicinâmico, dá origem a lignina (STANGARLIN et al., 2011), um composto fenólico que quando depositado na parede celular da planta se torna uma potente barreira ao patógeno, atrasando a infecção. A peroxidase também é considerada uma proteína relacionada a patogênese (proteína-RP), pertencente à família RP-9 (PASCHOLATI; DALIO, 2018), além disso, é vista juntamente com a polifenoloxidase como enzima antioxidante, contribuindo para o controle das ERO's em plantas (BARBOSA et al., 2014).

A fenilalanina amônia-liase realiza a desaminação da L-fenilalanina, convertendo-a em ácido *trans*-cinâmico e amônia (STANGARLIN et al., 2011; ALMEIDA et al., 2012), sendo o ácido *trans*-cinâmico o primeiro composto formado na rota dos fenilpropanóides em plantas superiores (RITTER; SCHULZ, 2004), o qual é incorporado em diferentes compostos fenólicos. Logo, essa enzima é essencial para biossíntese de ésteres, coumarinas (STANGARLIN et al., 2011), fitoalexinas, flavonoides, ácido salicílico (GERASIMOVA; PRIDVOROVA; OZERETSKOVSKAYA, 2005) e lignina, que se acumulam em resposta à infecção (ALMEIDA et al., 2012).

As polifenoloxidases, participam da oxidação de compostos fenólicos após o rompimento celular ocasionado por patógenos, transformando-os em quinonas, as quais apresentam elevada toxicidade aos microrganismos, superior a do fenol inicial, protegendo o ponto de infecção (CAMPOS et al., 2004) estabelecendo assim, atividade de (*o*-difenolase), logo, o aumento da atividade dessa enzima eleva a concentração de produtos tóxicos, resultando em uma resistência vegetal mais pronunciada. Como visto anteriormente, também é considerada enzima antioxidante, auxiliando no controle das ERO's (BARBOSA et al., 2014).

Em suma, a resistência induzida é um fenômeno sistêmico, pois a capacidade defensiva eleva-se não apenas nas partes infectadas da planta, mas também nos tecidos sadios separados espacialmente (VAN LOON; BAKKER; PIETERSE, 1998), ou seja, em locais distantes daqueles onde foi induzida, apresentando também durabilidade e inespecificidade, podendo ser instigada por diversos agentes, não necessariamente fitopatogênicos (CAMARGO, 2018). Dessa forma, se torna uma alternativa de controle que não propicia a seleção de populações resistentes por parte do patógeno alvo. Produtos indutores também não causam impactos negativos ao meio ambiente e ao aplicador, fato infelizmente observado na maioria dos nematicidas, tornando-se, uma útil ferramenta a ser empregada no manejo integrado de fitonematoides.

Produtos como o ASM são considerados indutores, pois se assemelham ao ácido salicílico na via de transdução do sinal que induz a SAR (THAKUR; SOHAL, 2013), estando associado a aumentos expressivos nas atividades de peroxidase e quitinase em plantas com ele tratadas (BAYSAL; SOYLU; SOYLU, 2003). Atualmente, esta molécula é uma das mais pesquisadas no controle de nematoides por meio da indução de resistência em plantas, e vem chamando atenção devido respostas positivas em diferentes culturas (MOLINARI; BASER, 2010; PUERARI et al., 2015; BRITO et al., 2016; HERNANDES et al., 2017; LOPES et al., 2017).

## 2.6 PLANTAS MEDICINAIS

O uso de plantas medicinais no controle alternativo de fitopatógenos vem sendo cada vez mais pesquisado, uma vez que estas possuem substâncias que podem atuar no controle direto por atividade antimicrobiana e na indução de resistência em plantas (STANGARLIN; KUHN; SCHWAN-ESTRADA, 2008; VENTUROSU et al., 2011), ocorrendo o aumento da produção de diferentes compostos de defesa como as fitoalexinas e proteínas relacionadas a patogênese (ALVES; PERINA, 2014).

Dessas plantas são extraídos compostos naturais, como óleos essenciais e extratos vegetais, os quais não causam danos ao ambiente e ao aplicador, sendo uma alternativa sustentável ao produtor. Além de propriedades nematicidas, muitas plantas e seus derivados apresentam ação nematostática contra fitonematoides (NEERAJ et al., 2017), características relacionadas aos compostos presentes nas mesmas, como terpenóides, isotiocianatos, alcalóides, glicosídeos cianogênicos e compostos fenólicos entre outros (DALLEMOLE-GIARETTA et al., 2009).

Sabe-se que diversos são os estudos envolvendo produtos derivados de plantas no controle de nematoides (GARDIANO et al., 2011; CORBANI; MAZZONETTO, 2013; MOREIRA et al., 2015; MARTINS; SANTOS, 2016), tendo destaque o uso de extratos vegetais. Neeraj et al. (2017), por exemplo, observaram que extratos aquosos de açafrão (*Curcuma longa*), manjerona (*Origanum majorana*), hortelã (*Mentha arvensis*), groselha indiana (*Phyllanthus emblica*) e pinhão-manso (*Jatropha curcas*) quando aplicados diretamente sobre J2 de *M. incognita* em teste *in vitro* apresentaram-se letais ao nematoide, sendo a taxa de mortalidade diretamente proporcional à concentração dos extratos. Em pesquisa realizada por Ogwulumba e Ogwulumba (2018), o controle de *M. javanica* em tomateiro foi alcançado após aplicação via solo de extrato aquoso de folhas de pinhão-manso (*Jatropha curcas*), onde também ocorreu reduções no número de raízes de tomateiro com galhas e no índice de galhas radiculares.

Extratos foliares de alho (*Allium sativum*), gengibre (*Zingiber officinale*), canela (*Cinnamomum verum*), mamona (*Ricinus communis*) e eucalipto (*Eucalyptus* sp.) também apresentaram efeitos nematicidas sobre *Meloidogyne* sp. após exposição por 48 horas em teste *in vitro* (SALIM et al., 2016). Outros extratos aquosos, como os de vedélia (*Sphagneticola trilobata*), erva-de-touro (*Tridax procumbens*), cravo-de-defunto (*Tagetes patula*), girassol mexicano (*Tithonia diversifolia*), botão de ouro (*Unxia suffruticosa*) e zínia (*Zinnia peruviana*) inibiram a eclosão de juvenis de *M. incognita in vitro* (FERREIRA; SILVA; NASCIMENTO, 2013).

Entre as plantas mais pesquisadas está o alecrim (*R. officinalis*), um arbusto perene, pertencente à família Lamiaceae, originário do Mediterrâneo e com altura de até 1,5 m (RUPPELT et al., 2015), o qual é constituído por compostos como ácidos orgânicos, taninos, saponina, traços de alcalóides,  $\alpha$ -pineno, canfeno, cineol, cânfora, borneol, diterpenos, (TESKE; TRENTINI, 1997) e ácido rosmarínico, que apresenta atividade nematicida (WANG et al., 2012).

Compostos como borneol e saponina também apresentam ação nematicida comprovada. Em trabalho realizado por Calvet et al. (2001) ao submeterem *P. brachyurus* a uma atmosfera saturada com borneol, observaram ação nematicida, uma vez que o composto levou mais de 50% dos nematoides a morte. A saponina, por outro lado, apresenta efetividade no controle de *M. incognita* (MEHER; WALIA; SETHI, 1988; IBRAHIM; SROUR, 2013). Segundo Ibrahim e Srou (2013), as saponinas extraídas da alfafa (*Medicago sativa* L.) controlaram *M. incognita* em mudas de tomate, resultando na redução significativa do número de nematoides nas raízes e solo.

Além disso, em estudo conduzido por Müller et al. (2014) o próprio extrato aquoso de alecrim apresentou efeito sobre a motilidade e mortalidade de J2 de *M. incognita*, e estes efeitos aumentavam em resposta as maiores concentrações de extrato. Quando o extrato aquoso de alecrim foi aplicado na parte aérea da planta também foram observadas reduções da população de nematoides nas raízes, o que mostra uma possível indução de resistência pelo extrato vegetal (MÜLLER et al., 2016), possibilitando assim, sua utilização no manejo de diferentes fitonematoides.

### 3 MATERIAL E MÉTODOS

#### 3.1 LOCAL DE CONDUÇÃO DOS EXPERIMENTOS

Os experimentos foram conduzidos na Universidade Estadual do Oeste do Paraná, *Campus* de Marechal Cândido Rondon – PR, sendo que o experimento *in vitro* para avaliação da mortalidade de *P. brachyurus* foi conduzido no Laboratório de Nematologia e os experimentos *in vivo* para avaliação da atividade enzimática (teste bioquímico) e avaliação das variáveis agrônomicas e nematológicas (teste controle), foram conduzidos no Laboratório de Nematologia e em casa de vegetação climatizada na Estação Experimental Prof. Dr. Mário César Lopes, respectivamente.

#### 3.2 OBTENÇÃO DO INÓCULO

O inóculo para os experimentos foi obtido de uma população pura de *P. brachyurus*, mantida em mucuna-preta, em casa de vegetação, sendo extraídos das raízes pelo processo de trituração em liquidificador proposto por Coolen e D’Herde (1972), e para a contagem do número de nematoides, utilizou-se câmara de Peters sob microscópio óptico.

#### 3.3 TRATAMENTOS

Os tratamentos utilizados foram concentrações de 0; 1,5; 3; 4,5 e 6 g L<sup>-1</sup> do fertilizante foliar a base de alecrim All Crim convencional<sup>TM</sup> composto por nitrogênio (1%), cobre (5%), cálcio (29%) e pó solúvel de alecrim. Como testemunha positiva aplicou-se 0,125 g L<sup>-1</sup> de ASM (Bion 500 WG; i.a.: acibenzolar-S-metílico, 500 g kg<sup>-1</sup>), dose baseada na recomendada pelo fabricante para a cultura do feijoeiro.

### 3.4 AVALIAÇÃO DA MORTALIDADE DE *Pratylenchus brachyurus* IN VITRO

O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado (DIC), com quatro repetições. A parcela experimental foi representada por um frasco plástico com tampa, estéril, e capacidade para 50 mL. Em cada frasco foi adicionado 4,5 mL de solução de cada tratamento, somados a 1,5 mL de suspensão contendo 200 *P. brachyurus*. Decorridas 24 horas a avaliação foi realizada de forma que os nematoides mortos (imóveis) e vivos (móveis) foram contabilizados com auxílio de câmaras de Peters sob microscópio óptico, posteriormente foi realizada a porcentagem de nematoides mortos. Para confirmar a quantidade de nematoides mortos no momento da avaliação foi adicionado a cada amostra 10% (v:v) de hidróxido de sódio a 1%, com propósito de excitar os nematoides vivos.

### 3.5 AVALIAÇÃO DO CONTROLE DE *Pratylenchus brachyurus*, CRESCIMENTO E PRODUÇÃO DA SOJA (TESTE CONTROLE)

O experimento para a avaliação das variáveis agronômicas e nematológicas foi realizado, *in vivo*, em duas épocas de cultivo distintas, sendo o primeiro ensaio entre os meses de janeiro a abril/2019 (Ensaio 1) e o segundo entre março e junho/2019 (Ensaio 2). Foram conduzidos em delineamento em blocos casualizados, com seis repetições. Primeiramente, realizou-se a esterilização do substrato solo (LATOSSOLO VERMELHO Eutroférico): areia: composto orgânico (3:6:1, v:v:v) em autoclave vertical a 120 °C e 1 atm por 2 horas. Em seguida, o substrato foi depositado em copos de poliestireno com capacidade para 500 mL.

Para a semeadura da soja, depositou-se quatro sementes por copo, deixando-se posteriormente uma planta por copo. A cultivar de soja utilizada foi a M5947 IPRO, a qual apresenta grupo de maturação igual a 5.9, hábito de crescimento indeterminado, arquitetura ereta e engalhamento moderado. A mesma é suscetível ao nematoide do cisto (*H. glycines*) e aos nematoides de galhas (*M. javanica* e *M. incognita*), e não há informações sobre sua suscetibilidade ao nematoide das lesões radiculares (*P. brachyurus*).

Os tratamentos foram aplicados em parte aérea, no estágio V3 da soja, por aspersão das folhas de forma que o produto não entrasse em contato com o solo. A pulverização foi realizada com auxílio de um pulverizador costal, pressurizado a CO<sub>2</sub>, equipado com barra munida com um bico, com ponta de jato leque simples (Modelo AD 11002), com pressão constante de 1,22 kgf cm<sup>2</sup> e volume de calda equivalente a 150 L ha<sup>-1</sup>, disposta a aproximadamente 30 cm de altura em relação às plantas.

A inoculação foi realizada três dias após a aplicação dos tratamentos, sendo o inóculo constituído por 500 espécimes de *P. brachyurus* por copo. Este foi depositado em dois orifícios de 1,5 cm de profundidade, ao redor da planta.

As plantas permaneceram em casa de vegetação por 75 dias, sendo irrigadas diariamente e adubadas via solo, conforme a necessidade, com 10 mL de solução fertilizante NPK (30-10-10), por copo, na concentração 6 g L<sup>-1</sup>. Decorrido este período, foram coletadas e a parte aérea foi separada do sistema radicular. Na parte aérea determinou-se a altura da planta, número de vagens por planta, massa de grãos a 13% de umidade. Para obtenção da massa de grãos a 13% de umidade, utilizou-se a metodologia de determinação do grau de umidade proposta pela RAS (BRASIL, 2009), posteriormente, o resultado obtido foi padronizado a 13% de umidade.

O sistema radicular foi cuidadosamente lavado e envolvido em papel absorvente para eliminação do excesso de água. Em seguida, determinou-se a massa fresca da raiz utilizando balança semi-analítica e, posteriormente, avaliou-se o número de espécimes de *P. brachyurus* por sistema radicular, após extração pela metodologia já citada. O número de nematoides encontrados na raiz foi dividido pela massa fresca da mesma, determinando-se o número de nematoides g<sup>-1</sup> de raiz.

### 3.6 AVALIAÇÃO DA ATIVIDADE DAS ENZIMAS DE DEFESA VEGETAL (TESTE BIOQUÍMICO)

Para as avaliações das variáveis bioquímicas utilizou-se delineamento em blocos casualizado, com quatro repetições. O ensaio foi conduzido em câmara de crescimento a 25 °C e fotoperíodo de 12 horas (luz led 274 μmol m<sup>-2</sup> s<sup>-1</sup>), de forma semelhante ao teste *in vivo* descrito anteriormente, sendo realizadas coletas de 0,5 g e raiz aos 0 (dia do tratamento), 3 (dia da inoculação), 6, 9 e 12 dias após a aplicação dos tratamentos, totalizando 120 unidades amostrais. Em cada tempo de coleta, amostrava-se um grupo distinto de plantas, uma vez que a amostragem era destrutiva. Após a coleta, as raízes das plantas eram cuidadosamente lavadas, pesadas em balança analítica e embaladas em papel alumínio, sendo então armazenadas à -20 °C, para posterior obtenção de um extrato proteico.

### 3.6.1. Obtenção do Extrato Proteico

As amostras de raiz foram homogeneizadas mecanicamente em almofariz, com auxílio de nitrogênio líquido e posteriormente adicionou-se 1% de polivinilpirrolidona (PVP) e 4 mL de tampão fosfato de sódio 0,01M (pH 6,00). O homogenato foi submetido a centrifugação a 4.400g por 20 minutos em centrífuga refrigerada, com manutenção da temperatura a 4 °C, sendo o sobrenadante obtido considerado como extrato enzimático (proteico), posteriormente, utilizado para determinação do conteúdo proteico e atividade enzimática de peroxidase, fenilalanina amônia-liase e polifenoloxidase.

### 3.6.2. Proteínas Totais

A quantificação de proteínas totais foi realizada segundo o método proposto por Bradford (1976), utilizando-se 50 µL de extrato enzimático, 750 µL de tampão fosfato 0,01 M (pH 6,0) e 200 µL do reagente de Bradford. Após a adição do reagente sob agitação e incubação das amostras por 5 minutos, realizou-se a leitura à 595 nm de absorvância em espectrofotômetro. Cada amostra foi submetida a análise em triplicata. Os valores de absorvância foram plotados em curva padrão de concentrações de albumina de soro bovino (ASB) e a concentração de proteínas expressa em mg de proteína g<sup>-1</sup> de massa fresca de raízes.

### 3.6.3. Atividade de Peroxidase

A atividade de peroxidase foi determinada através da conversão do guaiacol a tetraguaiacol, à 30 °C, por meio do método espectrofotométrico direto (LUSSO; PASCHOLATI, 1999). Inicialmente, foi preparado um substrato para reação utilizando-se, 306 µL de peróxido de hidrogênio, 12,5 mL de guaiacol 2% e 87,5 mL de tampão fosfato 0,01 M (pH 6,0). A mistura da solução consistiu de 50 µL do extrato proteico (Item 3.6.1) e 950 µL de substrato. A reação foi realizada em espectrofotômetro à 470 nm por 1 minuto. Utilizou-se a diferença entre o momento final e inicial da leitura para a determinação da atividade dessa enzima. Os resultados foram expressos como atividade específica (unidades de absorvância min<sup>-1</sup> mg<sup>-1</sup> proteína).

### 3.6.4. Atividade de Fenilalanina amônia-liase

A atividade da fenilalanina amônia-liase foi determinada por meio da quantificação colorimétrica do ácido *trans*-cinâmico liberado do substrato fenilalanina (UMESHA, 2006). Para a reação utilizou-se 50 µL do extrato proteico (Item 3.6.1), 450 µL de tampão Tris-HCl 0,025 M (pH 8,8) e 500 µL de L-fenilalanina diluída sob tampão Tris-HCl até concentração de 0,05 M, sendo incubado à 40 °C por 2 h. Posteriormente, a reação foi cessada pela adição de 60 µL de HCl (5 M). As leituras das amostras foram realizadas em espectrofotômetro a 290 nm de absorvância. A atividade de fenilalanina amônia-liase foi constituída através da diferença da absorvância da mistura contendo amostra e do controle (50 µL de extrato proteico e 950 µL de tampão Tris-HCl 0,025 M (pH8,8)). Os valores resultantes foram plotados em curva padrão de ácido *trans*-cinâmico e a atividade enzimática expressa em µg de ácido *trans*-cinâmico min<sup>-1</sup> mg<sup>-1</sup> proteína.

### 3.6.5. Atividade de Polifenoloxidase

A atividade da polifenoloxidase foi quantificada segundo a metodologia descrita por Duangmal e Apenten (1999). O ensaio baseou-se na mensuração da oxidação do catecol convertido em quinona, reação mediada pela enzima em estudo. O substrato para enzima foi preparado com 110,1 mg de catecol dissolvido em 50 mL de tampão fosfato de sódio 0,01 M (pH 6,0), formando uma solução de catecol 0,02 M. A reação se desenvolveu misturando 800 µL do substrato e 200 µL do extrato proteico (Item 3.6.1). A temperatura de reação foi de 30 °C e as leituras foram realizadas em espectrofotômetro, a 420 nm, pelo método direto durante 1 minuto. Os resultados obtidos foram expressos em absorvância min<sup>-1</sup> mg<sup>-1</sup> de proteína.

## 3.7 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância a 5% de probabilidade e, quando significativo, realizou-se regressão. Para o teste de comparação da testemunha positiva (ASM) foi realizado o teste de Dunnett. Utilizou-se os programas estatísticos Sisvar (FERREIRA, 2011) e Genes (CRUZ, 2013).

## 4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 4.1 MORTALIDADE DE *Pratylenchus brachyurus* IN VITRO

Houve aumento da mortalidade de *P. brachyurus* com o aumento das concentrações do produto testado, sendo a maior porcentagem de mortalidade (88,98%) obtida na concentração calculada de 4,64 g L<sup>-1</sup> do fertilizante foliar a base de alecrim (Figura 1). Foi possível observar que a testemunha positiva, representada pelo ASM, diferiu de todos os demais tratamentos, com mortalidade de 46,36%, sendo maior que a concentração 0 g L<sup>-1</sup> do produto (23,02%) e menor que as demais concentrações do produto desde a concentração 1,5 g L<sup>-1</sup>, a qual apresentou 62,56% de mortalidade.

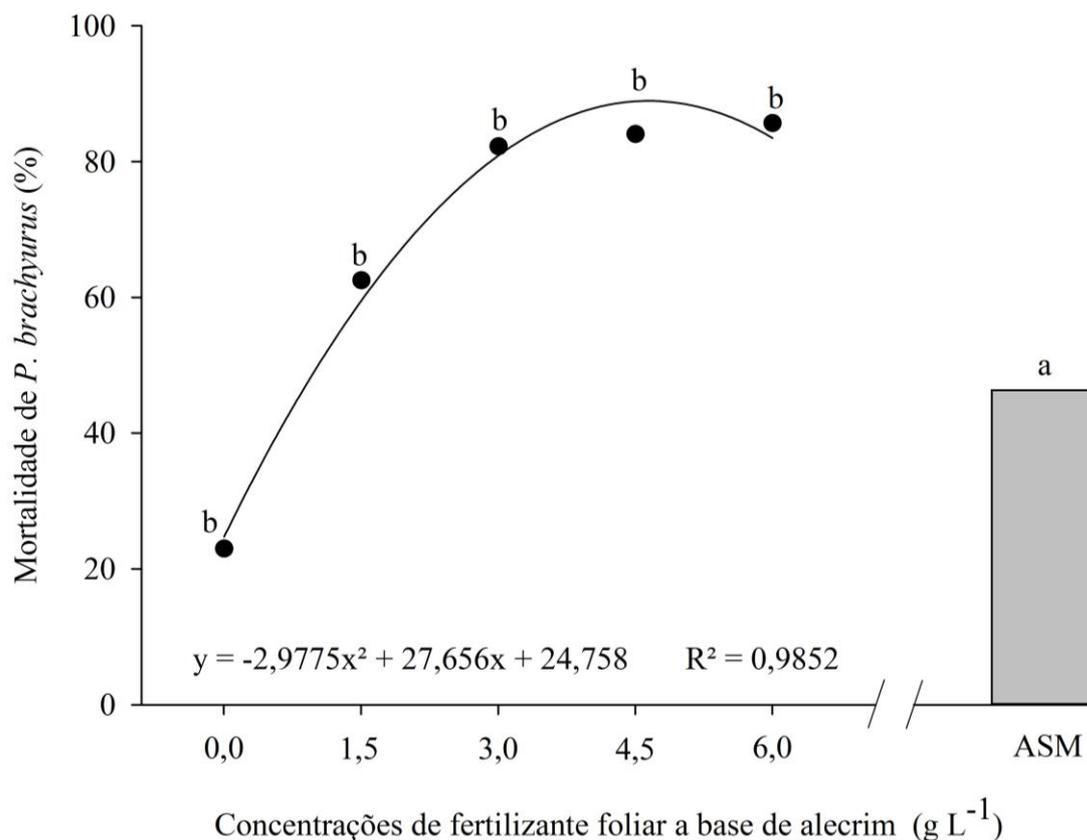


Figura 1 - Porcentagem de mortalidade *in vitro* de *Pratylenchus brachyurus* em concentrações de fertilizante foliar a base de alecrim e 0,125 g L<sup>-1</sup> de ASM após 24 horas de incubação a 25 °C. Médias seguidas de mesma letra não diferem do tratamento positivo (ASM) pelo teste de Dunnet ( $P \leq 0,05$ ).

O alecrim (*R. officinalis*) presente na formulação do produto testado, possui compostos como o ácido rosmarínico, borneol e saponina em sua constituição (TESKE; TRENTINI, 1997), os quais apresentam atividade nematicida (CALVET et al., 2001; WANG et al., 2012; IBRAHIM; SROUR, 2013), sugerindo que os resultados obtidos no teste *in vitro* possam estar relacionados a tais características.

Müller et al. (2014) utilizando extrato de alecrim na concentração de 10% observaram em teste *in vitro* uma mortalidade de 83% de *Meloidogyne incognita*. Por outro lado, ao utilizar óleo essencial de alecrim, Steffen et al. (2008) observaram mortalidade de 74,16% de *Meloidogyne graminicola* Golden e Birchfield já nas primeiras 24 horas de incubação, comprovando o efeito nematicida dos componentes presentes no alecrim.

#### 4.2 CONTROLE DE *Pratylenchus brachyurus*, CRESCIMENTO, PRODUÇÃO E ATIVIDADE DAS ENZIMAS DE DEFESA VEGETAL DA SOJA

Em ambos ensaios do teste controle, não houve diferença estatística para as variáveis massa fresca de raiz, altura de planta e número de vagens por planta (Tabela 1). Resultados semelhantes foram observados por Brito et al. (2016), após o uso do indutor de resistência ASM em soja inoculada com *Meloidogyne javanica*, onde o produto não influenciou nas variáveis agrônômicas, incluindo altura de planta e massa fresca de raiz. Miamoto et al. (2017) utilizando produtos à base de enxofre, cobre, zinco, manganês, ferro e carbono orgânico com potencial para indução de resistência em soja inoculada com *P. brachyurus*, também observaram que os mesmos não intervêm na altura de planta, porém, influíram na massa fresca de raiz, resultado diferente do observado neste trabalho.

Para a variável massa de grãos por planta, os ensaios 1 e 2 (Figura 2) obtiveram ajustes para as regressões linear e quadrática, respectivamente. O aumento da concentração do produto levou a uma redução da massa dos grãos. No ensaio 2 observou-se ainda que a máxima massa de grão por planta foi obtida na concentração 2,54 g L<sup>-1</sup> do produto indutor, a qual apresentou massa de grão igual a 5,43 g. Em ambos ensaios o ASM não diferiu de nenhuma concentração do produto testado.

Tabela 1 - Massa fresca de raiz (MFraiz), altura de plantas e número de vagens por planta de soja, inoculada com 500 espécimes de *P. brachyurus* e submetida a diferentes concentrações de fertilizante foliar a base de alecrim e ASM em parte aérea.

Tratamento	MFraiz (g)		Altura de plantas (cm)		Número de vagens por planta	
	Ensaio 1	Ensaio 2	Ensaio 1	Ensaio 2	Ensaio 1	Ensaio 2
0 g L <sup>-1</sup>	8,56 <sup>ns</sup>	5,00 <sup>ns</sup>	43,58 <sup>ns</sup>	33,03 <sup>ns</sup>	23,66 <sup>ns</sup>	13,83 <sup>ns</sup>
1,5 g L <sup>-1</sup>	10,83	5,76	43,15	28,25	21,66	14,16
3,0 g L <sup>-1</sup>	9,95	5,58	43,41	29,66	25,00	14,00
4,5 g L <sup>-1</sup>	10,38	6,06	44,50	31,16	21,83	16,50
6,0 g L <sup>-1</sup>	12,18	5,96	42,85	23,53	21,16	11,33
ASM	9,76	5,40	39,33	25,73	22,33	12,00
CV (%)	24,52	24,78	10,73	18,63	10,79	18,45

Médias não significativas pelo teste de variância a 5% de probabilidade. <sup>ns</sup> = não significativo. CV= Coeficiente de variação.

A aplicação de produtos indutores em plantas parasitadas por nematoides pode influenciar positivamente ou não, as variáveis agrônomicas do hospedeiro, como observado em trabalhos com aplicação de ASM no controle de nematoides, em diferentes culturas (PUERARI et al., 2013; PUERARI et al., 2015; BRITO et al., 2016; HERNANDES et al., 2017).

Pode ainda ocorrer o chamado custo energético, onde a planta gasta sua energia com a ativação de mecanismos de defesa, tendo com isso seu crescimento e produtividade reduzidos (KUHN; PASCHOLATI, 2010). Esses autores observaram que ao utilizarem ASM em feijoeiro (cv. Carioca Tybatã), houve redução da biomassa, comprovando que a resistência induzida por este produto apresentava elevado custo metabólico associado.

Esses resultados corroboram com os obtidos no presente estudo, onde houve a redução da massa de grãos de soja após a aplicação do fertilizante foliar em ambos os ensaios, supondo que tal resultado possa estar atribuído ao custo energético associado a ativação dos mecanismos de resistência da soja, visto que o ASM, aqui considerado como testemunha positiva, se comportou de forma semelhante as concentrações do fertilizante testado com relação a essa variável.

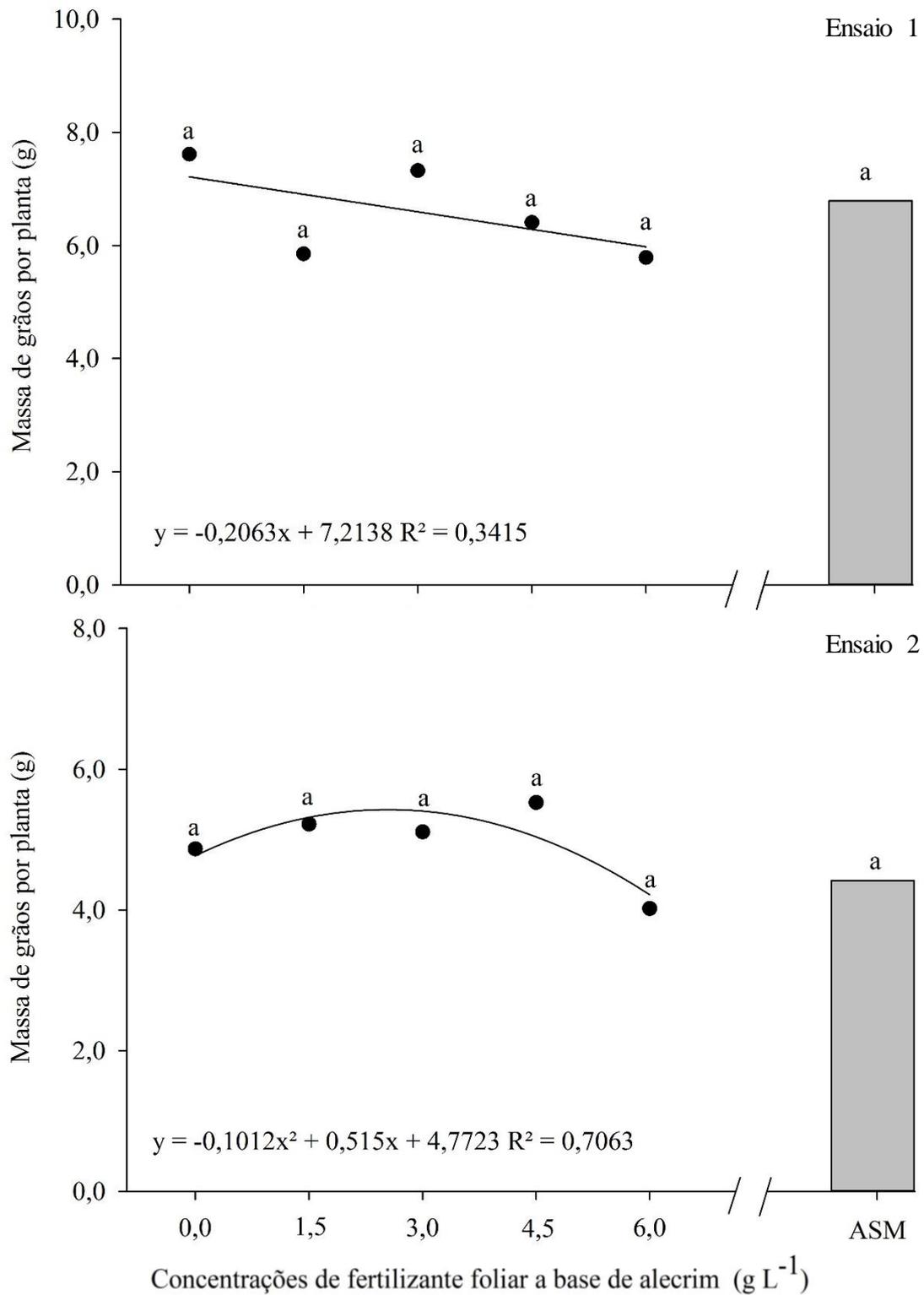


Figura 2 - Massa de grãos por planta de soja inoculada com *Pratylenchus brachyurus* e submetida à aplicação de concentrações de fertilizante foliar a base de alecrim e 0,125  $g L^{-1}$  de ASM em parte aérea. Médias seguidas de mesma letra não diferem do tratamento positivo (ASM) pelo teste de Dunnet ( $P \leq 0,05$ ).

Em ambos os ensaios se observou redução do número total de nematoides por planta (Figura 3). No ensaio 1 os resultados foram representados por uma regressão quadrática, com ponto de mínima na concentração  $4,45 \text{ g L}^{-1}$  do produto indutor, na qual o menor número de nematoides foi encontrado (723,30). O ensaio 2, por outro lado, foi representado por uma equação linear, com efeito dose-dependente, onde a concentração mais eficiente foi  $6,0 \text{ g L}^{-1}$  apresentando um total de 218,17 nematoides.

No ensaio 1, o ASM diferiu apenas da concentração  $0 \text{ g L}^{-1}$  do fertilizante foliar a base de alecrim. Esse resultado sustenta a hipótese de que o produto a base de alecrim possa ser um indutor de resistência, podendo ser utilizado assim como ASM no controle alternativo de nematoides. Por outro lado, no segundo ensaio o ASM (463,17) diferiu apenas da concentração  $6,0 \text{ g L}^{-1}$  do fertilizante foliar a base de alecrim (218,17), a qual se mostrou mais eficiente que o ASM no controle do nematoide.

Quanto ao número de nematoides por grama de raiz, em ambos os ensaios o ajuste foi obtido para regressão linear, com efeito dose-dependente (Figura 4). No primeiro ensaio a concentração  $0 \text{ g L}^{-1}$  apresentou média de 174,13 nematoides por grama de raiz, enquanto que a concentração  $6 \text{ g L}^{-1}$  teve 66,86 nematoides. Neste ensaio, o ASM diferiu apenas da concentração  $0 \text{ g L}^{-1}$ , demonstrando mais uma vez a capacidade indutora do fertilizante a base de alecrim, levando a redução de nematoides nas raízes de soja. No ensaio 2, o ASM diferiu de todas as concentrações do fertilizante a base de alecrim, apresentando média superior (88,01) as observadas nas concentrações 3 (49,64); 4,5 (56,10) e  $6 \text{ g L}^{-1}$  (36,42), sendo esta última a mais eficiente no controle de *P. brachyurus*.

O ASM é um produto amplamente pesquisado para controle de nematoides, tendo eficiência comprovada contra *M. javanica* em soja (PUERARI et al., 2013; BRITO et al., 2016) e alface (*Lactuca sativa*) (HERNANDES et al., 2017) e *P. brachyurus* em milho (*Zea mays*) (PUERARI et al., 2015) e em soja (LOPES et al., 2017). Ao comparar com o fertilizante a base de alecrim, observa-se que para as variáveis nematológicas o ASM se comportou de forma semelhante, ou inferior as concentrações do fertilizante, comprovando a eficiência deste último no controle de nematoides.

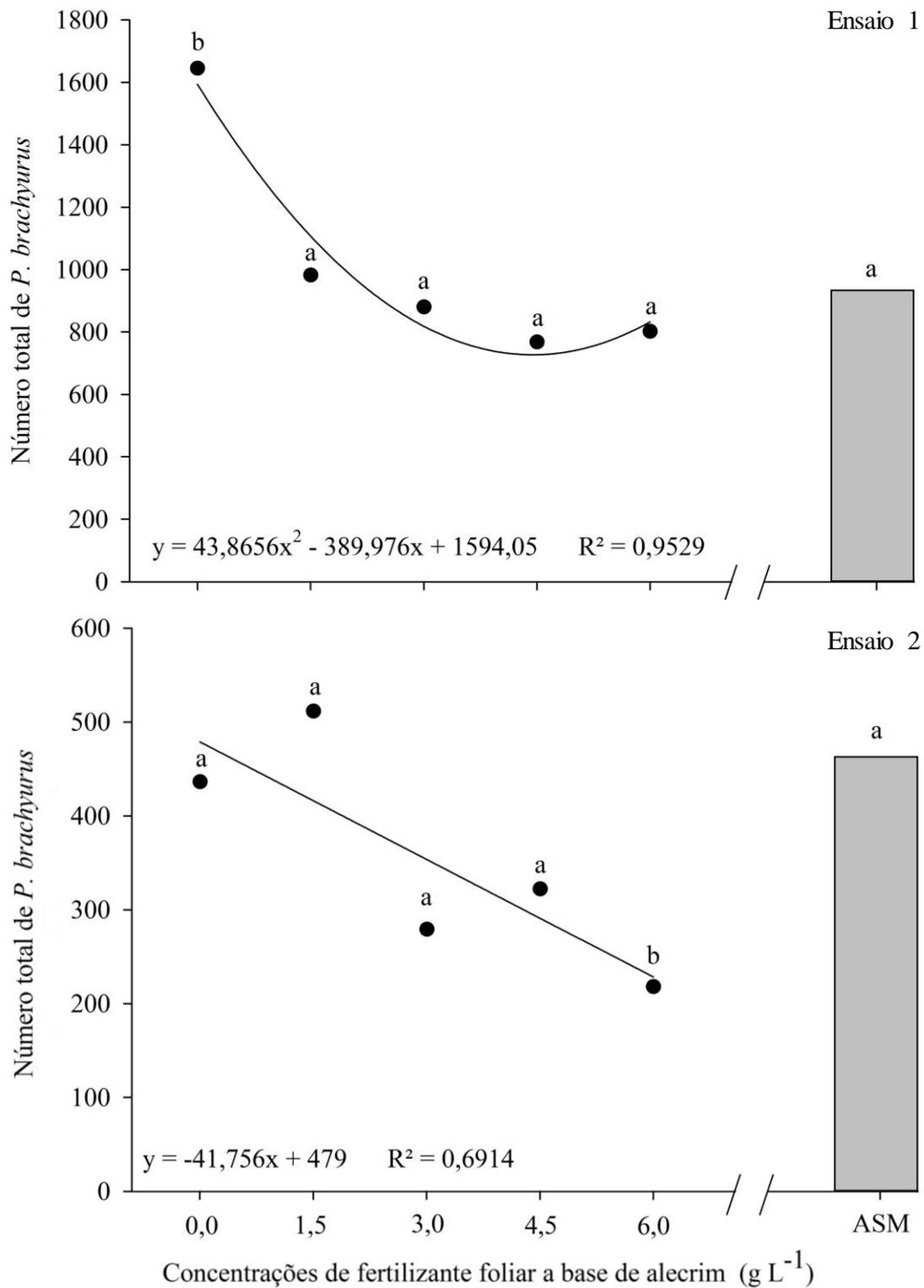


Figura 3 - Número total de nematoides presentes em raízes de soja inoculada com *Pratylenchus brachyurus* e submetida à aplicação de concentrações de fertilizante foliar a base de alecrim e 0,125 g L<sup>-1</sup> de ASM em parte aérea. Médias seguidas de mesma letra não diferem do tratamento positivo (ASM) pelo teste de Dunnet ( $P \leq 0,05$ ).

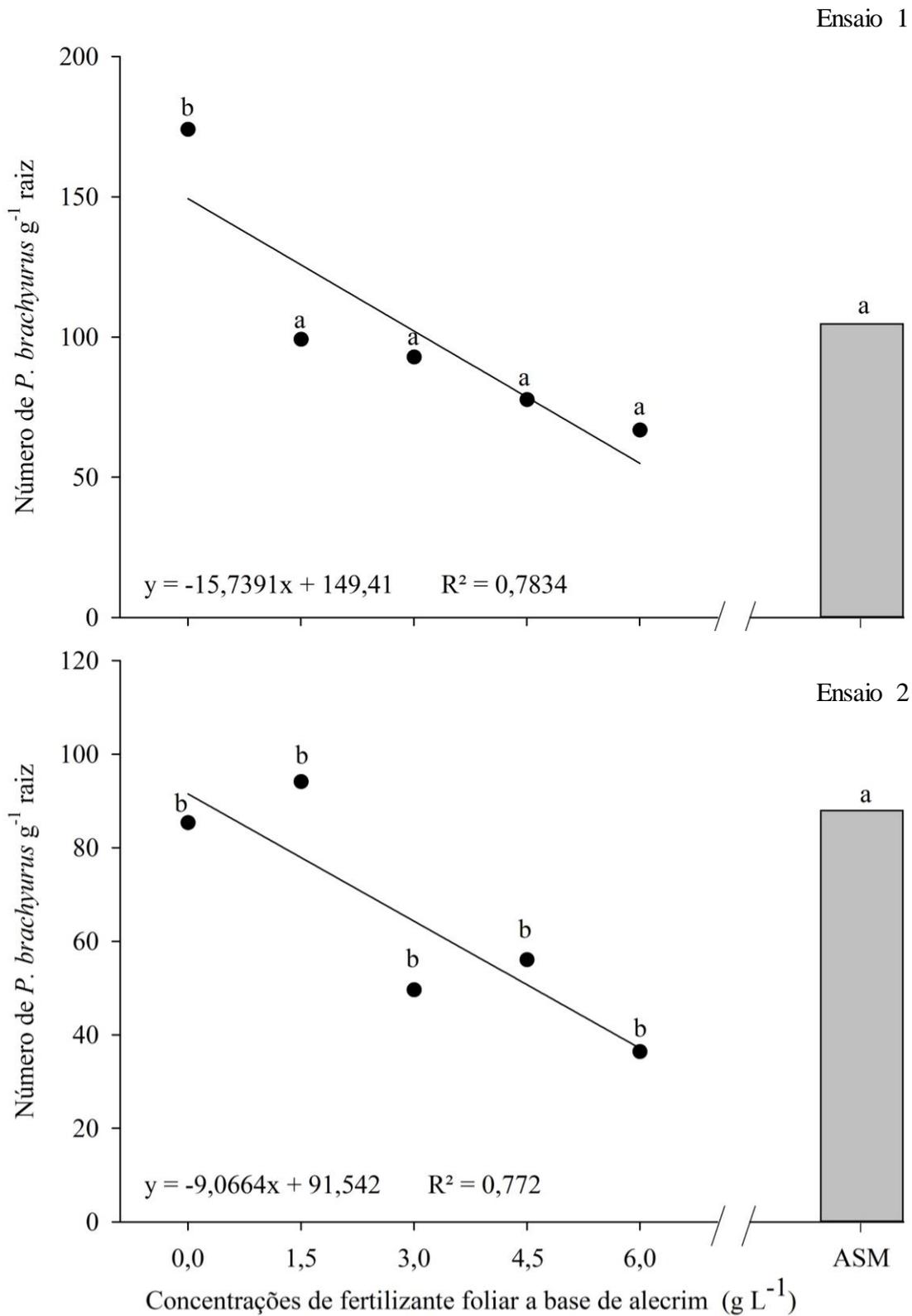


Figura 4 - Número de nematoides por grama de raiz de soja inoculada com *Pratylenchus brachyurus* e submetida à aplicação de concentrações de fertilizante foliar a base de alecrim e  $0,125 \text{ g L}^{-1}$  de ASM em parte aérea. Médias seguidas de mesma letra não diferem do tratamento positivo (ASM) pelo teste de Dunnet ( $P \leq 0,05$ ).

Todas as concentrações do fertilizante a base de alecrim e o ASM não induziram a atividade das enzimas fenilalanina amônia-liase (FAL) e polifenoloxidase (PFO) nas raízes das plantas tratadas. No entanto, para peroxidase, três dias após aplicação dos tratamentos (que foi o momento da inoculação do patógeno), ASM e as concentrações 1,5 e 3,0 g L<sup>-1</sup> do fertilizante a base de alecrim induziram a atividade desta enzima (Figura 5). Isto não descarta a possibilidade de que as enzimas FAL e PFO pudessem ser induzidas pelos produtos em outros momentos após os tratamentos e/ou inoculação de *P. brachyurus*. Um fator a ser levado em consideração em trabalhos de interação patógeno-hospedeiro é o tempo de coleta de amostras para avaliação da atividade enzimática, visto que estes podem também interferir nos resultados obtidos.

Ketabchi et al. (2015), por exemplo, observaram que na cultura do trigo, dois dias após a inoculação é o tempo ideal para investigar as respostas de defesa da planta ao nematoide pois houve redução da resposta defensiva ao longo do tempo até cinco dias. Embora se tratando de outra cultura, no presente trabalho não foram realizadas avaliações neste tempo, podendo ter ocorrido atividades enzimáticas, porém, passadas despercebidas.

Plantas contam com a proteção sistêmica, seja via SAR mediada por ácido salicílico e/ou ISR mediada por ácido jasmônico e etileno, e ambas requerem acúmulo de proteína NPR1 (PASCHOLATI; DALIO, 2018), sendo considerados fenômenos distintos, porém fenotipicamente semelhantes. Segundo Glazebrook, (2005) a primeira é eficaz contra patógenos biotróficos e a segunda está associada a defesa contra patógenos necrotróficos. No entanto, isso não é regra, visto que, SAR e ISR podem ser efetivas no controle de ambos patógenos (TEIXEIRA et al., 2005; DEEPAK et al., 2007; FABRY et al., 2007; BERNARDES et al., 2010; BEKTAS; EULGEM, 2015; AĆIMOVIĆ et al., 2015; HASSAN et al., 2015; MELO et al., 2016; LOPES et al., 2017; SEKHON; PARMINDER, 2017; HIMASHREE; GOWTHAM; MUNMI, 2019; SEKHON; SANGHA, 2019).

A atuação conjunta desses hormônios mediadores de sinalização contribuem para ajustar as respostas de defesa da planta (BORGES; SANDALIO, 2015), podendo ocorrer antagonismo (PHUONG et al., 2019) ou sinergismo entre ácido salicílico e ácido jasmônico (MUR et al., 2006), essas interações dos sinais de defesa, resultam em uma resposta defensiva ainda mais específica (YI et al., 2014), uma vez que, a comunicação cruzada entre os mesmos concede a planta a capacidade de priorizar a via de sinalização de indução, em detrimento do tipo de invasor encontrado (PIETERSE et al., 2012).

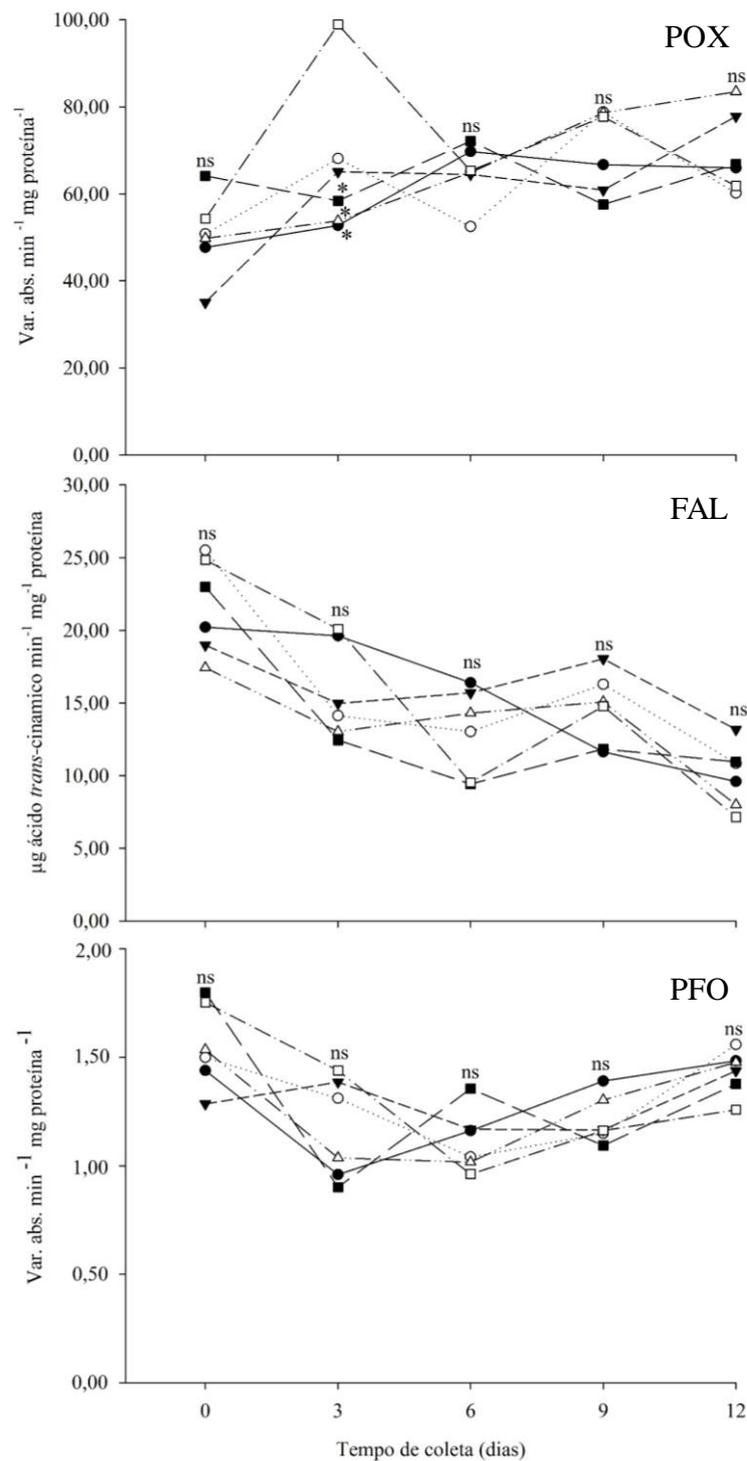


Figura 5 - Atividade de peroxidase (POX), fenilalanina amônia-liase (FAL) e polifenoloxidase (PFO) em raiz de soja cuja parte aérea foi tratada com fertilizante foliar a base de alecrim em concentrações de 0 (—●—), 1,5 (···○···), 3,0 (---▼---), 4,5 (---△---), 6,0 g L<sup>-1</sup> (-■-) e 0,125 g L<sup>-1</sup> de ASM (···□···) e inoculada com *Pratylenchus brachyurus*. O tratamento ocorreu no tempo três e a inoculação no tempo seis. ns: não significativo; \*: significativo em comparação com a testemunha positiva (ASM) pelo teste de Dunnet ( $P \leq 0,05$ ).

Muitos extratos de plantas apresentam atividade eliciadora e a aplicação destes vem sendo amplamente empregada no controle de diferentes doenças em várias espécies vegetais (HEIL, 2014). Acredita-se que devido possuírem ampla gama de moléculas advindas dos fragmentos de células da planta, os extratos vegetais, quando aplicados na superfície de outra planta, sinalizam a presença de células danificadas, ativando respostas de resistência, mediadas pelo ácido jasmônico, atuando como sinais de auto-danificação inespecíficos (HEIL, 2012), deixando as mesmas mais sensíveis aos possíveis “sinais de perigo” como os *pathogen* ou *damaged associated molecular patterns* (PAMPs ou DAMPs, respectivamente).

O próprio alecrim possui resultados satisfatórios na indução de resistência, como visto em trabalhos realizados por Müller et al. (2016), onde, ao pulverizarem semanalmente diferentes concentrações de extrato de alecrim com início no estágio fenológico V3, obtiveram sucesso no controle de *M. incognita* em dois genótipos de soja. É sabido que o controle de fitonematoides por meio da indução de resistência pode contar com a necessidade de reativar os mecanismos de defesa da planta, tendo em vista o efeito temporário do indutor (SALGADO et al., 2007). No entanto, no presente trabalho, uma única aplicação do produto indutor a base de alecrim no mesmo estágio fenológico utilizado por Müller et al. (2016), foi suficiente para ativação dos mecanismos de defesa da planta, resultando no controle dos nematoides nas raízes da soja. Do ponto de vista econômico, isso representa uma redução no custo de produção, devido o menor número de aplicações do produto.

O fertilizante foliar a base de alecrim tem em sua composição, além de extrato dessa planta medicinal, nutrientes como cálcio, nitrogênio e cobre, os quais garantem a nutrição da planta, e são essenciais para seu crescimento. Estes nutrientes podem também estar envolvidos com os mecanismos de defesa da planta, integrando os mesmos, ativando, inibindo, ou ainda regulando seu metabolismo (ZAMBOLIM; VENTURA, 1993).

O cálcio está estritamente ligado a estabilização das biomembranas (MARENCO; LOPES, 2009), atuando também na conservação da estrutura e funcionalidade da parede celular (MELLO et al., 2017), sendo assim, considerado essencial para a estabilidade dos tecidos. Ademais, é conhecido o envolvimento deste no reconhecimento na membrana plasmática de patógenos invasores (MARSCHNER, 2012), onde se comporta como mensageiro secundário, função intermediada por calmodulinas, proteínas que podem estar envolvidas nas respostas da planta ao ataque de patógenos, ativando uma grande quantidade de enzimas e atuando na transcrição de genes (ZANÃO JÚNIOR, 2012).

No citosol, o cálcio, juntamente com o ácido salicílico, atua na explosão oxidativa, com síntese de espécies reativas de oxigênio (ERO's), processo envolvido na sinalização e

disparo dos mecanismos de defesa. Entre as ERO's está o  $H_2O_2$ , o qual atua como molécula sinalizadora inicial de defesa em plantas (OLIVEIRA; VARANDA; FÉLIX, 2016), e após a sinalização, se acumula em células recém infectadas encaminhando-as para morte por hipersensibilidade.

Possivelmente, a quantidade de cálcio presente no produto a base de alecrim pode ter auxiliado não só na nutrição da planta, mas também, no reconhecimento do nematoide e ativação dos mecanismos de resistência latentes da mesma no momento inicial da infecção, visto que, no sistema radicular as calmodulinas estão associadas a membrana plasmática, principalmente na região apical (MARENCO; LOPES, 2009), onde os fitonematoides penetram as células do hospedeiro por meio do estilete bucal, explorando-as, até o início de sua alimentação (FERRAZ et al., 2010), ação que desencadeia inúmeras respostas de defesa.

No produto também há presença de nitrogênio, o qual possui importante função no metabolismo vegetal, como constituinte de proteínas, clorofila, ácidos nucléicos, coenzimas, metabólitos secundários e hormônios (MARSCHNER, 2012). Sabe-se que esse nutriente também pode ser efetivo no controle de nematoides, visto que, Toninato et al. (2019) após aplicação de produto formulado com nitrogênio, carbono orgânico e cobre, em parte aérea de alfaces infectadas com *M. javanica*, observaram reduções de até 85% da reprodução do nematoide.

Por fim, tem-se o cobre, nutriente considerado biocida quando aplicado diretamente sobre o patógeno, entretanto, sabe-se que este também pode induzir mecanismos de defesa da planta. Em experimentos conduzidos por Miamoto et al. (2017) ao pulverizarem via foliar produtos à base de nutrientes, incluindo o cobre, em plantas de soja infectadas com *P. brachyurus*, também observaram redução no número total de nematoides e de nematoides por grama de raiz. Reduções na reprodução de *M. javanica* em raízes de alface, também foram observadas após aplicação foliar de produtos contendo cobre (TONINATO et al., 2019). O cobre pode ainda estar envolvido tanto na composição da parede celular, como em sistemas redox, atuando como ativador de diversas enzimas do hospedeiro (MARSCHNER, 2012).

Embora não tenha havido indução da atividade das enzimas FAL e PFO, compostos fenólicos podem estar envolvidos na defesa da planta. Segundo Ketabchi et al. (2015) a primeira fase dos mecanismos de defesa de trigo infectado por *Pratylenchus thornei*, por exemplo, está associada com o rápido acúmulo de compostos fenólicos no local da infecção. Além disso, a quantidade de fenóis presentes nas plantas já vem sendo relacionada com a colonização por nematoides do gênero *Pratylenchus* (CASTILLO; VOVLAS, 2007), fato observado em trabalhos como os realizados por Machado et al. (2012b), onde, ao avaliarem

duas cultivares de café, uma resistente e outra suscetível a *Meloidogyne exigua* Goeldi, verificaram aumento das quantidades de fenóis solúveis nas raízes de mudas de ambas cultivares, porém, mais pronunciado nas plantas resistentes após 48 horas da inoculação, reforçando assim a relação entre o acúmulo de fenóis e a resistência da planta.

Nota-se que diferente dos fungos e bactérias, os mecanismos envolvidos na resistência induzida a fitonematoides não foram tão minuciosamente estudados (KETABCHI et al., 2015). Resultados obtidos neste trabalho comprovam que ainda são necessárias muitas pesquisas para melhor elucidar os efeitos de produtos indutores no patossistema *P. brachyurus* - soja.

## 5 CONCLUSÕES

O fertilizante foliar a base de alecrim possui efeito direto sobre *P. brachyurus*, com uma mortalidade máxima de 88,98% na concentração 4,64 g L<sup>-1</sup> do produto testado.

O fertilizante foliar a base de alecrim propicia a redução média de 43% do número total de nematoides presentes na raiz de soja.

O fertilizante foliar a base de alecrim promove redução média de 40% do número de nematoides por grama de raiz de soja.

O fertilizante foliar testado apresenta custo energético de indução de resistência.

A concentração 3,0 g L<sup>-1</sup> do produto, foi a que obteve o melhor custo benefício.

## 6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ACÍMOVIĆ, S. G.; ZENG, Q.; MCGHEE, G. C.; SUNDIN, G. W.; WISE, J. C. Control of fire blight (*Erwinia amylovora*) on apple trees with trunk-injected plant resistance inducers and antibiotics and assessment of induction of pathogenesis-related protein genes. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 6, n. 16, p. 1-10, 2015.

AKRAM, A.; ONGENA, M.; DUBY, F.; DOMMES, J.; THONART, P. Systemic resistance and lipoxygenase-related defence response induced in tomato by *Pseudomonas putida* strain BTP1. **BMC Plant Biology**, New York, v. 8, n. 113, p. 1-12, 2008.

ALMEIDA, H. O.; BARBOSA, M. O.; MARQUES, A. E.; PEREIRA, T. H. A.; MAGALHÃES-JÚNIOR, M. J.; TESSAROLLO, N. G.; GAMES, P. D.; BARROS, E. G.; STOLF-MOREIRA, R.; MARCELINO-GUIMARÃES, F. C.; ABDELNOOR, R. V.; PEREIRA, P. R. G.; BARACAT-PEREIRA, M. C. Enzimas marcadoras de indução de resistência diferencialmente reguladas em soja resistente e suscetível à ferrugem asiática da soja. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 47, n. 2, p. 163-172, 2012.

ALVES, E.; CARDOSO, L. R.; SAVRONI, J.; FERREIRA, L. C.; BOARO, C. S. F.; CATANEO, A.C. Avaliações fisiológicas e bioquímicas de plantas de aguapé (*Eichhornia crassipes*) cultivadas com níveis excessivos de nutrientes. **Planta Daninha**, Viçosa, v. 21, n. 1, p. 27-35, 2003.

ALVES, E.; PERINA, F. J. Extratos vegetais e óleos essenciais na indução de resistência em plantas contra patógenos. In: SCHWAN-ESTRADA, K. R. F.; SILVA, C. M.; MAIA, A. J.; FARIA, C. M. D. R.; COLELLA, J. C. T. **Indução de resistência em plantas a patógenos**. Maringá: UEM/MPA, 2014. v. 7, cap. 3, p. 55-72.

ARAÚJO, F. F.; MENEZES, D. Indução de resistência a doenças foliares em tomateiro por indutores biótico (*Bacillus subtilis*) e abiótico (acibenzolar-S-metil). **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 35, n. 3, p. 169-172, 2009.

ARAÚJO, J. J. S.; MUNIZ, M. F. S.; FILHO, G. M.; ROCHA, F. S.; CASTRO, J. M. C. *Bacillus subtilis* no tratamento de mudas de bananeira infectadas por fitonematoides. **Ceres**, Viçosa, v. 65, n. 1, p. 99-103, 2018.

BARBOSA, M. R.; SILVA, M. M. A.; WILLADINO, L.; ULISSES, C.; CAMARA, T. R. Geração e desintoxicação enzimática de espécies reativas de oxigênio em plantas. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 44, n. 3, p. 453-460, 2014.

BARBOSA, R. T.; MONTEIRO, T. S. A.; COUTINHO, R. R.; SILVA, J. G.; FREITAS, L. G. *Pochonia chlamydosporia* no controle do nematoide de galhas em bananeira. **Nematropica**, Auburn, v. 49, n. 1, p. 99-106, 2019.

BARROS, F. C.; SAGATA, E.; FERREIRA, L. C. C.; JULIATTI, F. C. Indução de resistência em plantas contra fitopatógenos. **Bioscience Journal**, Uberlândia, v. 26, n. 2, p. 231-239, 2010.

BAYSAL, O.; SOYLU, E. M.; SOYLU, S. Induction of defence-related enzymes and resistance by the plant activator acibenzolar-S-methyl in tomato seedlings against bacterial canker caused by *Clavibacter michiganensis* ssp. *michiganensis*. **Plant Pathology**, Worcester, v. 52, n. 1, p. 747-753, 2003.

BEDENDO, I. P.; AMORIM, L.; MATTOS-Jr. D. Ambiente e doença. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A. **Manual de fitopatologia: princípios e conceitos**. 5.ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 2018. v. 1, cap. 7, p. 93-102.

BEKTAS, Y.; EULGEM, T. Synthetic plant defense elicitors. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 5, n. 804, p. 1-17, 2015.

BERGAMIN-FILHO. A.; AMORIM, L. Princípios gerais de controle. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A. **Manual de fitopatologia: princípios e conceitos**. 5.ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 2018. v. 1, cap. 14, p. 215-227.

BERNARDES, F. S.; PATRÍCIO, F. R. A.; SANTOS, A. S.; FREITAS, S. S. Indução de resistência sistêmica por rizobactérias em cultivos hidropônicos. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 36, n. 2, p. 115-121, 2010.

BONALDO, S. M.; PASCHOLATI, S. F.; ROMEIRO, R. S. Indução de resistência: noções básicas e perspectivas. In: CAVALCANTI, L. S.; DI PIERO, R. M.; CIA, P.; PASCHOLATI, S. F.; RESENDE, M. L. V.; ROMEIRO, R. S. **Indução de resistência em plantas a patógenos e insetos**. Piracicaba: FEALQ, 2005, cap. 1, p.11-28.

BORGES, A. A.; SANDALIO, L. M. Induced resistance for plant defense. **Frontiers in Plant Science**, Lausanne, v. 6, n. 109, p. 1-2, 2015.

BRADFORD, M. M. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. **Analytical Biochemistry**, New York, v. 72, n. 1, p. 248-254, 1976.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Regras para análise de sementes / Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento**. Secretaria de Defesa Agropecuária. – Brasília: Mapa/ACS, 2009. 399 p.

BRIDA, A. L.; CORREIA, E. C. S. S.; WILCKEN, S. R. S. Suscetibilidade de cultivares de soja ao nematoide das lesões radiculares. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 43, n. 3, p. 248-249, 2017.

BRIDA, A. L.; GABIA, A. A.; PEZZONI FILHO, J. C.; MORAES, D. A. C.; WILCKEN, S. R. S. Variabilidade espacial de *Meloidogyne javanica* em soja. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 42, n. 2, p. 175–179, 2016.

BRITO, O. D. C.; PUERARI, H. H.; HERNANDES, I.; FERREIRA, J. C. A.; CARDOSO, M. R.; DIAS-ARIEIRA, C. R. Métodos de aplicação e concentrações de acibenzolar-S-metil no manejo de *Meloidogyne javanica* em soja. **Nematropica**, Auburn, v. 46, n. 1, p. 106-113, 2016.

CALVET, C.; PINOCHET, J.; CAMPRUBÍ, A.; ESTAÚN, V.; RODRÍGUEZ-KÁBANA, R. Evaluation of natural chemical compounds against root-lesion and root-knot nematodes and side-effects on the infectivity of arbuscular mycorrhizal fungi. **European Journal of Plant Pathology**, Wageningen, v. 107, n. 1, p. 601–605, 2001.

CAMARGO, L. E. A. Genética da interação patógeno-hospedeiro. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A. 5.ed. **Manual de fitopatologia: princípios e conceitos**. Ouro Fino: Ceres, 2018. v. 1. cap. 6, p. 85-92.

CAMPOS, A. D. **Considerações sobre indução de resistência a patógenos em plantas**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2009. 28 p. — (Embrapa Clima Temperado. Documentos, 264).

CAMPOS, A. D.; FERREIRA, A. G.; HAMPE, M. M. V.; ANTUNES, I. F.; BRANCÃO, N.; SILVEIRA, E. P.; OSÓRIO, V. A.; AUGUSTIN, E. Atividade de peroxidase e polifenoloxidase na resistência do feijão à antracnose. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 39, n. 7, p. 637-643, 2004.

CASTANEDA-ALVAREZ, C.; ABALLAY, E. Rhizobacteria with nematicide aptitude: enzymes and compounds associated. **World Journal of Microbiology & Biotechnology**, Basel, v. 32, n. 203, p. 1-7, 2016.

CASTILLO, P.; VOVLAS, N. **Pratylenchus (Nematoda: Pratylenchidae): Diagnosis, biology, pathogenicity and management**. Leiden: Koninklijke Brill NV, 2007.

CASTRO, L. S.; MIRANDA, M. H.; LIMA, J. E. Indicadores sociais de desenvolvimento e a produção de soja: uma análise multivariada nos 150 maiores municípios produtores brasileiros. **Revista Brasileira de Gestão e Desenvolvimento Regional**, Taubaté, v. 11, n. 1, p. 69-87, 2015.

COLUSSI, J.; WEISS, C. R.; SOUZA, Â. R. L.; OLIVEIRA, L. **O agronegócio da soja: Uma análise da rentabilidade do cultivo da soja no Brasil**. **Revista Espacios**, Caracas, v. 37, n. 16, p. 23-23, 2016.

CONAB. Companhia Nacional de abastecimento. **Acompanhamento da safra brasileira de grãos**. v. 7, Safra 2019/20, n. 3. Terceiro levantamento, dezembro 2019, 28 p. 2019b. Disponível em: <https://www.conab.gov.br/info-agro/safras/graos>. Acesso em: 15 de dezembro de 2019.

CONAB. Companhia Nacional de abastecimento. **Acompanhamento da safra brasileira de grãos**. v. 7, Safra 2019/20, n. 2. Segundo levantamento, Brasília, novembro 2019, 110 p. 2019a. Disponível em: <https://www.conab.gov.br/info-agro/safras/graos>. Acesso em: 15 de dezembro de 2019.

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

CORBANI, R. Z.; MAZZONETTO, F. Efeito do extrato aquoso de diferentes espécies vegetais no manejo de *Meloidogyne incognita* em tomateiro em ambiente protegido. **Revista Agrogeoambiental**, Pouso Alegre, v. 5, n. 2, caderno II, p. 61-66, 2013.

CORTE, G. D.; PINTO, F. F.; STEFANELLO, M. T.; GULART, C.; RAMOS, J. P.; BALARDIN, R. S. Tecnologia de aplicação de agrotóxicos no controle de fitonematoides em soja. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 44, n. 9, p. 1534-1540, 2014.

COUTO, E. A. A.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; KATH, J.; HOMIAK, J. A.; PUERARI, H. H. Boron and zinc inhibit embryonic development, hatching and reproduction of *Meloidogyne incognita*. **Acta Agriculturae Scandinavica, Section B — Soil & Plant Science**, p. 1-7, 2016.

CRUZ, C. D. GENES - a software package for analysis in experimental statistics and quantitative genetics. **Acta Scientiarum**, Maringá, v. 35, n. 3, p. 271-276, 2013.

DALLEMOLE-GIARETTA, R.; FREITAS, L. G.; NEVES, W. S.; COUTINHO, M. M.; FERRAZ, S. Efeito de extrato aquoso de sementes de abóbora sobre a eclosão e inativação de juvenis de *Meloidogyne javanica* e de *M. incognita*. **Revista Trópica- Ciências Agrárias e Biológicas**, Chapadinha, v. 3, n. 1, p. 3-7, 2009.

DEBIASI, H.; FRANCHINI, J. C.; DIAS, W. P.; JUNIOR, E. U. R.; BALBINOT JUNIOR, A. A. Práticas culturais na entressafra da soja para o controle de *Pratylenchus brachyurus*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 51, n. 10, p. 1720-1728, 2016.

DEEPAK, S.; NIRANJAN-RAJ, S.; SHAILASREE, S.; KINI, R. K.; BOLAND, W.; SHETTY, H. S.; MITHÖFER, A. Induction of resistance against downy mildew pathogen in pearl millet by a synthetic jasmonate analogon. **Physiological and Molecular Plant Pathology**, Michigan, v. 71, n. 1, p. 96–105, 2007.

DERAL - Departamento De Economia Rural. Sistema de Acompanhamento de Safra Subjetiva-PSS. **Relatório PSS Mensal: Cultura por Núcleo Regional**. Brasil. 2019. Disponível em: [http://www.agricultura.pr.gov.br/sites/default/arquivos\\_restritos/files/documento/201911/saf0.pdf](http://www.agricultura.pr.gov.br/sites/default/arquivos_restritos/files/documento/201911/saf0.pdf). Acesso em: 14 dec. 2019.

DIAS, W. P.; ASMUS, G. L.; SILVA, J. F. V.; GARCIA, A.; CARNEIRO, G. E. S. Nematoides. In: ALMEIDA, A. M. R.; C. D. S. SEIXAS, ed. **Soja: doenças radiculares e de hastes e inter-relações com o manejo do solo e da cultura**. Londrina: Embrapa Soja, 2010b, p. 173-206.

DIAS, W. P.; GARCIA, A.; SILVA, J. F. V.; CARNEIRO, G. E. S. **Nematoide em soja: identificação e controle**. Londrina: Embrapa soja, 2010a. 8 p. (Embrapa soja. Circular Técnica 76).

DUANGMAL, K.; APENTEN, R. K. O. A comparative study of polyphenoloxidases from taro (*Colocasia esculenta*) and potato (*Solanum tuberosum* var. Romano). **Food Chemistry**, London, v. 64, n. 1, p. 351-359, 1999.

EL-SHERIF, A. G.; GAD, S. B.; MEGAHED, A. A.; SERGANY, M. I. Induction of tomato plants resistance to *Meloidogyne incognita* infection by mineral and nano-fertilizer. **Journal of Entomology and Nematology**, Patancheru, v. 11, n. 2, p. 21-26, 2019.

EMBRAPA. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Embrapa em Números**. Brasília, DF: Embrapa, 2017. 140 p.

EMBRAPA. **Tecnologias de Produção de Soja- Região Central do Brasil- 2001/2002**. Londrina: Embrapa Soja, 2001. 267 p. (Embrapa Soja. Documento 167).

EMBRAPA. **Tecnologias de Produção de Soja- Região Central do Brasil- 2008**. Londrina: Embrapa Soja: Embrapa Cerrados: Embrapa Agropecuária Oeste, 2008. 280 p. (Embrapa Soja. Sistemas de produção n. 12).

EMBRAPA. **Tecnologias de Produção de Soja- Região Central do Brasil- 2013**. Londrina: Embrapa Soja, 2013. 265 p. (Embrapa Soja. Sistemas de produção n. 16).

FABRY, C. F. S.; FREITAS, L. G.; GODINHO, M. M.; NEVES, W. S.; FERRAZ, S. Systemic resistance to *Meloidogyne javanica* induced by *Rhizobium etli* G12. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 31, n. 2, p. 5-9, 2007.

FAO - Food and Agriculture Organization of the United Nations. **OECD-FAO Agricultural outlook 2015-2024**. Paris. 2015. Disponível em: <http://www.fao.org/3/a-i4738e.pdf>. Acesso em: 13 dec. 2019.

FERRAZ, L. C. C. B. Nematoides. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A. **Manual de fitopatologia: princípios e conceitos**. 5.ed. Ouro Fino: Agronômica Ceres, 2018. v. 1, cap. 13, p. 195-211.

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.; MONTEIRO, A. R. Nematoides. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A. **Manual de fitopatologia: princípios e conceitos**. 4.ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 2011. v. 1, cap. 13, p. 277- 305.

FERRAZ, S.; FREITAS, L. G.; LOPES, E. A.; DIAS-ARIEIRA, C. R. **Manejo Sustentável de Fitonematoides**. 1. ed. Viçosa: UFV, 2010. 304 p.

FERREIRA, D. F. Sisvar: a computer statistical analysis system. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 35, n. 6, p. 1039-1042, 2011.

FERREIRA, I. C. M.; SILVA, G. S.; NASCIMENTO, F. S. Efeito de extratos aquosos de espécies de Asteraceae sobre *Meloidogyne incognita*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 39, n. 1, p. 40-44, 2013.

FLEMING, T. R.; MCGOWAN, N. E.; MAULE, A. G.; FLEMING, C. C. Prevalence and diversity of plant parasitic nematodes in Northern Ireland grassland and cereals, and the influence of soils and rainfall. **Plant Pathology**, Worcester, v. 65, n. 9, p. 1539–1550, 2016.

FU, Z. Q.; DONG, X. Systemic acquired resistance: Turning local infection into global defense. **Annual Review of Plant Biology**, Palo Alto, v. 64, n. 7, p. 1-25, 2013.

GARDIANO, C. G.; MURAMOTO, S. P.; KRZYZANOWSKI, A. A.; ALMEIDA, W. P.; SAAB, O. J. G. A. Efeito de extratos aquosos de espécies vegetais sobre a multiplicação de *Rotylenchulus reniformis* Linford & Oliveira. **Arquivos do Instituto Biológico**. São Paulo, v. 78, n. 4, p. 553-556, 2011.

GERASIMOVA, N. G.; PRIDVOROVA, S. M.; OZERETSKOVSKAYA, O. L. Role of L-phenylalanine ammonia-lyase in the induced resistance and susceptibility of potato plants. **Applied Biochemistry and Microbiology**, New York, v. 41, n. 1, p. 103-105, 2005.

GLAZEBROOK, J. Contrasting mechanisms of defense against biotrophic and necrotrophic pathogens. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 43, n. 1, p. 205-227, 2005.

GODOY, C. V.; ALMEIDA, A. M. R.; COSTAMILAN, L. M.; MEYER, M. C.; DIAS, W. P.; SEIXAS, C. D. S.; SOARES, R. M.; HENNING, A. A.; YORINORI, J. T.; FERREIRA, L. P.; SILVA, J. F. V. Doenças da soja. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A. **Manual de fitopatologia: doenças das plantas cultivadas**. 5.ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 2016. v. 2, cap. 67, p. 657-676.

GOULART, A. M. C. **Análise nematológica: importância e princípios gerais**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2010. 45 p. (Embrapa Cerrados. Documentos 299).

GOULART, A. M. C. **Aspectos gerais sobre nematóides-das-lesões-radiculares (gênero *Pratylenchus*)**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2008. 30 p. (Embrapa Cerrados. Documentos 219).

HASSAN, M. N.; SAHAR, N.; SHAH, S. Z. U. H.; AFGHAN, S.; HAFEEZ, F. Y. Suppression of red rot disease by *Bacillus* sp. based biopesticide formulated in non-sterilized sugarcane filter cake. **BioControl**, Saint Paul, v. 60, n. 1, p. 691-702. 2015.

HEIL, M. Damaged-self recognition as a general strategy for injury detection. **Plant Signaling Behavior**, Bonn, v. 7, n. 5, p. 576–580, 2012.

HEIL, M. Trade-offs Associated with Induced Resistance. In: Walters, D. R.; Newton, A. C.; Lyon, G. D. **Induced resistance for plant defense: A sustainable approach to crop protection**. 2.ed. Chichester: Wiley Blackwell. 2014. cap. 9, p. 171-185.

HENNING, A. A.; ALMEIDA, A. M. R.; GODOY, C. V.; SEIXAS, C. D. S.; YORINORI, J. T.; COSTAMILAN, L. M.; FERREIRA, L. P.; MEYER, M. C.; SOARES, R. M.; DIAS, W. P. **Manual de identificação de doenças de soja**. 5. ed. Londrina: Embrapa Soja, 2014. 76 p. (Embrapa Soja. Documentos 256).

HERNANDES, I., BRITO, O. D. C., CARDOSO, M. R., FERREIRA, J. C. A., PUERARI, H. H.; DIAS-ARIEIRA, C. R. Acibenzolar-S-methyl on *Meloidogyne javanica* control in lettuce. **Acta Agriculturae Scandinavica Section B: Soil and Plant Science**, v. 67, n. 7, p. 660–664, 2017.

HIMASHREE, D.; GOWTHAM, K. R.; MUNMI, B. Efficacy of Biotic and Chemical Inducers of SAR in Management of Plant Viruses. **International Journal of Economic Plants**, Calcutá, v. 6, n. 3, p. 130-135, 2019.

IBRAHIM, M. A. R.; SROUR, H. A. M. Saponins suppress nematode cholesterol biosynthesis and inhibit root knot nematode development in tomato seedlings. **Natural Products Chemistry & Research**, Brussels, v. 2, n. 1, p. 1-4, 2013.

JUHÁSZ, A. C. P.; PÁDUA, G. P.; WRUCK, D. S. M.; FAVORETO, L.; RIBEIRO, N. R. Desafios fitossanitários para a produção de soja. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 34, n. 276, p. 66-75, 2013.

KETABCHI, S.; MAJZOUB, SH.; CHAREGANI, H. A. Effect of salicylic acid and methyl jasmonate on phenylalanine ammonia-lyase activity and total phenol in wheat infected by *Pratylenchus thornei*. **Archives of Phytopathology and Plant Protection**, Abingdon, v. 48, n. 1, p. 10–17, 2015.

KUHN, O. J.; PASCHOLATI, S. F. Fitness cost of induced resistance in bean plants by the rhizobacteria *Bacillus cereus* or acibenzolar-S-methyl: enzymes activities, phenol and lignin synthesis, and biomass. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 36, n. 2, p. 107-114, 2010.

- LAMB, C.; DIXON, R. A. The oxidative burst in plant disease resistance. **Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**, Palo Alto, v. 48, n. 1, p. 251–275, 1997.
- LOPES, A. P. M.; CARDOSO, M. R.; PUERARI, H. H.; FERREIRA, J. C. A.; DIAS-ARIEIRA, C. R. Management of *Pratylenchus brachyurus* in soybean using seed treatment and a resistance inducer. **Nematropica**, Auburn, v. 47, n. 1, p. 1-7. 2017.
- LUO, T.; HOU, S.; YANG, L. QI, G.; ZHAO, X.; Nematodes avoid and are killed by *Bacillus mycooides*-produced. **Journal of Invertebrate Pathology**, Amsterdam, v. 159, n. 1, p. 129–136, 2018.
- LUSSO, M. F. G.; PASCHOLATI, S. F. Activity and isoenzymatic pattern of soluble peroxidases in maize tissues after mechanical injury or fungal inoculation. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 25, n. 3, p. 244-249, 1999.
- MACAGNAN, D.; ROMEIRO, R. S.; BARACAT-PEREIRA, M. C.; LANNA-FILHO, R.; BATISTA, G. S.; POMELLA, A. W. V. Atividade de enzimas associadas ao estado de indução em mudas de cacaueteiro expostas a dois actinomicetos residentes de filoplano. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 34, n. 1, p. 34-37, 2008.
- MACHADO, A. R. T.; CAMPOS, V. A. C.; SILVA, W. J. R.; CAMPOS, V. P.; ZERI, A. C. M.; OLIVEIRA, D. F. Metabolic profiling in the roots of coffee plants exposed to the coffee root-knot nematode, *Meloidogyne exigua*. **European Journal of Plant Pathology**, Wageningen, v. 134, n. 1, p. 431–441, 2012b.
- MACHADO, V.; BERLITZ, D. L.; MATSUMURA, A. T. S.; SANTIN, R. C. M.; GUIMARÃES, A.; SILVA, M. E.; FIUZA, L. M. Bactérias como agentes de controle biológico de fitonematoides. **Oecologia Australis**, Rio de Janeiro, v. 16, n. 2, p. 165-182, 2012a.
- MAFESSONI, A. B.; BAHIA, B. L.; SOUZA, I. V. B.; SILVA, R. F.; REBOUÇAS, T. N. H.; PORTO, J. S. Fungos antagonistas e suas combinações contra *Meloidogyne* spp. em solo de cultivo de tomate sem a presença de hospedeiro. **Acta Biológica Catarinense**, Joinville, v. 6, n. 3, p. 54-60, 2019.
- MALAVOLTA, E. **Manual de nutrição mineral de plantas**. São Paulo: Agronômica Ceres, 2006. 638 p.
- MARCHIONATTO, J. B. Directivas en la lucha contra las enfermedades de las plantas. **Revista Argentina de Agronomía**, Buenos Aires, v. 16, n. 1, p. 29-32, 1949.
- MARENCO, R. A.; LOPES, N. F. **Fisiologia vegetal: fotossíntese, respiração, relações hídricas e nutrição mineral**. 3 ed. Editora UFV, Viçosa, 2009. 486 p.
- MARSCHNER, P. **Marschner's mineral nutrition of higher plants**. 3. ed. London: Academic Press, 2012. 651 p.
- MARTINS, M. C. B.; SANTOS, C. D. G. Ação de extratos de plantas medicinais sobre juvenis de *Meloidogyne incognita* raça 2. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v. 47, n. 1, p. 135-142, 2016.

MAZZONETTO, F.; SOSSAI, V. L. M.; BENASSATTO, R.; MELO, V. P.; PIZETTA, L. C. Avaliação da eficiência do extrato aquoso de mandioca sobre *Meloidogyne incognita* *in vitro*. **Revista Agrogeoambiental**, Pouso Alegre, v. 7, n. 4, p. 105-112, 2015.

MEHER, H. C.; WALIA, S.; SETHI, C. L. Effect of steroidal and triterpenic saponins on the mobility of juveniles of *Meloidogyne incognita*. **India journal of Nematology**, New Delhi, v. 18, n. 2, p. 244-247, 1988.

MELLO, M. R. F.; SOUZA, E. B.; PINTO, K. M. S.; GAMA, M. A. S.; MARIANO, R. L. R. Redução da podridão mole em couve-chinesa mediada por indutores de resistência. **Revista de Ciência, Tecnologia e Humanidades do Instituto Federal de Pernambuco**, Recife, v. 9, n. 2, p. 15-24, 2017.

MELO, L. G. L.; SILVA, E. K. C.; CAMPOS NETO, J. R. M.; LINS, S. R. O.; RODRIGUES, A. A. C.; OLIVEIRA, S. M. A. Indutores de resistência abióticos no controle da fusariose do abacaxi. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 51, n. 10, p. 1703-1709, 2016.

MIAMOTO, A.; SILVA, M. T. R.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; PUERARI, H. H. Alternative products for *Pratylenchus brachyurus* and *Meloidogyne javanica* management in soya bean plants. **Journal of Phytopathology**, Göttingen, v. 165, n. 10, p. 635-640, 2017.

MOLINARI, S.; BASER, N. Induction of resistance to root-knot nematodes by SAR elicitors in tomato. **Crop Protection**, Lincoln, v. 29, n. 11, p. 1354-1362, 2010.

MOREIRA, F. J. C.; SANTOS, C. D. G.; INNECCO, R.; SILVA, G. S. Controle alternativo de nematoide das galhas (*Meloidogyne incognita*) raça 2, com óleos essenciais em solo. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 41, n. 3, p. 207-213, 2015.

MÜLLER, M. A.; MIORANZA, T. M.; FUCHS, F.; BATTISTUS, A. G.; STANGARLIN, J. R.; KUHN, O. J. Mortalidade e motilidade de *Meloidogyne incognita* em extrato aquoso de alecrim. **Scientia Agraria Paranaensis**, Marechal Cândido Rondon, v. 13, n. suplemento, p. 343-346, 2014.

MÜLLER, M. A.; MIORANZA, T. M.; STANGARLIN, J. R.; KUHN, O. J.; BATTISTUS, A. G.; ISTCHUK, A. N.; FUCHS, F. *In vitro* toxicity and control of *Meloidogyne incognita* in soybean by rosemary extract. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 37, n. 1, p. 103-110, 2016.

MUR, L. A. J.; KENTON, P.; ATZORN, R.; MIERSCH, O.; WASTERACK, C. The outcomes of concentration-specific interactions between salicylate and jasmonate signaling include synergy, antagonism, and oxidative stress leading to cell death. **Plant Physiology**, Rockville, v. 140, n. 1, p. 249-262, 2006.

NEERAJ, N.; GOEL, S. R.; KUMAR, A.; SINGH, G.; MADAN, V. K. Effect of plant extracts on hatching and mortality of root-knot nematode, *Meloidogyne Incognita* larvae (*in vitro*). **Biosciences Biotechnology Research Asia**, Bhopal, v. 14, n. 1, p. 467-471, 2017.

OGWULUMBA, S. I.; OGWULUMBA, I. C. Screen house management of *Meloidogyne javanica* (Treub) in UC82B Tomato (*Solanum lycopersicum*) with leaf extract of *Jatropha curcas*. **Journal of Entomology and Nematology**, Patancheru, v. 10, n. 5, p. 33-36, 2018.

OLIVEIRA, K. C. L.; ARAÚJO, D. V.; MENESES, A. C.; SILVA, J. M.; TAVARES, R. L. C. Biological management of *Pratylenchus brachyurus* in soybean crops. **Caatinga**, Mossoró, v. 32, n. 1, p. 41-51, 2019.

OLIVEIRA, M. D. M.; VARANDA, C. M. R.; FÉLIX, M. R. F. Induced resistance during the interaction pathogen x plant and the use of resistance inducers. **Phytochemistry Letters**, Bari, v. 15, n. 1, p. 152-158, 2016.

PASCHOLATI, S. F.; DALIO, R. J. D. Fisiologia do parasitismo: Como as plantas se defendem dos patógenos. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A. **Manual de fitopatologia: princípios e conceitos**, 5.ed. Ouro Fino: Ceres, 2018. v. 1, cap. 35, p. 423-452.

PHUONG, L. T.; FITRIANTI, A. N.; LUAN, M. T.; MATSUI, H.; NOUTOSHI, Y.; YAMAMOTO, M.; ICHINOSE, Y.; SHIRAIISHI, T.; TOYODA, K. Antagonism between SA- and JA-signaling conditioned by saccharin in *Arabidopsis thaliana* renders resistance to a specific pathogen. **Journal of General Plant Pathology**, Tokyo, p. 1-13, 2019.

PIETERSE, C. M. J.; DOES, D. V. der.; ZAMIOUDIS, C.; LEON-REYES, A.; VAN WEES, S. C. M. Hormonal Modulation of Plant Immunity. **Annual Review of Cell and Developmental Biology**, Palo Alto, v. 28, n. 1, p. 1-33, 2012.

PIETERSE, C. M. J.; ZAMIOUDIS, C.; BERENDSEN, R. L.; WELLER, D. M.; VAN WEES, S. C. M.; BAKKER, P. A. H. M. Induced Systemic Resistance by Beneficial Microbes. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 52, n.1, p. 347-375, 2014.

PUERARI, H. H.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; CARDOSO, M. R.; HERNANDES, I.; BRITO, O. D. C. Resistance inducers in the control of root lesion nematodes in resistant and susceptible cultivars of maize. **Phytoparasitica**, Dordrecht, v. 43, n. 3, p. 383-389, 2015.

PUERARI, H. H.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; DADAZIO, T. S.; MATTEI, D.; SILVA, T. R. B.; RIBEIRO, R. C. F. Evaluation of acibenzolar-S-methyl for the control of *Meloidogyne javanica* and effects on the development of susceptible and resistant soybean. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v. 38, n. 1, p. 44-48, 2013.

RIBEIRO, N. R.; DIAS, W. P.; SANTOS, J. M. Distribuição de fitonematoides em regiões produtoras de soja do Estado de Mato Grosso. **Boletim de Pesquisa de Soja**, Rondonópolis: Fundação MT, n. 14, p. 289-296, 2010.

RITTER, H.; SCHULZ, G. E. Structural basis for the entrance into the phenylpropanoid metabolism catalyzed by phenylalanine ammonia-lyase. **Plant Cell**, Baltimore, v. 16, n. 12, p. 3426-3436, 2004.

RODRÍGUEZ-KÁBANA, R. Organic and inorganic nitrogen amendments to soil as nematode suppressants. **Journal of Nematology**, Las Cruces, v. 18, n. 2, p. 129- 135, 1986.

RUPPELT, B. M.; KOZERA, C.; ZONETTI, P. C.; PAULERT, R.; STEFANELLO, S. **Plantas medicinais utilizadas na região oeste do Paraná**. Curitiba: UFPR, 2015. 126 p.

SALGADO, S. M. L.; RESENDE, M. L. V.; CAMPOS, V. P. Efeito de indutores de resistência sobre *Meloidogyne exigua* do cafeeiro. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 31, n. 4, p. 1007-1013, 2007.

SALIM, H. A.; SALMAN, I. S.; MAJEED, I. I.; HUSSEIN, H. H. Evaluation of some plant extracts for their nematicidal properties against root-knot nematode, *Meloidogyne* sp. **Journal of Genetic and Environmental Resources Conservation**, Eskilstuna, v. 4, n. 3, p. 241-244, 2016.

SANTANA-GOMES, S. M.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; ROLDI, M.; DADAZIO, T. S.; MARINI, P. M.; BARIZAO, D. A. O. Mineral nutrition in the control of nematodes. **African Journal of Agricultural Research**, Ago-iwoye, v. 8, n. 21, p. 2413-2420, 2013.

SCHWAN-ESTRADA, K. R. F.; STANGARLIN, J. R.; PASCHOLATI, S. F. A. Mecanismos bioquímicos de defesa vegetal. In: PASCHOLATI, S. F. A.; LEITE, B.; STANGARLIN, J. R.; CIA, P. **Interação planta-patógeno: Fisiologia, bioquímica e biologia molecular**. Piracicaba: FEALQ, 2008. v. 13, cap. 6, p. 227-248.

SEKHON, A. P. S.; SANGHA, M. K. Influence of different SAR elicitors on induction and expression of PR-proteins in Potato and Muskmelon against Oomycete pathogens. **Indian Phytopathology**, Chennai, v. 72, n. 1, p. 43-51, 2019.

SEKHON, A. S. P.; PARMINDER, K. Elicitation of sar in muskmelon lines against downy mildew caused by *Pseudoperonospora cubensis*. **Plant Disease Research**, Saint Paul, v. 32, n. 1, p. 22-30, 2017.

SILVA, J. C. P.; TERRA, W. C.; BARROS, A. F.; CAMPOS, V. P. **Compostos orgânicos voláteis no controle de fitonematoides**. 1. ed. Lavras: UFLA, 2019. 110 p.

SILVA, R. A.; INOMOTO, M. M. Nematoides da soja e suas consequências ao sistema de cultivo. In: **Boletim de pesquisa 2015/2016**, Rondonópolis: Fundação MT, p. 176-195, 2015.

SILVA, R. A.; NUNES, N. A.; SANTOS, T. F. S.; IWANO, E. F. K. Efeito da rotação e sucessão de culturas no manejo de nematoides da soja em área arenosa. **Nematropica**, Auburn, v. 48, n. 2, p. 198-206, 2018.

SILVA-JUNIOR, G. J.; BEHLAU, F. Controle químico. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A. **Manual de fitopatologia: princípios e conceitos**. 5.ed. São Paulo: Agronômica Ceres, 2018. v. 1, cap. 16, p. 239-260.

SPOEL, S. H.; DONG, X. How do plants achieve immunity? Defence without specialized immune cells. **Nature Reviews Immunology**, London, v. 12, n. 2, p. 89-100, 2012.

STADNIK, M. Indução de resistência a oídios. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 26, n. 1, p. 175-177, 2000.

STANGARLIN, J. R.; KUHN, O. J.; SCHWAN-ESTRADA, K. R. F. Controle de doenças de plantas por extratos de origem vegetal. In: LUZ, W. C. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, Brasília, v. 16, p. 265-304, 2008.

STANGARLIN, J. R.; KUHN, O. J.; TOLEDO, M. V.; PORTZ, R. L.; SCHWAN-ESTRADA, K. R. F.; PASCHOLATI, S. F. A defesa vegetal contra fitopatógenos. **Scientia Agraria Paranaensis**, Marechal Cândido Rondon, v. 10, n. 1, p. 18-46, 2011.

STEFFEN, R. B.; ANTONIOLLI, Z. I.; BOSENBECKER, V. K.; STEFFEN, G. P. K.; LUPATINI, M.; CAMPOS, A. D.; GOMES, C. B. Avaliação de óleos essenciais de plantas medicinais no controle de *Meloidogyne graminicola* em arroz irrigado. Piracicaba: **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 32, n. 2, p. 126-134, 2008.

TEIXEIRA, D. A.; ALFENAS, A. C.; MAFIA, R. G.; MAFFIA, L. A.; FERREIRA, E. M. Evidências de indução de resistência sistêmica à ferrugem do eucalipto mediada por rizobactérias promotoras do crescimento de plantas. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 30, n. 4, p. 350-356, 2005.

TESKE, M.; TRENTINI, A. M. M. **Herbarium compêndio de fitoterapia**. 3. ed. Curitiba: Herbarium Laboratório Botânico, 1997. 317 p.

THAKUR, M.; SOHAL, B. S. Role of elicitors in inducing resistance in plants against pathogen infection: A review. **International Scholarly Research Notices**, London, v. 2013, n. 1, p. 1-10, 2013.

TONINATO, B. O.; SOUZA, D. H. G.; PONTALTI, P. R.; LOPES, A. P. M.; DIAS-ARIEIRA, C. R. *Meloidogyne javanica* control in lettuce with fertilizers applied isolated or associated with biological product. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 37, n. 4, p. 384-389, 2019.

UMESHA, S. Phenylalanine ammonia lyase activity in tomato seedlings and its relationship to bacterial canker disease resistance. **Phytoparasitica**, Bet Dagan, v. 34, n. 1, p. 68-71, 2006.

VAN LOON, L. C.; BAKKER, P. A. H. M. Induced systemic resistance as a mechanism of disease suppression by rhizobacteria. In: Z. A. Siddiqui (Ed.). **PGPR: Biocontrol and Biofertilization**. Dordrecht: Springer, 2005. cap. 2, p. 39-66.

VAN LOON, L. C.; BAKKER, P. A. H. M.; PIETERSE, C. M. J. Systemic resistance induced by rhizosphere bacteria. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 36, n. 1, p. 453-483, 1998.

VAN PEER, R.; NIEMANN, G. J.; SCHIPPERS, B. Induced resistance and phytoalexin accumulation in biological control of *Fusarium* wilt of carnation by *Pseudomonas* sp. strain WCS417r. **Phytopathology**, Saint Paul, v. 81, n. 1, p. 728-734, 1991.

VENTUROSOSO, L. R.; BACCHI, L. M. A.; GAVASSONI, W. L.; CONUS, L. A.; PONTIM, B. C. A.; BERGAMIN, A. C. Atividade antifúngica de extratos vegetais sobre o desenvolvimento de fitopatógenos. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 37, n. 1, p. 18-23, 2011.

WANG, J.; PAN, X.; HAN, Y.; GUO, D.; GUO, Q.; LI, R. Rosmarinic acid from eelgrass shows nematicidal and antibacterial activities against pine wood nematode and its carrying bacteria. **Marine Drugs**, Basel, v. 10, n. 2, p. 2729-2740, 2012.

XAVIER, D. M.; DALLEMOLE-GIARETTA, R.; FREITAS, L. G.; LOPES, E. A.; GARDIANO, C. G.; FERRAZ, S. Isolates of *Pochonia chlamydosporia* for the control of *Meloidogyne javanica* in tomato. **Chilean Journal of Agricultural & Animal Sciences**, Chillán, v. 33, n. 1, p. 94-101, 2017.

XIONG, J.; ZHOU, Q.; LUO, H.; XIA, L.; LI, L.; SUN, M.; YU, Z. Systemic nematicidal activity and biocontrol efficacy of *Bacillus firmus* against the root-knot nematode *Meloidogyne incognita*. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, Hull, v. 31, n.4, p. 661-667, 2015.

YI, S. Y.; SHIRASU, K.; MOON, J. S.; LEE, S. G.; KWON, S.Y. The Activated SA and JA Signaling Pathways Have an Influence on flg22-Triggered Oxidative Burst and Callose Deposition. **PLoS ONE**, California, v. 9, n. 2, p. 1-10, 2014.

YU, Z.; XIONG, J.; ZHOU, Q.; LUO, H.; HU, S.; XIA, L.; SUN, M.; LI, L.; YU, Z. The diverse nematicidal properties and biocontrol efficacy of *Bacillus thuringiensis* Cry6A against the root-knot nematode *Meloidogyne hapla*. **Journal of Invertebrate Pathology**, Amsterdam, v. 125, n. 1, p. 73-80, 2015.

ZAMBOLIM, L. Estratégias de manejo integrado de doenças. **Workshop a interface solo-raiz (rizosfera) e relações com a disponibilidade de nutrientes, a nutrição e as doenças das plantas**. Piracicaba: Potafos, 40 p. 1998.

ZAMBOLIM, L.; VENTURA, J. A. Resistência a doenças induzida pela nutrição mineral das plantas. In: LUZ, W. C.; FERNANDES, J. M.; PRESTES, A. M.; PICININI, E. C. eds. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, Passo Fundo: RAPP, 1993. v. 1, p. 275-318.

ZAMIOUDIS, C.; PIETERSE, C. M. J. Modulation of Host Immunity by Beneficial Microbes. **Molecular Plant-Microbe Interactions**, Saint Paul, v. 25, n. 2, p. 139-150, 2012.

ZANÃO JÚNIOR, L. A. Importância e função dos nutrientes no crescimento e desenvolvimento de plantas. In: ZAMBOLIM, L.; VENTURA, J. A.; ZANÃO JÚNIOR, L. A. **Efeito da nutrição mineral no controle de doenças de plantas**. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa Departamento de fitopatologia, v. 1, p. 3-21, 2012.