

UNIVERSIDADE FEDERAL DE VIÇOSA

UTILIZAÇÃO DE RESÍDUOS AGROINDUSTRIAIS NO CONTROLE BIOLÓGICO DE *Meloidogyne incognita* NA SOJA

Stella Pollyanne de Oliveira
Magister Scientiae

VIÇOSA - MINAS GERAIS
2020

STELLA POLLYANNE DE OLIVEIRA

UTILIZAÇÃO DE RESÍDUOS AGROINDUSTRIAIS NO CONTROLE BIOLÓGICO DE *Meloidogyne incognita* NA SOJA

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Bioquímica Aplicada, para obtenção do título de *Magister Scientiae*.

Orientador: José Humberto de Queiroz

Coorientadores: Thiago de Freitas Ferreira

Maximiller Dal-Bianco Lamas Costa

VIÇOSA - MINAS GERAIS

2020

**Ficha catalográfica elaborada pela Biblioteca Central da Universidade
Federal de Viçosa - Campus Viçosa**

T

O48u
2020

Oliveira, Stella Pollyanne de, 1995-
Utilização de resíduos agroindustriais no controle biológico
de *Meloidogyne incognita* na soja / Stella Pollyanne de Oliveira.
– Viçosa, MG, 2020.
60 f. : il. ; 29 cm.

Orientador: José Humberto de Queiroz.
Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Viçosa.
Referências bibliográficas: f.44-60.

1. Nematoda em plantas - Controle biológico. 2.
Basidiomycetes. I. Universidade Federal de Viçosa.
Departamento de Bioquímica e Biologia Molecular. Programa de
Pós-Graduação em Bioquímica Aplicada. II. Título.

CDD 22. ed. 632.6257

STELLA POLLYANNE DE OLIVEIRA

UTILIZAÇÃO DE RESÍDUOS AGROINDUSTRIAIS NO CONTROLE BIOLÓGICO DE *Meloidogyne incognita* NA SOJA

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Viçosa, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Bioquímica Aplicada, para obtenção do título de *Magister Scientiae*.

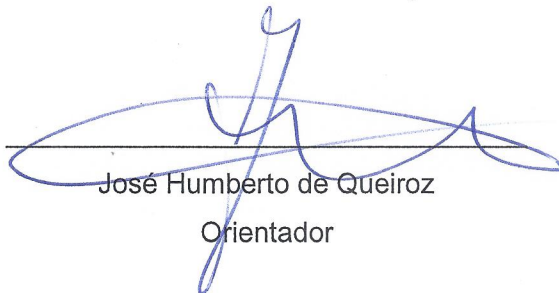
APROVADA: 28 de fevereiro de 2020.

Assentimento:



Stella Pollyanne de Oliveira

Autora



José Humberto de Queiroz

Orientador

AGRADECIMENTOS

A Deus, por me guiar pelos melhores caminhos e por me dar força e sabedoria sempre;

À Universidade Federal de Viçosa e ao Departamento de Bioquímica, professores e funcionários, pela oportunidade de realização do curso de Mestrado;

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Minas Gerais (FAPEMIG) pela concessão da bolsa de estudo e pelo financiamento do projeto de pesquisa;

“O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – Brasil (CAPES) – Código de Financiamento 001”

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pelo financiamento do projeto de pesquisa;

Ao Prof. Dr. José Humberto de Queiroz, pela orientação, amizade e confiança;

Ao Dr. Thiago de Freitas Ferreira, pelo apoio, orientação, disponibilidade, paciência, amizade, oportunidade de trabalhar com fitonematoides, liberação do espaço na casa de vegetação, sugestões na correção desse trabalho e todo ensinamento;

Ao Prof. Maximiller Dal-Bianco Lamas Costa, por permitir experimentos em seu laboratório, liberação do espaço na casa de vegetação, conselhos e sugestões na correção desse trabalho;

Ao Grupo Urakami, Mogi das Cruzes, São Paulo – Brasil, pelos fornecimentos dos cogumelos comestíveis;

Às amigas do Laboratório de Metabolismo e Fermentação, Gabriela, Luísa, Raquel e Vânia pela amizade, colaborações e ajuda com os experimentos;

Aos colegas Yan e Wilton, por me ajudarem com os experimentos e apoio;

Aos meus pais, Carmelita e Valter fonte de todo amor, carinho, incentivo e compreensão;

À minha irmã, Wictória pela confiança, amor e conselhos;

À minha vó, Geralda pelas orações;

Aos meus familiares por demonstrarem confiança e apoio;

Ao meu namorado Gabriel, pela paciência, companheirismo, carinho e amor;

A todos aqueles que direta e indiretamente contribuíram para a realização deste trabalho.

RESUMO

OLIVEIRA, Stella Pollyanne, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, fevereiro de 2020. **Utilização de resíduos agroindustriais no controle biológico de *Meloidogyne incognita* na soja.** Orientador: José Humberto de Queiroz. Coorientadores: Thiago de Freitas Ferreira e Maximiller Dal-Bianco Lamas Costa.

Os nematoides parasitam homens, animais e vegetais. Os fitonematoides são pragas responsáveis por perdas de produção significativa na agricultura, estimada em cerca de U\$ 100 bilhões de dólares ao ano. A cultura de soja é uma das mais afetadas por esses fitopatógenos, estima-se perdas de 30 a 50% por safra. Os nematoides mais frequentes e prejudiciais tem sido os do gênero *Meloidogyne sp.*, conhecidos como nematoides formadores de galhas, causam perdas econômicas em praticamente todas as espécies de plantas cultivadas. Diversas estratégias podem ser empregadas no manejo de nematoides na cultura, entretanto os nematicidas podem causar danos ambientais e à saúde humana. Diante dessas circunstâncias o controle biológico tem ganhado força, dentre eles se destacam os fungos nematófagos, que estão presentes na natureza como antagonistas naturais e conhecidos como agentes destruidores de nematoides. O que confere a ação nematicida desses fungos é que além de poderem parasita-los diretamente através de suas hifas, secretam metabolitos e enzimas com atividade nematicida. Trabalhos recentes do nosso grupo de pesquisa demonstraram que resíduos da produção de cogumelos apresentam um grande potencial nematicida. Estes resultados geraram o pedido de patente número BR10201801585, desde modo avaliou-se a atividade nematicida dos resíduos fungicos *in vitro* e *in vivo* contra o *M. incognita* e estimou-se a atividade enzimática de proteases e quitinases presentes nos resíduos. Elevadas taxas de mortalidades de ovos/juvenis foram observadas na avaliação *in vitro*, sendo os quatro melhores fungos *H. mamoreus*, *L. edodes*, *P. ostreatus* e *P. eryngii* testados *in vivo*, em casa de vegetação. Esses resíduos resultaram em altas taxas de redução no índice de galhas, ovos e juvenis, chegando a 70%, 69,4% e 52%, respectivamente. Além de reduzir a população de nematoides, os fungos diminuíram os danos causados por estes, aumentando a altura e massa da parte aérea, a produção de vagens e a massa fresca da raiz. A análise enzimática demonstrou a presença de quitinases em todos os resíduos.

Através dos resultados, pode-se constatar uma alta atividade nematicida dos resíduos de cogumelos, bem como a presença de quitinases. Isso indica que é muito importante uma caracterização dos compostos presentes nesses resíduos e entender melhor a interação de cada fungo com a planta e o nematoide.

Palavras-chave: Fitonematoides. Controle biológico. Basidiomicetos. Metabólitos.

ABSTRACT

OLIVEIRA, Stella Pollyanne, M.Sc., Universidade Federal de Viçosa, February, 2020. **Use of agro-industrial residues in the biological control of *Meloidogyne incognita* in soybean.** Adviser: José Humberto de Queiroz. Co-advisers: Thiago de Freitas Ferreira and Maximiller Dal-Bianco Lamas Costa.

Nematodes parasitize men, animals and plants. Phytonematodes are pests responsible for significant production losses in agriculture, estimated at about US \$ 100 billion a year. The soybean crop is one of the most affected by these phytopathogens, estimated losses of 30 to 50% per harvest. The most frequent and harmful nematodes have been those of the genus *Meloidogyne* sp., Known as gall-forming nematodes, causing economic losses in practically all species of cultivated plants. Several strategies can be used in the management of nematodes in culture, however nematicides can cause environmental and human health damage. In view of these circumstances, biological control has gained strength, among them the nematophagous fungi, which are present in nature as natural antagonists and known as nematode destroying agents. What gives the nematicidal action of these fungi is that in addition to being able to parasitize them directly through their hyphae, they secrete metabolites and enzymes with nematicidal activity. Recent work by our research group has shown that residues from mushroom production have great nematicidal potential. These results generated patent application number BR10201801585, in this way the nematicidal activity of fungal residues was evaluated *in vitro* and *in vivo* against *M. incognita* and the enzymatic activity of proteases and chitinases present in the residues was estimated. High egg / juvenile mortality rates were observed in the *in vitro* evaluation, with the four best fungi *H. mamoreus*, *L. edodes*, *P. ostreatus* and *P. eryngii* being tested *in vivo*, in a greenhouse. These residues resulted in high rates of reduction in the gall, egg and juvenile index, reaching 70%, 69.4% and 52%, respectively. In addition to reducing the nematode population, fungi reduced the damage caused by them, increasing the height and mass of the aerial part, the production of pods and the fresh mass of the root. The enzymatic analysis demonstrated the presence of chitinases in all residues. Through the results, it is possible to verify a high nematicidal activity of the mushroom residues, as well as the presence of chitinases. This indicates that it

is very important to characterize the compounds present in these residues and to better understand the interaction of each fungus with the plant and the nematode.

Keywords: Phytomatotoids. Biological control. Basidiomycetes. Metabolites.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	10
2. OBJETIVOS	16
2.1- OBJETIVO GERAL	16
2.2- OBJETIVOS ESPECÍFICOS	16
3. MATERIAL E MÉTODOS	17
3.1- Obtenção dos resíduos de cogumelos comestíveis	17
3.2- Efeito dos extratos aquosos dos resíduos sobre ovos e juvenis de <i>M. incognita</i>	17
3.3- Efeito nematicida da incorporação de diferentes quantidades dos resíduos no solo com plantas de soja.	18
3.4- Atividades de proteases e quitinases	20
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	21
4.1 Avaliação do efeito nematicida dos extratos aquosos dos sobre ovos e juvenis de <i>Meloidogyne incognita</i>	21
4.2 Avaliação do efeito nematicida da incorporação de diferentes quantidades dos resíduos ao solo em plantas de soja	26
3.3- Atividade proteolítica e quitinolítica dos resíduos de cogumelos comestíveis. ..	41
5. CONCLUSÕES	43
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	44

1. INTRODUÇÃO

O agronegócio brasileiro tem passado por profundas modificações, as quais aumentaram a competitividade de seus produtos e subprodutos no mercado interno e externo. Neste contexto, a soja (*Glycine max* (L.) Merrill) é uma das principais *commodities* brasileiras, especialmente devido ao fato do Brasil ser um dos principais produtores dessa leguminosa. A soja tem grande importância econômica que está ligado, à versatilidade de usos de seus grãos, que podem ser utilizados para a produção de óleo comestível, a alimentação humana e animal, além da produção de biodiesel (SILVA, 2019).

Atualmente, no cenário agrícola mundial, a soja é o quarto produto entre os cereais e oleaginosas mais utilizadas no consumo humano e o mais importante em produção e comercialização (FAO, 2019). Assim, o uso de altas tecnologias e suas constantes renovações permitiram ao Brasil alcançar posição de destaque no cenário mundial, sendo o segundo maior produtor de soja do mundo (EMBRAPA SOJA, 2019), superado apenas pelos Estados Unidos, no que diz respeito à área plantada e produção total (CONAB, 2019).

O plantio dessa cultura ocorre em todo o território brasileiro, desde o extremo sul do país, no Rio Grande do Sul, até o Maranhão, incluindo áreas em todas regiões, sendo o estado do Mato Grosso o de maior produção (MAPA, 2019). A expansão dessa produção tem relação direta com a geração de novas tecnologias, como: a qualidade da semente, desenvolvimento de novas linhagens e cultivares com maior potencial produtivo, manejo do solo, adubação e defensivos químicos, plantio em diversas épocas do ano, boa comercialização desse produto nos últimos anos e emprego de máquinas e implementos mais modernos (MONTROYA, 2002; SILVA, 2019).

A safra 2019/20 de soja deverá ter uma área de 2,3% maior que na última, continuando a tendência de crescimento das últimas safras. Até o início de novembro cerca de 54% da área esperada para a semeadura já estava efetivamente plantada. Quanto à produção, a perspectiva inicial é de acréscimo na ordem de 5,1% em comparação a 2018/19, devendo alcançar 120,9 milhões de toneladas (CONAB, 2019).

A época de plantio indicada para a soja, na maioria dos estados produtores do Brasil, se situa entre meados de outubro e meados de dezembro, preferencialmente em novembro (FIETZ; RANGEL, 2008). De forma geral, a época de plantio ocorre em temperaturas compreendidas entre 20°C e 30°C, principalmente às mais próximas de 30°C, além de precipitações de 400 a 800 mm/ciclo (FARIAS et al., 2007).

A cultura está sujeita a diversas intempéries que podem comprometer o desempenho produtivo, ocorrem perdas de produção pelas condições climáticas, porém também ocorre perdas por pragas e doenças (FARIAS et al., 2001). As doenças de plantas causadas por fitopatógenos são provocadas principalmente por fungos, bactérias, nematoides e vírus, que levam a perdas na produção e provocam prejuízo à aparência das plantas e/ou alteram suas características físicas e químicas (JUNQUEIRA et al., 2006).

Entre os fitopatógenos, o de maior potencial destrutivo na cultura da soja estão os “fitonematóides”. Originam perdas de 30 a 50% na cultura, pela interferência direta no sistema radicular das plantas e dificultando a absorção de água e nutrientes (DIAS et al., 2010; EMBRAPA, 2010; ARAUJO et al., 2012). São pragas responsáveis por gerar um prejuízo em cerca de U\$ 100 bilhões de dólares por ano, além de inviabilizar o cultivo em determinadas áreas, gerando custos para o seu controle (HERRERA-ESTRELLA et al., 2016).

Os fitonematoides estabelecem uma relação parasítica com a planta hospedeira (FARIA et al., 2003), seu ataque pode ser dividido em primários e secundários. Sendo no sistema radicular seu ataque primário, onde formam os nódulos, se alimentando e impedindo a absorção de água e nutrientes. Após infectar o sistema radicular, a planta fica enfraquecida por falta de nutrientes, surgindo os sintomas secundários que ocorrem na parte aérea, murcha, manchas, até chegar à morte da planta (SILVA et al., 2014).

Já foram descritas mais de 4000 espécies de fitonematoides (LAHM et al., 2017). Cerca de 250 espécies oferecem risco fitossanitário e causam danos severos e perdas econômicas significativas (SINGH et al., 2013). As espécies mais estudadas são: *Rotylenchulus reniformis* (GANJI et al., 2013; ROBINSON et al., 1997), *Meloidogyne spp.* (LEAL-BERTIOLI et al., 2016), *Pratylenchus*

spp. (VIEIRA et al., 2015; JONES; FOSU-NYARKO, 2014) e *Helicotylenchus spp.* (DAVIS et al, 2004).

O gênero *Meloidogyne spp.*, é considerado um dos mais importantes no Brasil, conhecido como nematoides formadores de galhas, infectam e causam prejuízos econômicos em praticamente todas as espécies de plantas cultivadas (ROSA et al., 2013). Sendo descritas como as mais susceptíveis ao seu ataque, as culturas de soja (DIAS et al., 2010), de milho (CHIAMOLERA et al., 2012), do feijoeiro (GARDIANO et al., 2012), do tomateiro, da cenoura e da alface (ROSA et al., 2014).

Alguns dos sintomas apresentados pelas culturas infectadas por esses nematoides, apresentam redução da parte aérea, devido à diminuição do sistema radicular pela formação das galhas. As galhas formadas geram uma desorganização no sistema vascular da planta, o que impede a condução de água e nutrientes (SANTOS; GOMES 2011), além de tornar a planta vulnerável a outros patógenos (JESUS; WILCKEN 2010).

Esses sintomas causados pelos nematoides formadores de galhas, são facilmente confundidos com sintomas de déficit nutricional ou de outra natureza (PERINA et al., 2015), o que dificulta o seu manejo. Sua ocorrência em uma determinada área de cultivo só é percebida quando há presença de elevados níveis populacionais, o que resultam em severas perdas de produção (INOMOTO, 2005).

Diversas estratégias são empregadas para o manejo dos nematoides, com destaque na utilização de produtos químicos e biológicos (ARAÚJO, 2018). A necessidade por diferentes métodos de manejo, levou ao aumento do uso de nematicidas, no entanto, esses químicos sintéticos apresentam riscos ambientais e para o homem (LARRIBA et al., 2015). No Brasil, são autorizados pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA, apenas 17 ingredientes ativos com efeito nematicida, todos altamente tóxicos e pouco seletivos (AGROFIT, 2018).

Para evitar esses problemas e ter uma agricultura mais sustentável, minimizando os danos ao meio ambiente e saúde humana, torna-se necessário a

busca por novas alternativas de controle, como o controle biológico. Os produtos biológicos vêm ganhando destaque, por ser uma alternativa viável, pela facilidade de aplicação, menor custo e não causar danos ao meio ambiente e ao homem (KEPLER et al., 2017).

Cook (1987) definiu controle biológico como o uso de organismos naturais, modificados ou produtos gênicos para reduzir os efeitos de organismos indesejáveis e apoiar organismos benéficos desejáveis, como culturas, árvores, animais e insetos benéficos. É considerado uma das áreas mais promissoras e por isso, as empresas estão buscando agentes de controle biológico mais eficientes, de melhor qualidade, fácil execução e preço acessível (MEDEIROS; MONTEIRO, 2015).

Devido a isso, nos últimos 30 anos, o controle biológico de fitonematoídes tem ganhado força, através do aumento da conscientização dos malefícios à saúde e ao ambiente causados pelos nematicidas químicos. São conhecidos mais de 200 organismos biológicos, considerados inimigos naturais dos fitonematoídes, entre eles estão fungos, bactérias, nematoides predadores, ácaros e outros (STIRLING, 1991; KERRY, 1990; FREITAS et al., 2009; FERRAZ et al., 2010), destacando-se os fungos devido a sua capacidade de colonizar a rizosfera e manter uma relação de simbiose com as plantas (KHAN et al., 2010).

Os fungos nematófagos são conhecidos agentes destruidores de nematoides (BARRON, 1977), existem mais de 700 espécies de fungos relatadas com atividade nematicida (VAN OOIJ, 2011). A maioria são da família Orbiliales (Ascomycota) (YANG et al., 2007), porém tem sido recentemente relatada com frequência a atividade nematicida dos basiodimicetos (MORRIS; HAJEK, 2014).

Os fungos são classificados de acordo com o mecanismos de ataque a seus hospedeiros, sendo: (1) fungos predadores, os que produzem hifas modificadas em armadilhas para capturar larvas em movimento; (2) fungos endoparasitos, que produz esporos que servem de alimento para nematoides; (3) fungos oportunistas ou predadores de ovos, que colonizam e perfuram cascas dos ovos e cistos de nematoides; (4) fungos tóxicos, que produzem toxinas imobilizando os nematoides (NORDBRING-HERTZ et al., 2006; JIANG et al., 2017) e

(5) produtores de dispositivos especiais de ataque, que causam danos à cutícula dos nematoides (SOARES et al.; 2018).

Estima-se que cerca de 280 espécies de fungos compreendidos entre Ascomycota e Basidiomycota produzem compostos com atividade nematicida (LI et al., 2015). Os fungos pertencentes ao Filo Basidiomycota caracterizam-se por colonizar e degradar bactérias ou outros microrganismos, como por exemplo os nematoides, para obter acesso aos nutrientes que contêm, principalmente carbono, nitrogênio, oxigênio e hidrogênio (FERMOR; WOOD, 1981), considerados fungos saprófitas.

Em relação ao filo Basidiomycota, já foram relatadas cerca de 270 espécies de fungos com atividade nematicida (HUANG et al., 2015). Algumas espécies já conhecidas são: *Agaricus bisporus* (ASLAM, 2013), *Coprinus comatus* (LUO et al., 2004, 2007), *Pleurotus cornocopiae* (HEYDARI et al., 2006; THORN; BARRON, 1984), *Pleurotus cystidiosus* (THORN; BARRON, 1984), *Pleurotus florida* (HEYDARI et al.; 2006), *Pleurotus ostreatus* (HEYDARI et al., 2006; OKORIE et al., 2011; THORN; BARRON, 1984), *Pleurotus sajor-caju* (HEYDARI et al., 2006), *Pleurotus strigosus*, *Pleurotus subareolatus* (THORN; BARRON, 1984) e *Pleurotus tuber-regium* (HIBBETT; THORN, 1994; OKORIE et al., 2011). Dentre todas as espécies de cogumelos estudados, destacam-se as espécies pertencentes ao gênero *Pleurotus spp.*

Essa infinidade de espécies do Filo Basidiomycota, das quais muitas são comestíveis, são cultivadas em diferentes substratos orgânicos, tais como madeira, resíduos industriais (CARDOSO et al., 2013; DULAY, 2012), gramíneas (OKORIE et al., 2011; REYES et al., 2009) e em diversos resíduos agrícolas. Diante da produção comercial dessas espécies de cogumelos, os resíduos da produção estão sendo utilizados como ração animal (SCHMIDT et al., 2003), biorremediação, adubação orgânica (RIBAS et al., 2009; SILVA, 2009), e para o controle de nematoides do solo (ASLAM, 2013; HEYDARI et al., 2006; OKORIE et al., 2011).

Esse potencial dos resíduos dos fungos para controlar fitonematóides, têm-se centrado não só sobre o uso de suas hifas, mas também dada o grande número de toxinas e metabolitos presentes neles (REGAIEG et al., 2010). Es-

tes metabolitos incluem mais de 200 moléculas bioativas com atividade nematocida (LI; ZHANG, 2014), entre os metabolitos nematocidas cita-se: proteases, peptídeos, terpenos, ácidos graxos, alcalóides, (LI et al., 2007), taninos e carboidratos (GANESHPURKAR et al., 2012). Estes metabolitos têm mostrado atividade nematocida na medicina (GANESHPURKAR et al., 2012), na agropecuária (AGUILAR et al., 2017), nos processos industriais e farmacológicos e, mais recentemente, no controle biológico (GOUVEIA et al., 2017; SOARES et al., 2012).

O potencial de controle de nematoides por meio da utilização do substrato do cultivo de cogumelos comestíveis deve ser mais estudado, a fim de determinar a melhor maneira de utilização destes resíduos na agricultura, assim usando esses compostos, tem a vantagem de usar um produto de baixo custo, agregando valor aos resíduos e produzindo produtos de alto valor agregado (NAKAJIMA et al., 2018).

Portanto, dada a necessidade de se ter uma estratégia integrada de manejo de pragas, que seja favorável à agricultura sustentável e à saúde humana, esta pesquisa propõe testar diferentes formulações do produto patentado BR10201801585, no qual já teve resultado positivo sobre nematoides, para viabilizar possivelmente, um bionematocida comercialmente viável.

2. OBJETIVOS

2.1- OBJETIVO GERAL

Avaliar resíduos agroindustriais da produção de cogumelos comestíveis no controle biológico de *Meloidogyne Incognita* na soja.

2.2- OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Avaliar o efeito dos extratos aquosos dos resíduos agroindustriais de cogumelos comestíveis de *M. incognita*;
- Analisar o efeito nematicida da incorporação de diferentes concentrações do resíduo fúngico ao solo em plantas de soja;
- Caracterizar as atividades enzimáticas dos resíduos.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1- Obtenção dos resíduos de cogumelos comestíveis

Foram utilizados compostos de cogumelos comestíveis de seis tipos diferentes do filo Basidiomycota, gentilmente cedidos pelo Grupo Urakami, Mogi das Cruzes, São Paulo – Brasil. Bunapi (*Hypsizygus marmoreus*), Shiitake (*Lentinula edodes*), Shimejii (*Pleurotus ostreatus*), Enoki (*Flammulina velutipes*), Eryngii (*Pleurotus eryngii*) e Shimejii Premium (*Pleurotus sp*), sendo o Shimejii Premium, um cruzamento do cogumelo hiratake japonês e hiratake ocidental, desenvolvido por uma empresa japonesa, chamando-o de shimofuri hiratake.

3.2- Efeito dos extratos aquosos dos resíduos sobre ovos e juvenis de *M. incognita*

Para a preparação dos extratos aquosos foram colocados 5 g dos resíduos e 50 mL de água destilada em um frasco Erlenmeyer de 250 mL. Esta suspensão foi incubada a 30°C durante 1 h com agitação a 180 rpm, filtradas através de gaze e depois centrifugadas a 10.000 x g a 4°C durante 10 min (NAKAJIMA et al., 2018), em seguida, utilizado nos ensaios de eclosão e mortalidade dos J2 de *M. incognita*.

A população de *M. incognita* foi obtida de lavouras comerciais de soja com relato da incidência desses fitonematoides, e multiplicado em casa de vegetação, sendo os nematoides extraídos de raízes de plantas apresentando sintomas de parasitismo. Para a extração dos nematoides das raízes infectadas por *M. incognita* foi utilizado a metodologia de Berman, amostras de raízes de soja que apresentaram galhas visíveis foram cortadas com tesoura em pedaços de aproximadamente 2 a 3 cm e colocadas em peneiras revestidas com papel e com volume de água suficiente para cobrir as raízes. Após 48 horas, período necessário para a liberação de ovos e juvenis na água, o material foi peneirado utilizando peneiras granulométricas de 100 e 500 Mesh, sendo as sujeiras retidas na primeira peneira e os ovos e juvenis retidos na segunda, respectivamente.

Foram avaliadas as atividades nematicidas dos extratos aquosos dos resíduos previamente selecionados sobre ovos e juvenis de *M. incognita*.

Para cada amostra do extrato aquoso foram formados três grupos: um grupo controle com água destilada, um grupo tratado com o extrato aquoso e um grupo tratado com extrato aquoso previamente fervido. Foram feitas 8 repetições para cada grupo (SOARES et al, 2013). O teste foi realizado em placas de 96 poços estéreis. Foram aplicados cerca de 30 ovos ou juvenis J2 de *M. incognita* em cada poço, em seguida aplicado 100 µL de cada tratamento. Em seguida, a placa foi incubada a 28° C no escuro por 24, 48 e 72 horas. Após esses intervalos de tempo, cada poço foi avaliado por microscopia óptica.

Os dados obtidos neste ensaio foram interpretados estatisticamente pela análise de variância, em níveis de significância de 5% de probabilidade. A eficiência da mortalidade de *M. incognita* em relação ao controle foi avaliada pelo teste de Scott-Knott ao nível de 5% de probabilidade. Posteriormente, o percentual de redução da média de larvas foi calculado de acordo com a seguinte equação: Mortalidade (%) = $\left[\frac{\text{número de J2 mortos}}{\text{número total de J2 (vivos e mortos)}} \right] \times 100$.

3.3- Efeito nematicida da incorporação de diferentes quantidades dos resíduos no solo com plantas de soja.

A população de *Meloidogyne incognita* foi obtida de lavouras comerciais de soja com relato da incidência desses fitonematoides, sendo os nematoides extraídos de raízes de plantas apresentando sintoma de parasitismo. As raízes foram mantidas em funil de Baermann por 48 h para obtenção dos nematoides. A solução obtida por funil de Baermann foi submetida ao método de flutuação em centrifuga em solução de sacarose (JENKINS, 1964), para retirada das impurezas (partículas de raízes e solo), nesta etapa foram utilizadas peneiras de 20 e 100 Mesh sobre uma peneira de 100 e 500 Mesh para obtenção dos ovos e nematoides. As populações de *M. incognita* foram mantidas em plantas de soja da variedade Desafio em casa de vegetação.

A identificação específica de *M. incognita* foi realizada por caracterização de fenótipos isoenzimáticos. O preparo dos géis, as corridas eletroforéticas e o sistema tampão, foram realizados conforme proposto por Carneiro e Almeida (2001), utilizando-se o sistema descontínuo de eletroforese vertical em gel

de poliacrilamida a 6%. Para identificação dos fenótipos, uma fêmea foi mace-rada em solução extratora e aplicada ao gel. A eletroforese foi conduzida em um refrigerador com temperatura variando de 14 a 17°C, sob voltagem cons-tante de 80 V, sendo a sua migração acompanhada através da linha frontal de azul de bromofemol a 0,1%. Após 40 minutos, os géis foram retirados das pla-cas com auxílio de uma espátula e mantidos em solução para revelação do padrão da isoenzima esterase.

Para a inoculação das plantas experimentais, espécies de *M. incognita* foram obtidos por processamento de 200 cc de solo pela metodologia de Jen-kins (1964), sendo a suspensão ajustada para 500 nematoides/mL.

O design experimental foi em blocos ao acaso, com cinco repetições (uma planta/vaso) por tratamento, em um total de 220 plantas da variedade UFVS80B10. Os tratamentos foram representados pela aplicação no sulco de plantio de extrato fúngico nas concentrações de 1, 5, 10, 15 e 25 gramas por vaso contendo 500 gramas de solo. Cada repetição foi constituída por um reci-piente plástico contendo 500g de areia autoclavada inoculada com 1500 J2 de *M. incognita*. A inoculação foi realizada adicionando-se os J2 em 3 mL de água destilada, ao passo que no controle foi adicionado apenas 3 mL de água desti-lada. Os produtos comerciais Rizotec e Nemacontrol foram adicionados 3 mL em cada vaso. E para o controle dos fungos foi realizado o mesmo design ex-perimental sem adição dos nematoides.

Durante a condução do experimento, as plantas permaneceram em casa de vegetação, sob condições controladas de temperatura, onde receberam tra-tos culturais. Cada vaso recebeu 25 gramas de fertilizante de liberação lenta Osmocote®, cuja composição é de 15% de nitrogênio (N), 10% de P₂O₅ (P), 10% de K₂O (K), 3,8% de cálcio, 1,5% de magnésio, 3,0% de enxofre, 0,02% de boro, 0,05% de cobre, 0,5% de ferro, 1% de manganês, 0,004% de molib-dênio e 0,05% de zinco. O monitoramento climático da amplitude térmica e temperaturas média, máxima e mínima – foi realizado localmente com sensores e datalogger Watchdog®

Aos sessenta dias após a inoculação, foram realizadas as avaliações, determinando-se o índice de galhas, massa fresca do sistema radicular e den-

tidade de nematoides/150 cc de solo. Para extração dos nematoides foi utilizado o método de Coolen e D'Herde (1972), sendo as raízes lavadas com água durante 1 minuto, logo após passadas nas peneiras de 400 e 500 Mesh e recolhido o material retido na peneira de 500 Mesh com jato de água. A quantificação realizada com o auxílio de uma câmara de Peters e observação sob microscópio óptico (aumento 100x).

As partes aéreas das plantas, foram coletadas no período da manhã, sendo estas pesadas e mensuradas o comprimento. As vagens de cada planta foram coletadas de forma a quantificar o número de vagens/planta, sendo as vagens pesadas, também foi realizado a quantificação da massa fresca das raízes e a extração e quantificação dos fitonematoides.

Para a análise estatística, as variáveis foram testadas quanto à homogeneidade das variâncias (teste Bartlett) e à normalidade dos erros (teste de Lilliefors), a 5% de probabilidade. Quando esses pressupostos não foram atendidos, os dados foram transformados pela equação $\log(x+1)$ e reavaliados os pressupostos da análise de variância, sendo os mesmos atendidos. A seguir, os dados foram submetidos à Anova e as médias comparadas pelo Teste de Scott-Knott ($P < 0,05$). Todo o experimento foi repetido uma vez, tendo-se feito uma análise conjunta das repetições no tempo.

3.4- Atividades de proteases e quitinases

As atividades de proteases e quitinases foram medidas a partir do extrato obtido conforme descrito por Nakajima et al. (2018) e Soares et al. (2015), respectivamente. Uma unidade de protease (U) foi definida como a quantidade de enzima necessária para liberar 1,0 μg de tirosina por minuto sob as condições de ensaio. Uma unidade de quitinase (U) foi definida como a quantidade de enzima que catalisa a liberação de 1 μmol de açúcar redutor por minuto sob as condições de ensaio. Todas as atividades enzimáticas medidas foram realizadas em triplicata.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Avaliação do efeito nematicida dos extratos aquosos dos sobre ovos e juvenis de *Meloidogyne incognita*

Conforme mostrado nas Tabelas 1 e 2, de todos os fungos testados somente o *Flammulina velutipes* não mostrou uma atividade nematicida significativa quando comparado ao controle. Os demais fungos causaram mortalidades acima de 20% após 24 horas e acima de 60% após 72 horas. Os fungos *Pleurotus ostreatus*, *Pleurotus eryngii*, *Lentinula edodes* e *Hypsizygus marmoreus* mataram mais de 95% dos nematoides após 72 horas, apresentando dessa forma um excepcional potencial nematicida. Não houve diferença significativa entre os extratos fervidos e não fervidos, indicando que a atividade nematicida não está relacionada às enzimas e provavelmente a metabolitos secundários termostáveis.

Tabela 1: Quantificação de *Meloidogyne incognita* vivos e mortos tratados com extratos aquosos dos resíduos de cogumelos

Tratamentos	Extrato Fervido						Extrato Não Fervido					
	Vivos			Mortos			Vivos			Mortos		
	24	48	72	24	48	72	24	48	72	24	48	72
CONTROLE	27,00±2,7 c	23,00±2,2 c	17,00±2,8 b	3,00±2,9 a	7,00±2,2 a	13,00±2,8 a	30,00±0,0 e	26,00±2,6 d	20,00±2,2 c	0,00±0,0 a	4,0 ±2,7 a	10,00 ±2,2 b
<i>L. EDODES</i>	12,00±2,3 b	10,00±2,8 b	3,00±2,9 a	18,00±2,3 b	20,00±2,8 b	27,00±2,9 c	12,00±4,7 b	5,00±3,5 a	1,00±1,5 a	18,00±2,4 c	25,00±2,4 d	29,00±2,4 d
<i>H. MARMOREUS</i>	1,00±0,7 a	0,00±0,0 a	0,00±0,0 a	29,00±0,7 c	30,00±0,0 c	30,00±0,0 c	1,00±0,9 a	1,00±0,7 a	1,00±1,6 a	29,00±0,9 d	29,00±0,7 d	29,00±1,1 d
<i>F. VELUTIPES</i>	24,00±2,9 c	15,00±3,3 b	14,00±2,9 b	6,00±2,9 a	15,00±3,3 b	16,00±2,9 b	30,00±0,0 e	23,00±3,3 c	20,00±2,6 c	0,00 ±0,0 a	7,00±2,1 b	10,00±2,3 b
<i>PLEUROTUS SP</i>	12,00±3,1 b	12,00±3,1 b	5,00±2,2 a	18,00±3,1 b	18,00±3,1 b	25,00±2,2 c	21,00±2,6 c	15,00±3,4 c	10,00±2,5 b	9,00±2,5 b	15,00±3,2 b	20,00±2,3 c
<i>P. ERYNGII</i>	3,00±2,4 a	2,00±1,1 a	1,00±2,0 a	27,00±2,4 c	28,00±1,1 c	29,00±2,0 c	9,00±3,2 b	2,00±2,7 a	1,00±1,1 a	21,00±2,2 c	28,00±2,7 d	29,00±1,06 d
<i>P. OSTREATUS</i>	4,00±2,0 a	2,00±2,2 a	1,00±2,9 a	26,00±2,0 c	28,00±2,2 c	29,00±2,9 c	4,00±2,9 a	2,00±2,4 a	1,00±0,5 a	26,00±2,9 d	28,00±2,4 d	29,00±0,5 d
CV(%)	69,32			27,33			58,53			28,96		

comestíveis fervidos e não fervidos.

As médias seguidas pelas mesmas letras nas colunas não diferiram entre si, teste de Scott-Knott a 5%.

Tabela 2: Taxa de mortalidade de *Meloidogyne incognita* tratados com extratos aquosos dos resíduos de cogumelos comestíveis fervidos e não fervidos.

Tratamentos	Extrato Fervido			Extrato Não Fervido		
	24	48	72	24	48	72
Controle	11,25 ± 3,7 a	25,41 ± 2,7 a	26,45 ± 3,8 a	5,00 ± 2,9 a	16,66 ± 3,5 a	38,74 ± 3,0 b
<i>L. edodes</i>	45,37 ± 3,8 b	88,75 ± 2,7 c	90,00 ± 2,6 c	57,08 ± 4,8 c	82,08 ± 2,8 d	96,25 ± 3,7 e
<i>H. marmoreus</i>	98,75 ± 1,4 c	100,00 ± 0,00c	100,00 ± 0,00c	97,91 ± 2,0 e	99,16 ± 1,5 e	99,16 ± 1,0 e
<i>F. velutipes</i>	19,40 ± 3,3 a	33,21 ± 4,4 a	20,00 ± 3,3 a	7,50 ± 3,5 a	26,25 ± 3,3 a	35,41 ± 4,3 b
<i>Pleurotus sp</i>	28,40 ± 3,4 a	47,38 ± 3,7 b	80,41 ± 3,7 c	33,33 ± 3,9 b	50,41 ± 3,7 c	67,91 ± 3,1 d
<i>P. eryngii</i>	92,91 ± 3,2 c	97,50 ± 2,8 c	92,92 ± 2,6 c	67,91 ± 2,6 d	92,50 ± 2,1 e	98,33 ± 2,7 e
<i>P. ostreatus</i>	85,41 ± 3,8 c	91,66 ± 2,2 c	95,41 ± 2,3 c	85,83 ± 2,8 e	90,83 ± 2,3 e	97,91 ± 2,8 e
CV (%)		25,96			29,79	

As médias seguidas pelas mesmas letras nas colunas não diferiram entre si, teste de Scott-Knott a 5%.

De forma semelhante, Soares et al. (2019) testaram o extrato aquoso de *H. marmoreus* em *Panagrellus redivivus* e em larvas infectantes de bovinos (L₃) em 24 h e verificaram a redução significativa de 52% e 26%, respectivamente, em relação ao grupo controle. Não há relatos na literatura de testes desse fungo sobre fitonematoides. Porém, possuem atividades biológicas, como antitumorais (YASUKAWA et al., 1994), intensificador imunológico (ZHANG et al., 2015), antivirais (LAM; NG, 2001), antioxidantes (LIU et al., 2018; HUANG et al., 2012) e propriedades antibacterianas e antifúngicas (SUZUKI et al., 2011), esses distintos efeitos farmacológicos do fungo é caracterizado pela presença de diferentes metabólitos, como as proteínas, lipídeos, polissacarídeos, oligopeptídeo e metabólitos secundário (esterol, poli-isoprenopoliol, poliacetileno, diterpeno viscidano, entre outros) (CHIEN et al., 2016; LEE et al., 2007; ZHANG et al., 2014).

Outros estudos demonstram a eficiência desses fungos no controle de nematoides. Wille et al. (2019) apresentaram resultados semelhantes a este trabalho, alcançando 100% de mortalidade de *M. incognita* dos extratos aquosos de *P. ostreatus*. Esses fungos também apresentam ação nematicida sobre outros tipos de nematoides, segundo Paredes (2018) *P. ostreatus* causou 80,3% de mortalidade, após 72 horas, sobre *Globodera pallida* e reduziu o número de larvas de *Ancylostoma caninum* em 67,16% (OLIVEIRA, 2019). A espécie *Pleurotus ostreatus* é bem conhecida, e estudada como agente de biocontrole, principalmente no manejo de fitonematoides. Atuam como inimigos naturais capturando e parasitando nematoides (GOSWAMI et al., 2006; HASEEB; KUMAR, 2006; SWE, et al., 2011) e são capazes de produzir várias substâncias com ação nematicida (TRANIER et al., 2014; DEGENKOLB; VILCINSKAS, 2016).

Uma dessas substancias foi relatada por Barron e Thorn (1987), sobre nematoides de vida livre (*Rhabditidae*) que em contato com estruturas especializadas emitidas pelo micélio de *P. ostreatus*, foram imobilizados em cerca de 30 segundos. A toxina responsável pela imobilização dos nematoides foi chamada de ostreatina (BARRON; THORN, 1987). Atualmente as células secretoras da ostreatina presentes nas hifas de *P. ostreatus* são chamadas de toxocistos (CLÉMENÇON et al., 2004).

Os extratos aquosos de *Pleurotus eryngii* avaliados neste estudo, apresentaram características dentro dos padrões relatados por Sufiate et al., (2017), que observaram, a redução de 90% de larvas de *Panagrellus sp* em 72 h e 53% de ovos de *M. javanica*, ambos tratados com *P. eryngii*, também foi observado a imobilização de J2 de *M. javanica* submetido a tratamentos com filtrados do meio líquido e extrato aquoso de *P. eryngii* (HAHN et al., 2019).

A atividade nematicida em larvas desse fungo, é devido a presença de metabólitos (SUFIAE et al., 2017), estes resultados estão de acordo com o observado por Hibbett e Thorn (1994), que descreveram que os fungos do gênero *Pleurotus* produzem a toxina chamada ostreatina, constituindo o principal mecanismo de atividade predatória de fungos deste gênero em nematoides. Mang e Figliuolo (2010) isolaram três compostos nematicidas usando fracionamento guiado por bioensaio a partir de uma cultura submersa de 10 dias de *Pleurotus eryngii* var. *ferulae* L14, uma subespécie associada a *Ferula communis* subsp. *communis*, a erva-doce gigante. Esses três compostos foram testados contra o nematoide da madeira de pinho (*Bursaphelenchus xylophilus*) e obtiveram uma LC₅₀ de 70,8, 174,6 e 54,7 mg/l, respectivamente, após 72 h (LI et al., 2007).

O fungo *Lentinula edodes* é descrito pelas suas propriedades organolépticas, nutricionais, antitumorais (GAO et al., 2018), antioxidante (JANG et al., 2015), antiviral e antibacteriana (REN et al., 2018), segundo Rivera e seus colaboradores (2017) é devido aos diversos compostos encontrados neste, como polissacarídeos, fibras, quitinas, ácidos graxos, entre outros. Um estudo colocou aproximadamente 500 larvas infectantes de *H. contortus* em placas de Petri, onde continham o micélio de *L. edodes*, e atingiram uma diminuição de 99,6% (COMANS-PEREZ et al., 2014). Já ao verificar a mortalidade de *M. javanica* expostos a extratos aquosos de *L. edodes*, Hahn et al., (2019) alcançaram 81,2%, corroborando com os resultados deste trabalho.

O gênero *Pleurotus* é bastante estudado pela sua atividade nematicida, porém, o fungo *Pleurotus sp.* oriundo de um cruzamento realizado pela empresa japonesa, resultou em um cogumelo com atividade nematicida diferente dos outros tipos de *Pleurotus*. Marlin et al., (2019) relatam que as espécies

de *Pleurotus* não matam e não consomem todas as espécies de nematoides que encontraram. Foram testados os fungos *P. ostreatus* e *P. pulmonarius* sobre 13 espécies de nematoides de quatro famílias (Rhabditidae, Cephalobidae, Panagrolaimidae e Diplogastridae), constatando-se que algumas espécies de nematoides eram resistentes a ambas as espécies de *Pleurotus*, outras eram resistentes a *P. ostreatus*, mas suscetíveis a *P. pulmonarius*, e vice-versa.

Diferentemente, o fungo *Flammulina velutipes*, seu primeiro relato de atividade nematicida foi feito por Ferreira et al., (2019), que observou 70% de mortalidade em *Panagrellus sp.* Esse resultado difere do presente trabalho, possivelmente pela utilização de espécies diferentes de nematoides, o *Panagrellus sp.* é um nematoide de vida livre, já o *M. incognita* é um fitonematoide. Palizi et al., (2009) relata que em geral, a atividade nematicida pode variar entre as espécies de nematoides utilizadas.

Excetuando o extrato do resíduo de *F. velutipes*, no presente trabalho constatou-se uma excepcional atividade nematicida dos extratos aquosos dos resíduos fungicos, tanto nos extratos fervidos como nos não fervidos. Os resultados de ação nematicida dos extratos aquosos fervidos, sugerem que a ação nematicida, provavelmente é devido à presença de metabolitos secundários e não à ação das enzimas.

4.2 Avaliação do efeito nematicida da incorporação de diferentes quantidades dos resíduos ao solo em plantas de soja.

Considerando as atividades nematicidas dos extratos aquosos dos resíduos dos fungos verificadas, selecionamos os quatro melhores fungos (*H. marmoreus*, *P. ostreatus*, *P. eryngii* e *L. edodes*) para incorporá-los ao solo em diferentes quantidades.

As diferentes quantidades dos fungos resultaram em uma diminuição significativa do índice de galhas (**Figura 1**), quando comparados ao controle e aos produtos comerciais. Os resíduos de *L. edodes* e *H. marmoreus* diminuíram o índice de galhas em 30% com 1 grama e os resíduos de *P. ostreatus* e *P. eryngii* em 20% com 10 gramas. Todos os resíduos, quando incorporados a maior quantidade de 25 gramas, diminuíram mais de 50% o índice de galhas (**Figura 1**).

Conforme mostrado na **Figura 2**, todos os resíduos diminuíram significativamente o número de ovos de *M. incognita* por grama de raiz, quando comparados ao controle. Os resíduos de *L. edodes*, *H. marmoreus* e *P. eryngii* a partir de 1 grama já mostraram diferença significativa com uma diminuição de 41%, 55% e 35%, respectivamente. Quando comparados aos produtos comerciais, o resíduo de *H. marmoreus* foi significativamente mais eficiente na redução de ovos de *M. incognita*, a partir de 1 grama. Os resíduos de *P. ostreatus* foram equivalentes aos produtos comerciais, mostrando diferença somente do controle, a partir de 10 gramas (**Figura 2**).

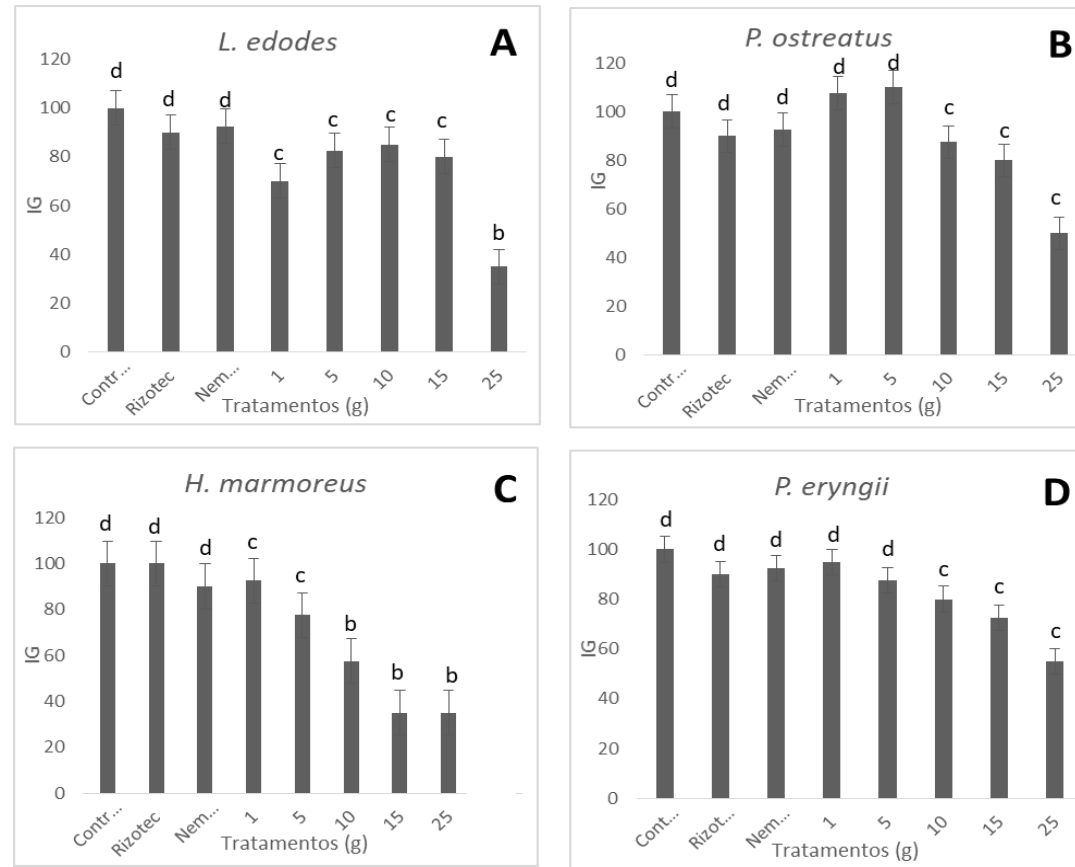


Figura 1: Porcentagem do índice de galhas (IG) de *M. incognita* em soja, sem tratamento (controle), tratadas com produtos comerciais (Rizotec e Nemacontrol) e tratadas com resíduos dos fungos em diferentes quantidades (1, 5, 10, 15 e 25 gramas). (A) Resíduo de *L. edodes*. (B) Resíduo de *P. ostreatus*. (C) Resíduo de *H. marmoreus*. (D) Resíduo de *P. eryngii*. As médias seguidas pelas mesmas letras nas colunas não diferiram entre si, teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade.

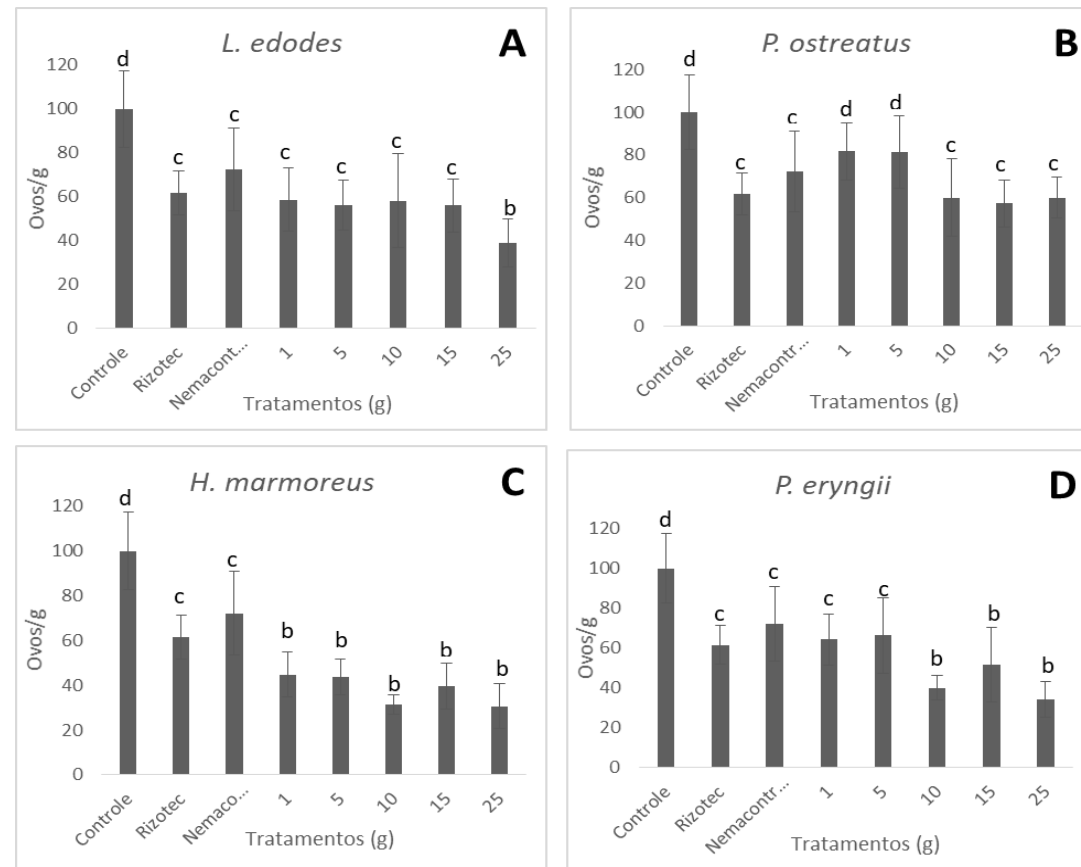


Figura 2: Porcentagem do número de ovos por grama de raiz de *M. incognita* em soja, sem tratamento (controle), tratadas com produtos comerciais (Rizotec e Nemacontrol) e tratadas com resíduos dos fungos em diferentes quantidades (1, 5, 10, 15 e 25 gramas). (A) Resíduo de *L. edodes*. (B) Resíduo de *P. ostreatus*. (C) Resíduo de *H. marmoreus*. (D) Resíduo de *P. eryngii*. As médias seguidas pelas mesmas letras nas colunas não diferiram entre si, teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade.

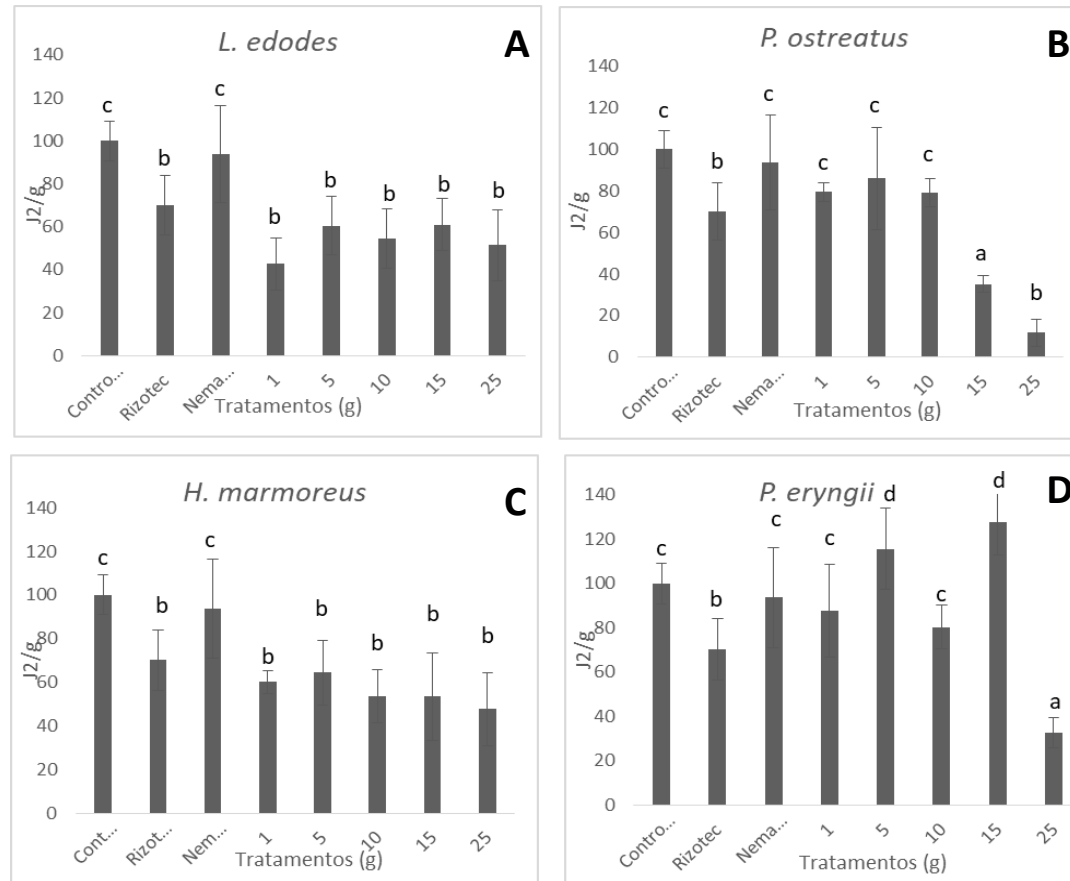


Figura 3: Porcentagem do número de J2 por grama de raiz de *M. incognita* em soja, sem tratamento (controle), tratadas com produtos comerciais (Rizotec e Nemacontrol) e tratadas com resíduos dos fungos em diferentes quantidades (1, 5, 10, 15 e 25 gramas). (A) Resíduo de *L. edodes*. (B) Resíduo de *P. ostreatus*. (C) Resíduo de *H. marmoratus*. (D) Resíduo de *P. eryngii*. As médias seguidas pelas mesmas letras nas colunas não diferiram entre si, teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade.

Os resíduos de *L. edodes* e *H. marmoreus* reduziram significativamente o número de J2 de *M. incognita* a partir de 1 grama, 57% e 40%, respectivamente, quando comparados ao controle e ao produto comercial Nemacontrol (**Figura 3**). Os resíduos de *P. ostreatus* e *P. eryngii* diminuíram o número de J2 por grama de raiz de 88% e 67% na quantidade de 25 gramas, respectivamente, quando comparados ao controle (**Figura 3**).

Os basidiomicetos tem a capacidade de penetração de formas ativas nas plantas, atraindo o juvenil, interferindo assim na eclosão ou causando a morte desses nematoides (KULKARNI; SANGITA, 2000; HONG et al., 2007). *H. marmoreus* é um basidiomiceto comestível conhecido pelas suas propriedades medicinais, porém é inexplorado na área de controle biológico. Não encontramos relatos desse fungo sobre fitonematoídeos. Esses resultados são próximos aos alcançados por Du et al. (2020) que observaram uma redução significativa no número de galhas (79%), ovos (50,39% a 84,25%) e J2 (68,51%) de *M. incognita* em tomateiros tratados com *Phanerochaete chrysosporium*, um basidiomiceto também não muito estudado.

Essa atividade nematicida do *H. marmoreus*, pode estar relacionada aos diferentes metabólitos descritos nesse fungo, como: as proteínas, lipídeos, polissacarídeos, oligopeptídeo e metabólitos secundários (LIU et al., 2018). O extrato fervido descarta a atividade de enzimas, sendo a atividade nematicida possivelmente oriunda de metabólitos secundários (**Tabela 2**).

Chaves-Silva (2018) observou uma redução de 39,3 e 58,3% do número de galhas de *M. incognita* tratados com *L. edodes* em alface “saia veia”. Em comparação, Santos et al., (2018) empregaram o isolado fungico de *L. edodes* e observaram uma redução do número de galhas (85,6%), do número de massas de ovos (62,1%) de *M. incognita* em relação ao tratamento controle em quiabeiro, corroborando com este trabalho.

É importante considerar que, além de controlar o *M. incognita*, o fungo *L. edodes* também pode reduzir a incidência de determinadas doenças em plantas, pois o fungo produz substâncias antimicrobianas, como foi observado no controle

do mofo cinzento em videira (CAMILI et al., 2009), da inibição do crescimento “*in vitro*” do fungo *Colletotrichum sublineolum* agente causal da antracnose em sorgo e de *Xanthomonas axonopodis* pv. *Passiflorae* causadora da mancha bacteriana no maracujá (TONUCCI-ZANARDO et al., 2015) ou induzir a resistência da planta ao agente causal do oídio da soja (*Erysiphe difusa*) pela ativação de fitoalexinas (ARRUDA et al., 2012).

Resultados de outros estudos revelam a capacidade nematófaga de espécies de *Pleurotus* (ABBASI et al., 2014). Wille et al., (2019) alcançaram uma redução de 74,22% de J2 de *M. incognita* em alface tratados com *P. ostreatus*. A aplicação de substrato colonizado por *P. ostreatus* no solo, proporcionou uma redução de 70% no número de galhas causadas por *M. javanica* em tomateiro (PUTZKE et al., 2007). O efeito de *P. ostreatus* também foi descrito no controle de *M. incognita* na soja, com redução do número de galhas (OKORIEO et al., 2011).

Sufiate et al., (2017) descreveram o primeiro relato de *P. eryngii* sobre ovos de *M. javanica*, porém esse fungo foi descrito em outras espécies de nematoides. Palizi et al. (2009) observaram que 50% dos nematoides *Heterodera schachtii* foram paralisados por *P. eryngii*. O tratamento com *P. eryngii* reduziu 47,56 % de larvas de *A. caninum* (LOPES et al., 2015). Algumas espécies de basidiomicetos comestíveis, como as espécies de *Pleurotus*, possuem atividade nematicida através da produção de uma toxina, que é capaz de inibir o movimento do nematóide, permitindo a penetração hifal e, finalmente, digerindo o corpo por ação enzimática (COMANS-PEREZ et al., 2014).

Toxinas produzidas por fungos do gênero *Pleurotus* ao entrar em contato com os nematoides, rapidamente os paralisam; posteriormente, as hifas do fungo invadem o nematoide através dos orifícios do corpo, colonizando após 24 a 48 horas e digerindo-os por 2 a 3 dias, usando nematoides como um importante suplemento de nitrogênio (BARRON; THORN, 1987). No entanto, é relatado que a capacidade nematicida dessas toxinas varia dependendo da espécie do fungo e do tempo de exposição (HIBBETT; THORN, 1994; HEYDARI et al., 2006).

Neste trabalho podemos observar que alguns fungos reduziram significativamente o número de ovos por grama de raiz (**Figura 2**) sem reduzir o índice de galhas (**Figura 1**), como o resíduo de *P. eryngii* nos tratamentos de 1 e 5 gramas. A variável número de galhas nem sempre está diretamente relacionada ao número de ovos por planta, porque uma mesma galha pode ter um número maior de fêmeas e por consequência, maior número de ovos produzidos (MONTEIRO, 2017).

As **Figuras 2 e 3** mostram, que houve uma diminuição mais intensa no número de ovos por grama de raiz, do que no número de J2 por grama de raiz nos tratamentos. A fase de ovo do *M. incognita* é considerada mais suscetível ao ataque de antagonistas, devido ao fato dos ovos estarem localizados geralmente sobre a superfície das raízes e, assim, ficam expostos mais facilmente ao parasitismo de fungos (BARBOSA, 2017).

Além da redução do número de galhas, ovos por grama e J2 de *M. incognita*, os fungos reduziram os danos de *M. incognita* na soja. A aplicação dos fungos resultou em diferenças significativas para as variáveis quantidade de vagem (**Figura 4**), massa das vagens (**Figura 5**), altura da parte aérea (**Figura 6**), massa fresca da parte aérea (**Figura 7**) e massa fresca das raízes (**Figura 8**). Para a quantidade e massa das vagens, todos os fungos aumentaram a produção em relação ao controle e aos produtos comerciais. O maior aumento foi na concentração de 25 gramas do fungo *H. marmoreus* chegando a mais de 100% em relação ao controle e aos produtos comerciais. Os fungos aumentaram a produção de vagens à medida que aumenta sua quantidade, principalmente ao analisar as plantas tratadas somente com o fungo sem nematoides (**Figura 4 e 5**).

Quanto à altura e à massa fresca da parte aérea, os valores foram estatisticamente diferentes em comparação aos controles e aos produtos comerciais. Em relação a altura o fungo *H. marmoreus* ocasionou um aumento de 44,85% da planta infectada com nematoide e tratada com o fungo. A planta tratada somente com o fungo aumentou em mais de 100% em comparação ao controle (**Figura 6**).

A massa fresca da parte aérea aumentou com a aplicação de 25 gramas do resíduo do fungo *P. ostreatus*, com um incremento de 75,36% quando aplicado na soja infectada com a *M. incognita*, e no tratamento da planta somente com o fungo houve um aumento de 100% a mais em relação ao controle (**Figura 7**).

Para a massa fresca da raiz das plantas de soja, todos os fungos foram estatisticamente superiores ao controle, com maior aumento na concentração de 25 gramas do fungo *H. marmoreus*, equivalente a um incremento de 68% na presença do *M. incognita* e mais de 100% quando a planta foi tratada somente com o fungo (**Figura 8**). Analisando todas as variáveis de desenvolvimento da planta, observou-se um efeito crescente proporcional ao incremento das doses dos resíduos (**Figuras 4, 5, 6, 7 e 8**).

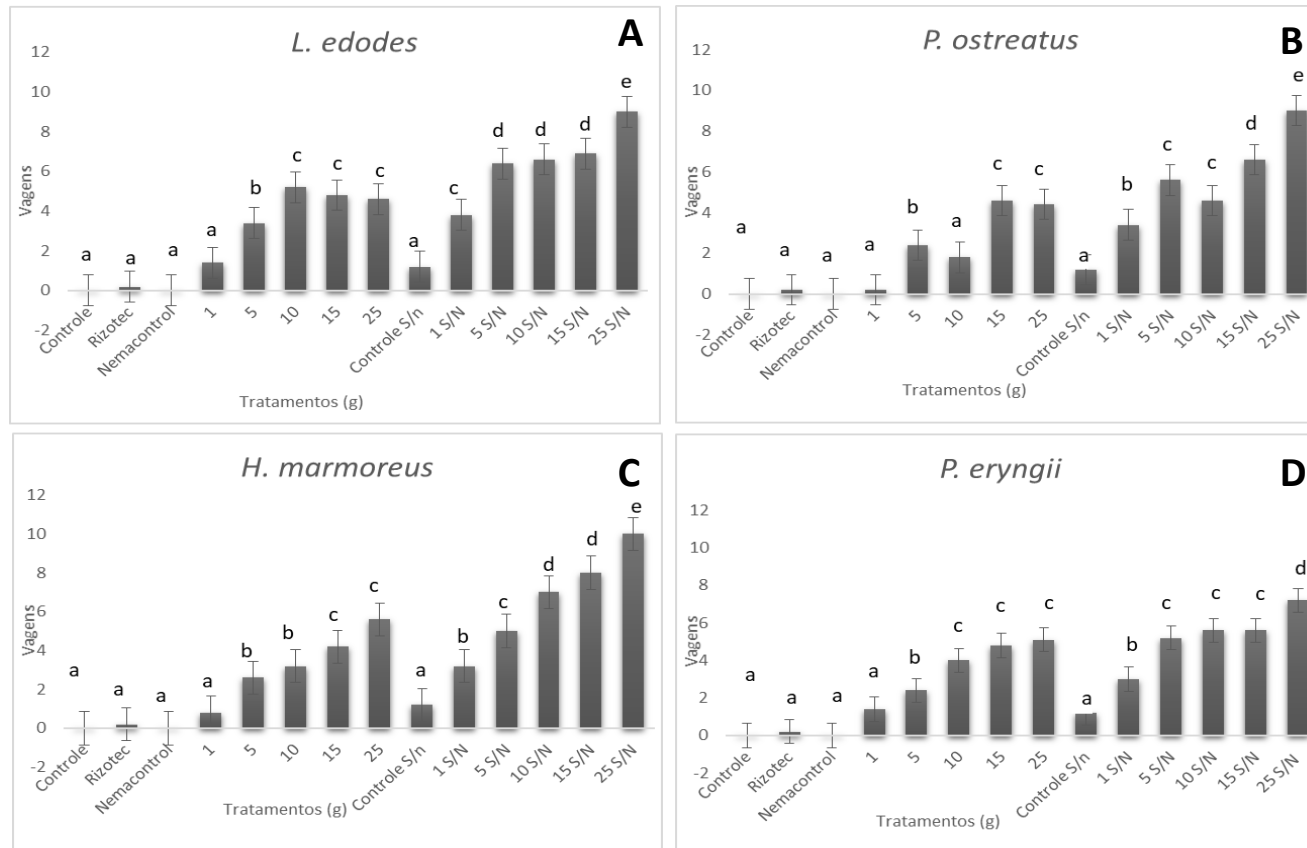


Figura 4: Quantidade de vagens em soja infectadas com *M. incognita*. Sem tratamento (controle), tratadas com produtos comerciais (Rizotec e Nemacontrol), tratadas com resíduos dos fungos em diferentes quantidades (1, 5, 10, 15 e 25 gramas). Quantidade de vagens em soja não infectadas com *M. incognita*. Sem tratamento (controle S/n) e tratadas com os resíduos dos fungos em diferentes quantidades (1, 5, 10, 15 e 25 gramas). (A) Resíduo de *L. edodes*. (B) Resíduo de *P. ostreatus*. (C) Resíduo de *H. marmoreus*. (D) Resíduo de *P. eryngii*. As médias seguidas pelas mesmas letras nas colunas não diferiram entre si, teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade.

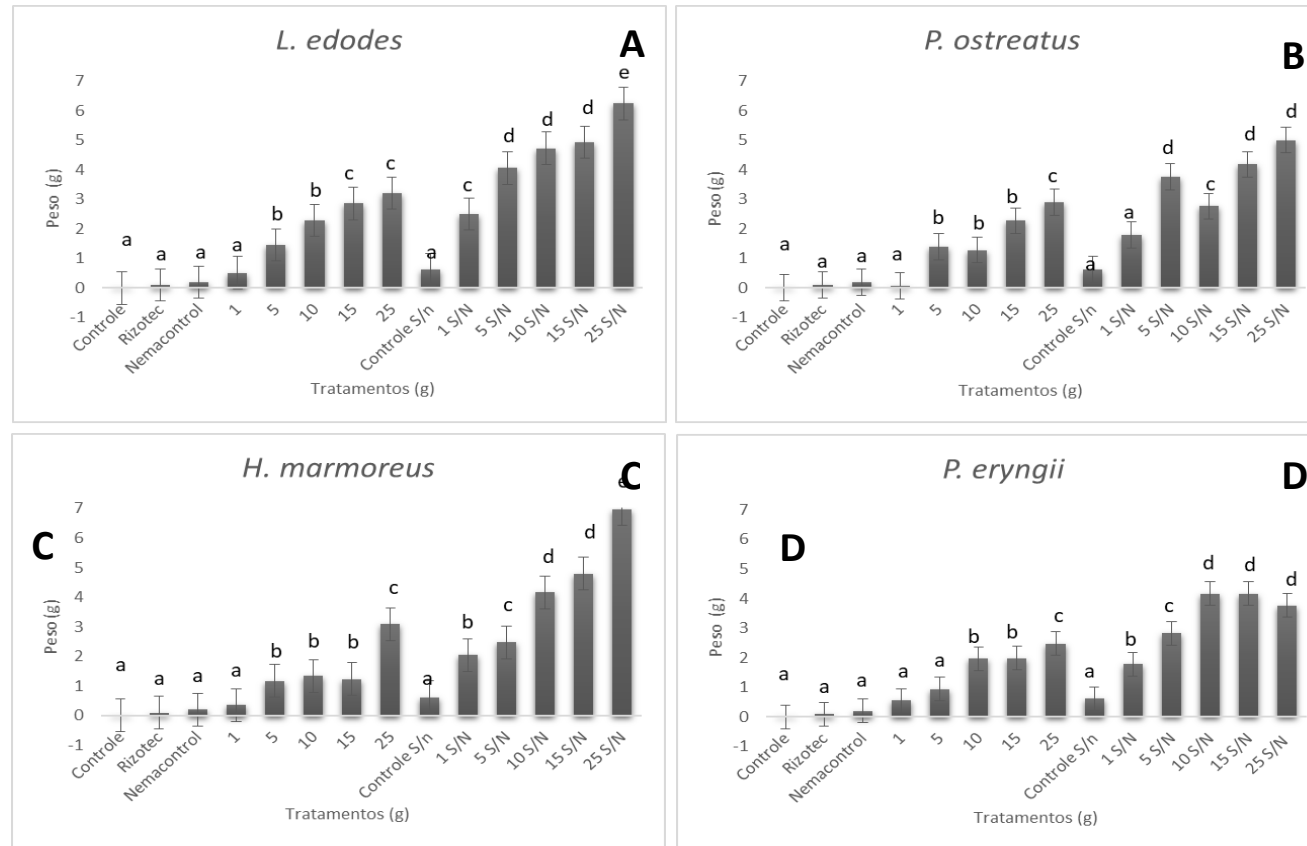


Figura 5: Peso das vagens em soja infectadas com *M. incognita*. Sem tratamento (controle), tratadas com produtos comerciais (Rizotec e Nemacontrol), tratadas com resíduos dos fungos em diferentes quantidades (1, 5, 10, 15 e 25 gramas). Quantidade de vagens em soja não infectadas com *M. incognita*. Sem tratamento (controle S/n) e tratadas com os resíduos dos fungos em diferentes quantidades (1, 5, 10, 15 e 25 gramas). (A) Resíduo de *L. edodes*. (B) Resíduo de *P. ostreatus*. (C) Resíduo de *H. marmoreus*. (D) Resíduo de *P. eryngii*. As médias seguidas pelas mesmas letras nas colunas não diferiram entre si, teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade.

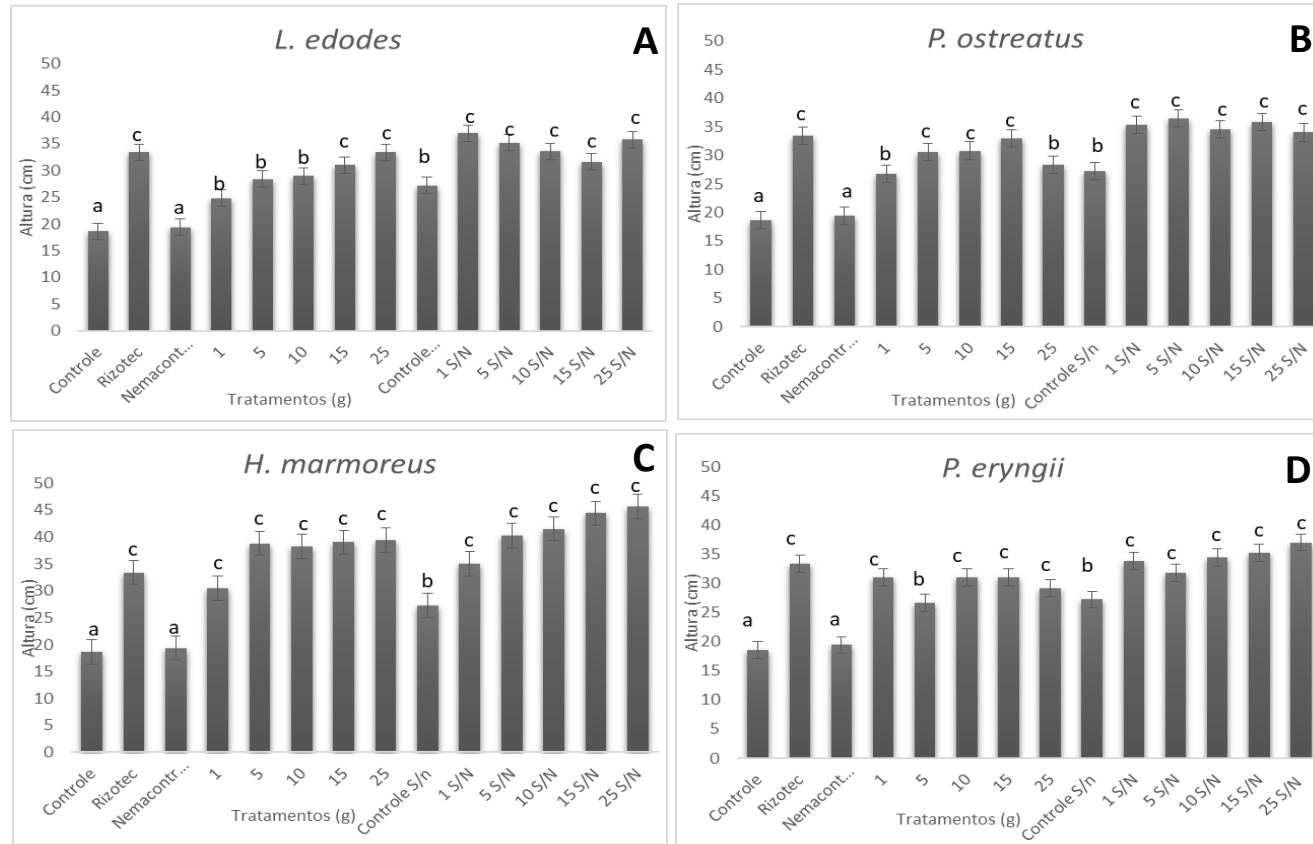


Figura 6: Altura da parte aérea de soja infectadas com *M. incognita*. Sem tratamento (controle), tratadas com produtos comerciais (Rizotec e Nemacontrol), tratadas com resíduos dos fungos em diferentes quantidades (1, 5, 10, 15 e 25 gramas). Quantidade de vagens em soja não infectadas com *M. incognita*. Sem tratamento (controle S/n) e tratadas com os resíduos dos fungos em diferentes quantidades (1, 5, 10, 15 e 25 gramas). (A) Resíduo de *L. edodes*. (B) Resíduo de *P. ostreatus*. (C) Resíduo de *H. marmoreus*. (D) Resíduo de *P. eryngii*. As médias seguidas pelas mesmas letras nas colunas não diferiram entre si, teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade.

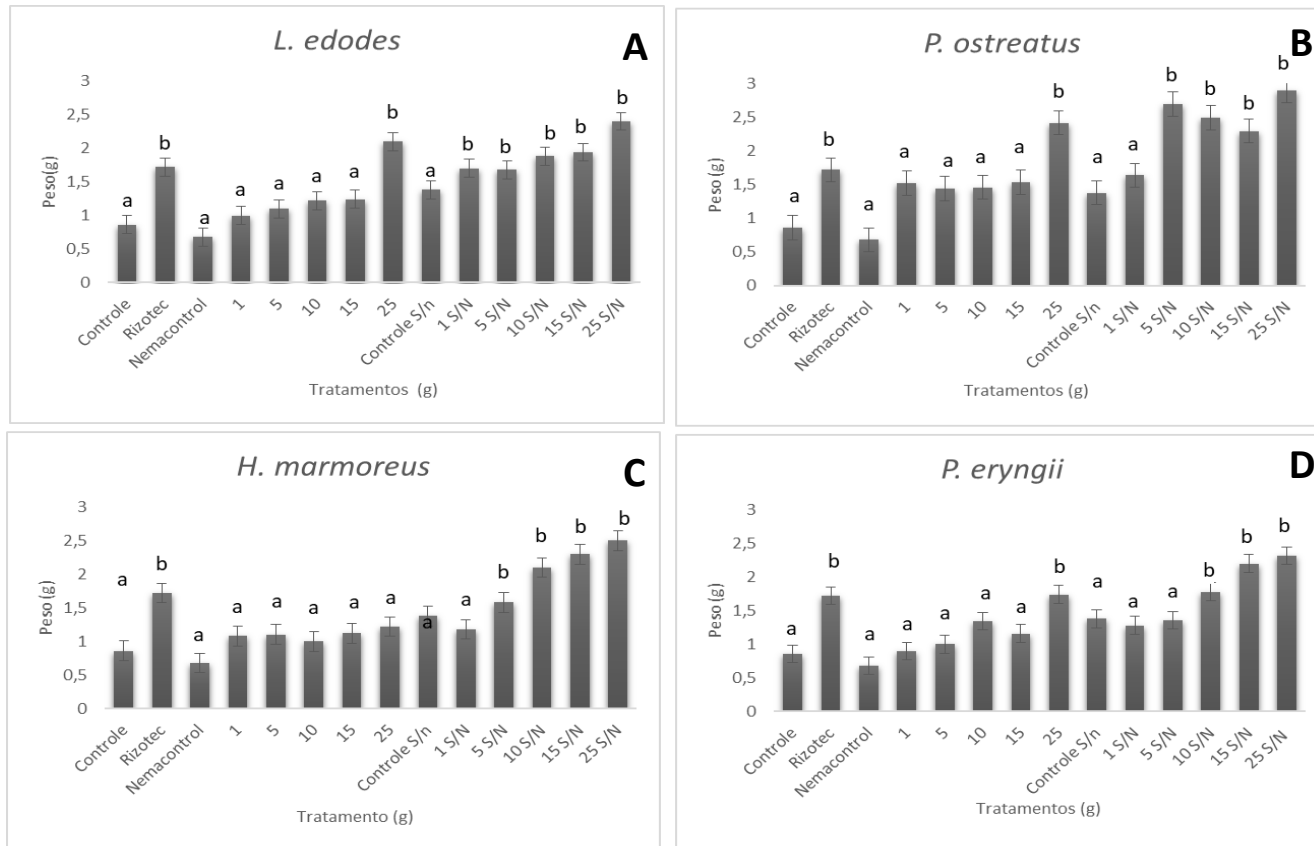


Figura 7: Peso da parte aérea de soja infectadas com *M. incognita*. Sem tratamento (controle), tratadas com produtos comerciais (Rizotec e Nemacontrol), tratadas com resíduos dos fungos em diferentes quantidades (1, 5, 10, 15 e 25 gramas). Quantidade de vagens em soja não infectadas com *M. incognita*. Sem tratamento (controle S/n) e tratadas com os resíduos dos fungos em diferentes quantidades (1, 5, 10, 15 e 25 gramas). (A) Resíduo de *L. edodes*. (B) Resíduo de *P. ostreatus*. (C) Resíduo de *H. marmoreus*. (D) Resíduo de *P. eryngii*. As médias seguidas pelas mesmas letras nas colunas não diferiram entre si, teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade.

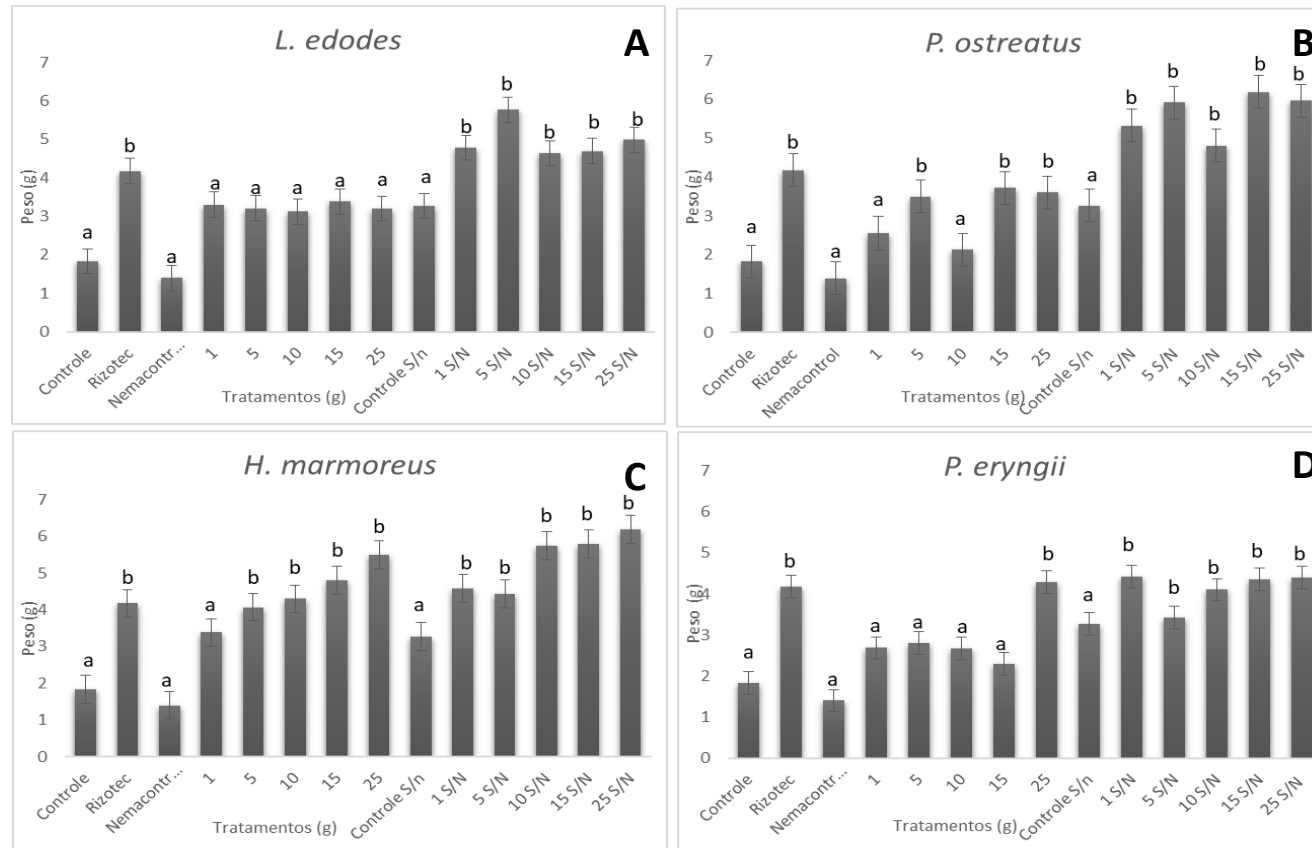


Figura 8: Peso da massa fresca da raiz de soja infectadas com *M. incognita*. Sem tratamento (controle), tratadas com produtos comerciais (Rizotec e Nemacontrol), tratadas com resíduos dos fungos em diferentes quantidades (1, 5, 10, 15 e 25 gramas). Quantidade de vagens em soja não infectadas com *M. incognita*. Sem tratamento (controle S/n) e tratadas com os resíduos dos fungos em diferentes quantidades (1, 5, 10, 15 e 25 gramas). (A) Resíduo de *L. edodes*. (B) Resíduo de *P. ostreatus*. (C) Resíduo de *H. marmoreus*. (D) Resíduo de *P. eryngii*. As médias seguidas pelas mesmas letras nas colunas não diferiram entre si, teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade.

Os resíduos dos fungos proporcionaram um aumento significativo em todas as variáveis relacionadas ao desenvolvimento da soja. A colonização das raízes pelos fungos presentes nos resíduos, indica uma maior mineralização e absorção de nutrientes, estimulando o crescimento das plantas de soja e diminuindo os efeitos negativos causados pela presença do *M. incognita*. Resultados semelhantes foram descritos por Wille et al., (2019) onde constataram que a aplicação dos fungos do gênero *Pleurotus* aumentou a massa da parte aérea e a massa fresca das raízes em alface infestadas com *M. incognita*. Du et al., (2020) observaram o aumento da altura da planta, comprimento de raiz e massa fresca da raiz ao aplicar o fungo *P. chrysosporium* em tomateiro infectados com *M. incognita*. Santos et. al., (2018) alcançaram resultados semelhantes ao aumento de massa fresca da raiz ao tratar quiabeiro infestados com *M. incognita* com *L. edodes*.

As raízes infectadas por nematoides liberam uma quantidade maior de exsudatos radiculares, que estimulando o crescimento do fungo (DE LEIJ et al., 1992; BOURNE; KERRY, 2000). Quando maior o crescimento dos fungos, possivelmente, maior a redução dos fitonematoides. Folli-Pereira e colaboradores (2012) descrevem que a redução de nematoides por fungos, pode estar associada a indução da resistência sistêmica contra o patógeno, que libera fitoalexinas. Como os fungos disponibilizam nutrientes às plantas hospedeiras e tem um efeito compensatório a ação dos fitonematoides, este influencia também no aumento da biomassa vegetal (MEIRA-HADDAD; 2008). O incremento na biomassa vegetal e a indução de resistência contra o patógeno depende da interação fungo-planta (GRAHAM et al., 1982; SANTOS et al., 2018), podendo cada fungo de diferentes espécies, liberar ou induzir a produção de diversos compostos.

O presente trabalho, demonstra um excelente efeito nematicida dos Basidiomycetos comestíveis, sendo superiores a produtos já comercializados. Todos os resíduos dos fungos incrementados no solo, reduziram a população e os danos causados pelo *M. incognita*. Porém, esse potencial nematicida variou de cada espécie, podendo ter sido influenciado pelas características genéticas de

cada um dos fungos, sendo essa interação fungo-planta-nematoide pouco conhecida.

3.3- Atividade proteolítica e quitinolítica dos resíduos de cogumelos comestíveis.

Os extratos enzimáticos dos fungos mostraram atividades quitinolíticas em todos os resíduos e atividade proteolítica apenas no fungo *F. velutipes* (Tabela 3). Isso sugere que a maior redução no número de ovos por grama de raiz consequentemente a não evolução para juvenis, pode ser atribuída à atividade quitinolítica. As quitinases são enzimas hidrolíticas que são responsáveis pela degradação da quitina (HENRISSAT; BAIROCH, 1993). A quitina é um componente estrutural presente nos ovos dos nematoides (COHEN, 1993).

Tabela 3:Atividade enzimática em extratos de composto exaurido de basidiomicetos (expressa em U g⁻¹ de composto).

Enzimas (U g ⁻¹)	<i>H. marmoreus</i>	<i>L. edodes</i>	<i>P. ostreatus</i>	<i>P. eryngii</i>	<i>F. velutipes</i>	<i>Pleurotus sp</i>
Protease	-	-	-	-	23,99±0,17	-
Quitinase	0,05 ±0,02	0,21±0,04	0,06 ±0,01	0,05±0,01	0,07±0,03	0,04±0,02

Todos os nematoides possuem um revestimento externo conhecido como cutícula, que é crucial para o seu desenvolvimento e sobrevivência (PAGE et al., 2019). A cutícula é uma camada dura, elástica, extracelular, age como um exoesqueleto e determina a forma do animal e sua capacidade de se mover. Além de desempenhar papéis complexos na fisiologia do organismo, proteção contra o meio ambiente, nutrição e excreção (BIRD; BIRD, 2012). A maioria das estruturas cuticulares são compostas majoritariamente por colágeno e proteínas semelhantes ao colágeno, correspondendo a cerca de 80% das proteínas totais (PAGE et al., 2019). Dentre outros constituintes encontra-se lipí-

deos, glicoproteínas e cuticulina, uma classe de proteínas reticulada e insolúvel (SAPIO et al., 2005).

Diversos estudos demonstram que a liberação de proteases, colagenases e quitinases, por fungos nematófagos comprometem a integridade física e fisiológica das cutículas de nematoides e cascas de ovos, facilitando a penetração das hifas e colonização fúngica (YANG et al., 2013). A quitina é um componente estrutural da casca dos ovos dos nematoides, exercendo um importante papel biológico na eclosão dos ovos (GAOA, 2002). Gan et.al, (2007), estudando o potencial da quitinase e seu papel no biocontrole de *M. incognita*, observaram em três dias de incubação de ovos de nematoide com quitinase LPCHI1 que 38,2% dos óvulos imaturos não se desenvolveram em ovos ou juvenis. A presença de quitinases nos resíduos, sugere o potencial destes no controle biológico.

A não produção de proteases dos resíduos dos fungos, é diferente do resultado descrito por Zhang e seus colaboradores (2010), que descreveram genes de proteases em *H. marmoreus*. Estudos prévios do nosso grupo de pesquisa, demonstraram também a não presença de proteases nesses resíduos. Esses resultados, podem ter sido influenciados pelo tempo entre a produção dos resíduos e as medidas da atividade, podendo ter ocorrido a degradação das proteases. Devem ser conduzidos mais estudos para a caracterização dessas enzimas e dos compostos presentes nos resíduos.

5. CONCLUSÕES

Os resultados dos extratos aquosos dos resíduos dos fungos *in vitro*, demonstram uma alta atividade nematicida, sendo estatisticamente igual e próximas a 100% após 72 horas, exceto os fungos *F. velutipes* e *Pleurotus sp.*

Não teve diferença entre os extratos fervidos e não fervidos, sugerindo assim que a atividade nematicida dos resíduos é provavelmente à presença de metabólitos secundários e não a ação das enzimas.

Os resultados obtidos mostram um grande potencial nematicida dos resíduos de cogumelos comestíveis, no controle de *M. incognita* em soja.

Os resíduos dos fungos promovem um maior crescimento da planta e diminuíram os danos causados pelos nematoides.

O fungo *H. marmoreus* apresentou a maior eficiência na redução da população de *M. incognita*, sendo o primeiro relato desse fungo sobre fitonematoides.

Os testes da atividade demonstraram a presença de quitinases em todos os fungos, sugerindo o potencial desses em ovos, e demonstraram a ausência de proteases, supostamente degradadas.

A atividade nematicida dos extratos aquosos fervidos e os testes enzimáticos sugere-se que essa excepcional atividade dos fungos, possivelmente é oriunda de metabólitos secundários.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABBASI, N.; MOHAMMADI TORKASHVAN, A.; RAHANANDEH, H. Evaluation of mushroom compost for the bio control root-knot nematode. *International Journal of Biociences* 5: 147-153, 2014.

AGROFIT. Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. Disponível em: <http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit>. Acesso em: 01 de set. de 2018.

AGUILAR, M. L.; SANCHEZ, J.; MENDOZA, G. P. Uso biotecnológico de produtos obtenidos a partir de *Pleurotus* spp. en el control de nemátodos parásitos de importancia pecuaria. In *La biología, el cultivo y las propiedades nutricionales y medicinales de las setas Pleurotus spp* (pp. 297–309), 2017.

ARAÚJO, F. G. Novas moléculas e produtos biológicos no manejo de fitonematoides em soja. *Nematologia: Problemas Emergentes e Estratégias de Manejo*, p. 66, 2018.

ARAUJO, F.F.; BRAGANTE, R.J. & BRAGANTE, C.E. Controle genético, químico e biológico de meloidoginose na cultura da soja. *Pesquisa Agropecuária Tropical*, vol. 42, n. 2, p. 220-224, 2012.

ARRUDA, R. S.; MESQUINI, R. M.; SHWAN-ESTRADA, K. R. F.; NASCIMENTO, J. F. Efeito de extratos de cogumelos na indução de fitoalexinas e no controle de oídio da soja em casa de vegetação. *Biosc J.* Mar- Apr;28(2):164-172, 2012.

ASLAM, S. Organic management of root knot nematodes in tomato with spent mushroom compost. *Sarhad Journal of Agriculture*, v. 29, n. 1, p. 63 - 69, 2013.

BARBOSA, R. T. "Tratamento de mudas de bananeira prata anã com o fungo *Pochonia chlamydosporia* visando proteção contra o nematoide das galhas *Meloidogyne javanica*." PhD diss., Universidade Federal de Viçosa, 2017.

BARRON, G. L.; THORN, R. G. Destruction of nematode by species of *Pleurotus*. *Canadian Journal of Botany*, v. 65, p. 774 - 778, 1987.

BARRON, G.L. The Nematode destroying Fungi. In Topics in Mycobiology. Guelph, Canada. Ed. Canadian Biological Publications Ltda. 140 p, 1977.

BIRD, A. F.; BIRD, J. The structure of nematodes. Academic Press, 2012.

BOURNE, J.M.; KERRY, B.R. Effect of the host plant on the efficacy of *Verticillium chlamyosporium* as a biological control agent of root-knot nematodes at diferente nematode densities and fungal application rates. *Soil Biol. Biochem.* 31, 75-84, 1999.

CAMILI, E. C.; BENATO, E. A.; PASCHOLATI, S. F.; CIA, P. Extrato de *Agaricus blazei* e *Lentinula edodes* no controle pós-colheita de mofo cinzento em uva 'Itália'. *Appl Res Agrotec.* May-Aug;2(2):155-162, 2009.

CARDOSO, J. C. P.; DEMENJOUR, P. L. M. M.; PAZ, M. F. Da. Cultivo do cogumelo comestível *Pleurotus ostreatus* em bagaço de bacia e de Cana-de-açúcar pela técnica Jun-Cao. *Evidência*, v. 13, n. 1, p. 31-40, 2013.

CARNEIRO, R.M.D.G.; M.R.A. ALMEIDA. Técnica de eletroforese usada no estudo de enzimas dos nematóides de galhas para identificação de espécies. *Nematologia Brasileira*, 25 (1): 35-44, 2001.

CHAVES-SILVA, N. E. "Controle de *Meloidogyne* sp. por *Lentinula edodes*, em tomateiro cereja.", 2018.

CHIAMOLERA, F. M.; DIAS-ARIEIRA, C. R.; SOUTO, E. R.; BIELA, F.; CUNHA, T. P. L.; MELO SANTANA, S.; PUERARI, H. H. Suscetibilidade de culturas de inverno a *Pratylenchus brachyurus* e atividade sobre a população do nematoide na cultura do milho. *Nematropica*, v. 42(2): 267-275, 2012.

CHIEN, R. C.; YANG, Y. C.; LAI, E. I.; MAU, J. L. "Anti-Inflammatory Effects of extracts from the medicinal mushrooms *Hypsizygus marmoreus* and *Pleurotus eryngii* (Agaricomycetes)". *International Journal of Medicinal Mushrooms*, v. 18, n. 6, p. 477-487, 2016.

CLÉMENÇON, H.; EMMETT, V.; EMMETT, E. Cytology and plectology of the hymenomycetes. 1. ed. Berlim: J. Cramer, 2004.

COHEN, E. Chitin synthesis and degradation as targets for pesticide action. *Archives of Insect Biochemistry and Physiology* 22:245-261, 1993.

COMANS-PEREZ, R.; AGUILAR-MARCELINO, L.; MENDOZA-DE-GIVES, P.; SANCHEZ, J. E.; LOPEZ-ARELLANO, M. E. In vitro lethal capability of tem strains of edible mushrooms against *Haemonchus contortus* (Nematoda) infective larvae. In *Proceedings of the 8th International Conference on Mushroom Biology and Mushroom Products*, p. 557 – 562, 2014.

COMPANHIA NACIONAL DO ABASTECIMENTO. Acompanhamento da Safra Brasileira de Grãos. v. 7 Safra 2019/20 - Segundo levantamento, Brasília, p. 1-25, nov. 2019.

COOK, R. J. Research Briefing Panel on Biological Control in Managed Ecosystem Committee on Science, Engineering, and Public Policy, National Academy of Sciences, National Academy of Engineering and Institute of Medicine. National Academy Press, Washington: 12, 1987.

COOLEN WA; D' HERDE CJ. A method for quantitative extraction of nematodes from plant tissue. State Nematology and Entomology Research Station, Ghent. 77p, 1972.

DAVIS, L. T., BELL, N. L., WATSON, R. N.; ROHAN, T. C. Host range assessment of *Helicotylenchus pseudorobustus* (Tylenchida: Haplolaimidae) on pasture species. *Journal of nematology*, v. 36(4): 487, 2004.

DE LEIJ, F.; DAVIES, K.G.; KERRY, B.R. The use of *Verticillium chlamydosporia* Goddard and *Pasteuria penetrans* (Thorne) Sayre & Starr alone and in combination to control *Meloidogyne incognita* on tomato plants. *Fundamental and Applied Nematology* 15, 235-242, 1992.

DEGENKOLB, T; VILCINSKAS, A. Metabolites from nematophagous fungi and nematicidal natural products from fungi as an alternative for biological control. Part I: metabolites from nematophagous ascomycetes. *Applied Microbiology and Biotechnology* 100: 3799-3812, 2016.

DIAS, W. P.; GARCIA, A.; SILVA, J. F. V.; CARNEIRO, G. D. S. Nematoides em soja: identificação e controle. Embrapa Soja. Circular Técnica, 2010.

DU, B.; XU, Y.; DONG, H.; LI, Y.; WANG, J. "Phanerochaete chrysosporium strain B-22, a nematophagous fungus parasitizing *Meloidogyne incognita*." *PloS one* 15, no. 1 (2020): e0216688, 2020.

DULAY, R. Aseptic cultivation of *Coprinus comatus* (O. F. Mull.) Gray on various pulp and paper wastes. *Mycosphere*, v. 3, n. 3, p. 392-397, 2012.

EMBRAPA. Soja em números (safra 2018/2019). Disponível em: <https://www.embrapa.br/soja>. Acesso em: 12 de dez. 2019.

EMBRAPA. Tecnologias de produção de soja região central do Brasil 2011. Londrina, Embrapa soja, Embrapa Cerrados: Embrapa Agropecuária Oeste. 255 p, 2010.

FARIA, C. M. D. R.; SALGADO S. M. L.; CAMPOS, H. D.; RESENDE, M. L. V.; CAMPOS V. P.; COIMBRA, J. L. Mecanismos de ataque e defesa na interação nematoide-planta. *Revista Annual de Patologia de Plantas*. 11:373-410, 2003.

FARIAS, J. R. B.; NEPOMUCENO, A. L.; NEUMAIER, N. Ecofisiologia da soja. Circular técnica, v. 48. Londrina, 2007.

FARIAS, José Renato Bouças et al. Caracterização de risco de déficit hídrico nas regiões produtoras de soja no Brasil. *Revista Brasileira de Agrometeorologia*, v. 9, n. 3, p. 415-421, 2001.

FERMOR, T. R.; WOOD, D. A. Degradation of Bacteria by *Agaricus bisporus* and Other Fungi. *Microbiology*, 126(2), 377–387, 1981.

FERRAZ, S.; FREITAS, L.G.; LOPES, E.A. & DIAS-ARIEIRA, C.R. Manejo sustentável de fitonematoides. Editora UFV, Viçosa. 304 p, 2010.

FERREIRA, J. M.; CARREIRA, D. N.; BRAGA, F. R.; SOARES, F. E. F. "First report of the nematicidal activity of *Flammulina velutipes*, its spent mushroom compost and metabolites." *3 Biotech* 9, no. 11. 410, 2019.

FIETZ, Carlos R.; RANGEL, Marco AS. Época de semeadura da soja para a região de Dourados-MS, com base na deficiência hídrica e no fotoperíodo. *Engenharia Agrícola*, v. 28, n. 4, p. 666-672, 2008.

FOLLI- PEREIRA, M. S.; MEIRA- HADDAD, L. S.; BAZZOLLI, D. M. S.; KASUYA, M. C. M. Micorriza arbuscular e a tolerância das plantas ao estresse. *Revista Brasileira de Ciências do Solo*. Nov-Dec;36(6):1663-1679, 2012.

FREITAS, L.G.; DALLEMOLE-GIARETTA, R.; ZOOCA, R.J.F.; PODESTÁ, G.S. & FERRAZ, S. Controle biológico de nematoides: estudo de casos. In: ZAMBOLIM, L. & PICANÇO, M.C. (ed). *Controle biológico de pragas e doenças exemplos práticos*. Editora UFV, Viçosa, p.41-82, 2009.

GAN, Z.; YANG, J.; TAO, N.; LIANG, L.; MI, Q.; LI, J.; ZHANG, K.Q. Cloning of the gene *Lecanicillium psalliotae* chitinase Lpch1 and identification of its potential role in the biocontrol of root-knot nematode *Meloidogyne incognita*. *Biotechnologically relevant enzymes and proteins*. *Appl Microbiol Biotechnol*. 76:1309–1317, 2007.

GANESHPURKAR, A.; BHADORIYA, S. S.; PARDHI, P.; RAY, G. Investigation of anthelmintic potential of oyster mushroom *Pleurotus florida*. *Indian Journal of Pharmacology*, 44(4), 539–541, 2012.

GANJI, S.; WUBBEN, M. J.; JENKINS, J. N. Two simple methods for the collection of individual life stages of reniform nematode, *Rotylenchulus reniformis*. *Journal of nematology*, v. 45(2): 87-91, 2013.

GAO, W.; SUN, Y.; ZHANG, J.; KANG, J.; WANG, Y.; WANG, H.; XIA, G.; LIU, Q.; KANG, Y. Mushroom lectin enhanced immunogenicity of HBV DNA vaccine in C57BL/6 and HBsAg-transgenic mice. *Vaccine*, 31(18), 2273-2280, 2013.

GAOA, B; ALLENA, R; MAIERB, T; MCDERMOTTB, J.P; DAVIS, E.L; BAUMB, T.J; HUSSEYA, R.S. Characterisation and developmental expression of a chitinase gene in *Heterodera glycines*. *International Journal for Parasitology* 32,1293–1300, 2002.

GARDIANO, C. G.; KRZYZANOWSKI, A. A.; SANTIAGO, D. C.; ABI-SAAB, O. J. G. Avaliação de genótipos de aveia ao parasitismo de *Meloidogyne paranaensis* e *M. incognita* raça 3. *Nematropica*, v. 42(1): 80-83, 2012.

GOSWAMI, BK; PANDEY, RK; RATHOUR, KS; BHATTACHARYA, C; SINGH, L. Integrated application of some compatible biocontrol agents along with mustard oil seed cake and furadan on *Meloidogyne incognita* infecting tomato plants. *Journal of Zhejiang University Science B*: 873-875, 2006.

GOUVEIA, A. S.; SOARES, F. E. F.; MORGAN, T.; SUFIATE, B. L.; TAVARES, G. P.; BRAGA, F. R.; MONTEIRO, T. S. A. M.; GENIER, H. L. A.; FREITAS, L. G.; QUEIROZ, J. H. Enhanced production of *Monacrosporium thaumasium* protease and destruction action on root-knot nematode *Meloidogyne javanica* eggs. *Rhizosphere*, v. 3, p. 13-15, 2017.

GRAHAM, J. H.; LINDERMAN, R. G.; MENGE, J. A. Development of external hyphae by different isolates of mycorrhizal *Glomus* spp. in relation to root colonization and growth of Troyer citrange. *New Phytologist*. 1982 Jun;91(1):183-189, 1982.

HAHN, M. H.; MIO, L. L. M.; KUHN, J. O.; DUARTE, H. S. S. "Cogumelos nematófagos podem ser uma alternativa para controlar *Meloidogyne javanica*". *Controle biológico*. 2019.

HASEEB, A; KUMAR, V. Management of *Meloidogyne incognita* - *Fusarium solani* disease complex in brinjal by biological control agents and organic additives. *Annals of Plant Protection Sciences* 14: 519-521, 2006.

HENRISSAT, B.; BAIROCH, A. New families in the classification of glycosyl hydrolases based on amino acid sequence similarities. *Biochem J* 293:781-788, 1993.

HERRERA-ESTRELLA, A; CASAS-FLORES, S; KUBICEK, C.P. 13 Nematophagous Fungi. In: *Environmental and Microbial Relationships*. Springer International Publishing, p. 247-267, 2016.

HEYDARI, R.; POURJAM, E.; GOLTAPPEH, E. M. Antagonistic effect of some species of *Pleurotus* on the root-knot nematode, *Meloidogyne javanica* in vitro. *Plant Pathology Journal*, v. 5, n. 2, p. 173 - 177, 2006.

HIBBETT, D. S.; THORN, R. G. Nematode-Trapping in *Pleurotus tuberregium* nematode-trapping in *Pleurotus tuberregium*. *Mycologia*, v. 86, n. 5, p. 696-699, 1994.

HONG, L.; LIU, Y.; FANG, L.; LI, X.; TANG, N.; ZHANG, K. *Coprinus comatus* damages nematode cuticles mechanically with spiny balls and produces potent toxins to immobilize nematodes. *Applied and Environmental Microbiology* 73: 3916-3923, 2007.

HUANG, X.; ZHANG, K.; YU, Z.; LI, G. Microbial Control of Phytopathogenic Nematodes. In B. Lugtenberg (Ed.), *Principles of Plant-Microbe Interactions* (pp. 155–164), 2015.

HUNG, C. F.; HSU, B. Y.; CHANG S. C.; CHEN B. H. "Antiproliferation of melanoma cells by polysaccharide isolated from *Zizyphus jujube*". *Nutrition*, v. 28, p. 98-105, 2012.

INOMOTO, M. M. I Avanços da pesquisa para o manejo de nematoides do algodoeiro. V Congresso Brasileiro de Algodão. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ALGODÃO, Salvador, BA. Resumos. Salvador: Abapa ; Embrapa Algodão, 2005. 352p, 2005.

JANG, H. L.; LEE, J. H.; HWANG, M. J.; CHOI, Y.; KIM, H.; HWANG, J.; NAM, J. S. Comparison of physicochemical properties and antioxidante activities between *Lentinula edodes* and new cultivar *Lentinula edodes* GNA01. *Journal of the Korean Society of Food Science and Nutrition*, v. 44, p. 1484-1491, 2015.

JENKINS, WRb. Técnica de flotação centrífuga rápida para separar nematoides do solo. *Repórter de doenças de plantas*, v. 48, n. 9, 1964.

JESUS, A.M.; WILCKEN, S.R.S. Reprodução de *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *Pratylenchus coffeae* em diferentes cultivares de bananeira. *Nematologia Brasileira Piracicaba (SP)* 2010.

JIANG, X.; XIANG, M.; LIU, X. Nematode-Trapping Fungi. *Microbiology Spectrum*, 5: 1, 2017.

JONES, M. G. K.; FOSU-NYARKO J. Molecular biology of root lesion nematodes (*Pratylenchus* spp.) and their interaction with host plants. *Annals of applied biology*, v. 164(2): 163-181, 2014.

JUNQUEIRA, N.T.V.; JUNQUEIRA, K.P.; BRAGA, M.F.; SILVA, D.G.P. da. Potencial de defensivos de origem vegetal e mineral para o controle de doenças em frutíferas tropicais. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE DEFENSIVOS AGRÍCOLAS NATURAIS, 3, 2006, Belém. Palestras... Belém-PA: Embrapa, c. 158, 2006.

KEPLER, R. M.; MAUL, J. E.; REHNER, S. A. Managing the plant microbiome for biocontrol fungi: examples from Hypocreales. *Current Opinion in Microbiology*, v. 37, p. 48-53, 2017.

KERRY, B.R. An assessment of progress toward microbial control of plant parasitic nematodes. *Journal of Nematology*, 22: 621-631, 1990.

KHAN, M. S.; ZAIDI, A.; AHMED, M.; OVES, M.; WANI, P. A. Plant growth promotion by phosphate solubilizing fungi – Current perspective. *Archives of Agronomy and Soil Science*, v.56, p. 73-98. 2010.

KULKARNI, SM; SANGIT, AD. Cultivation of *Hohenbuehelia atrocaerulea* (Fr.) Sing. (Agaricomycetideae): a mushroom with nematicidal potential. *International Journal of Medicinal Mushrooms* 2: 161-163, 2000.

LAHM, G. P.; DESAEGER, J.; SMITH, B. K.; PAHTSKI, T. F.; RIVERA, M. A.; MELORO, T. KUCHARCZYK, R.; LETT, R. M.; DALY, A.; SMITH, B. T.; CORDOVA, D.; THODEN, T.; WILES, J. A. The discovery of fluazaindolizine: A new product for the control of plant parasitic nematodes. *Bioorganic & medicinal chemistry letters*, v. 27, n. 7, p. 1572-1575, 2017.

LAM, S. K.; NG, T. B. "Hypsin, a novel thermostable ribosome-inactivating protein with antifungal and antiproliferative activities from fruiting bodies of the edible mushroom *Hypsizigus marmoreus*". *Biochemical and Biophysical Research Communications*, v. 285, p. 1071–1075, 2001.

LARRIBA, E.; JAIME, M. D. L. A.; NISLOW, C.; MARTIN-NIETO, J.; LOPEZ-LLORCA, L. V. Endophytic colonization of barley (*Hordeum vulgare*) roots by the nematophagous fungus *Pochonia chlamydosporia* reveals plant growth promotion and a general defense and stress transcriptomic response. *Journal of Plant Research*, v. 128, p. 665-678, 2015.

LEAL-BERTIOLI, S. C.; MORETZSOHN, M. C.; ROBERTS, P. A.; BAL-LÉNTABORDA, C.; BORBA, T. C.; VALDISSER, P. A.; BERTIOLI, D. J. Genetic mapping of resistance to *Meloidogyne arenaria* in *Arachis stenosperma*: a new source of nematode resistance for peanut. *G3: Genes| Genomes| Genetics*, v. 6(2): 377-390, 2016.

LEE, Y. L.; YEN, M. T.; MAU, J. L. " Antioxidant properties of various extracts from *Hypsizigus marmoreus*". *Food chemistry*, v. 104, p. 1-9, 2007.

LI, G.; WANG, X.; ZHENG, L.; LI, L.; HUANG, R.; ZHANG, K. Nematicidal metabolites from the fungus *Pleurotus ferulae* Lenzi. *Annals of Microbiology*, 57(4), 527–529, 2007.

LI, G.; ZHANG, K. Nematode-Toxic Fungi and their Nematicidal Metabolites. In *Nematode-Trapping Fungi* (p. 313–375). Dordrecht: Springer. 2014.

LI, J.; ZOU, C.; XU, J.; JI, X.; NIU, X.; YANG, X. H.; ZHANG, K. Molecular mechanisms of nematode-nematophagous microbe interactions: basis for biological control of plant-parasitic nematodes. *Annual review of phytopathology*, v. 53, p. 67-95, 2015.

LIU, M.; LI, S.; WANG, X.; ZHU, Y.; ZHANG, J.; LIU, H.; JIA, L. "Characterization, anti-oxidation and anti-inflammation of polysaccharides by *Hypsizygus marmoreus* against LPS-induced toxicity on lung". *International Journal of Biological Macromolecules*, v. 111, p. 121-128, 2018.

LOPES, A. D. C. G.; HIURA, E.; SOARES, F. E. F. "Predatory activity of the fungus *Pleurotus eryngii* on *Ancylostoma caninum* infective larvae." *SOJ Veterinary Sciences* 1, no. 1, 104-130, 2015.

LUO, H.; LIU, Y.; FANG, L.; LI, X.; TANG, N.; ZHANG, K. *Coprinus comatus* damages nematode cuticles mechanically with spiny balls and produces potent toxins to immobilize nematodes. *Appl. Environ. Microbiol.* 73, 3916 e 3923, 2007.

LUO, H.; MO, M.H.; HUANG, X.W.; LI, X.; ZHANG, K.Q. *Coprinus comatus*: a basidiomycete fungus forms novel spiny structures and infects nematodes. *Mycologia* 96, 1218 e 1225, 2004.

MANG, S. M.; FIGLIUOLO, G. Species delimitation in *Pleurotus eryngii* species-complex inferred from ITS and EF-1 α gene sequences. *Mycology* 1:269–280, 2010.

MARLIN, M.; WOLF, A.; ALOMRAN, M.; CARTA, L.; NEWCOMBE, G. Nematophagous *Pleurotus* Species Consume Some Nematode Species but Are Themselves Consumed by Others. *Forests*. v. 10, p. 404, 2019.

MEDEIROS, F. H. V.; MONTEIRO, F. P. Perspectivas do controle biológico de doenças de plantas no Brasil. *CIÊNCIAS AGRÁRIAS*, p. 182, 2015.

MEIRA- HADDAD, L. S. "Efeito de fungos micorrízicos arbusculares sobre o parasitismo de nematóides das galhas em plantas de bananeira micropropagadas". Tese de doutorado, Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais, Brasil 134p, 2008.

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO. Disponível em: <http://www.agricultura.gov.br/>. Acesso em: 12 de dez. 2019.

MONTEIRO, T. S. A.; FREITAS, L. G. "Ação combinada de *Pochonia chlamydosporia* e outros microrganismos no controle do nematoide de galhas e no desenvolvimento vegetal." Universidade Federal de Viçosa. 2017.

MONTOYA, Marco Antonio. O agronegócio no Mercosul: dimensão econômica, desenvolvimento industrial e interdependência estrutural na Argentina, Brasil, Chile e Uruguai. *Revista Brasileira de Economia*, v. 56, n. 4, p. 605-660, 2002.

MORRIS, E. E.; HAJEK, A. E. Eat or be eaten: fungus and nematode switch off as predator and prey. *Fungal Ecology*, v. 11, p. 114-121, 2014.

NAKAJIMA, V. M.; SOARES, F. E. F.; QUEIROZ, J. H. Screening and decolorizing potential of enzymes from spent mushroom composts of six different mushrooms. *Biocatalysis and agricultural biotechnology*, v. 13, p. 58-61, 2018.

NORDBRING-HERTZ, B.; JANSSON, H. B.; TUNLID, A. *Nematophagous Fungi*. Wiley Blackwell, Hoboken, NJ. 2006.

OKORIE, C. C.; ONONUJ, C. C.; OKWUJIAKO, I. a. Management of *Meloidogyne incognita* with *Pleurotus ostreatus* and *P. tuberregium* in soybean. *International Journal of Agriculture and Biology*, v. 13, n. 3, p. 401-405, 2011.

OLIVEIRA, D. T. "Atividade ovicida in vitro de *Pleurotus ostreatus* var. *florida* sobre *Ancylostoma* sp. e *Toxocara canis*." (2019).

PAGE, A.P.; ROBERTS, M.; FELIX, M.A.; PICKARD, D.; PAGE, A.; WEIR, W. The golden death bacillus *Chryseobacterium nematophagum* is a novel matrix digesting pathogen of nematodes. *BMC Boil*, 2019.

PALIZI, P.; GOLTAPPEH, E. M.; POURJAM, E.; SAFAIE, N. "Potential of oyster mushrooms for the biocontrol of sugar beet nematode (*Heterodera schachtii*)."
Journal of Plant Protection Research 49, no. 1, p. 27-34, 2009.

PAREDES, M. B. A. "Determinación del potencial nematocida y nematostático in vitro de *Pleurotus ostreatus* (Agaricales: Pleurotaceae) sobre larvas J2 de *Globodera pallida* (Tylenchida: Heteroderidae)." Bachelor's thesis, PUCE, 2018.

PERINA, F. J. et al. Manejo de fitonematoides na cultura do algodoeiro. Embrapa Algodão-Comunicado Técnico (INFOTECA-E), 2015.

PUTZKE, M. T. L.; MATSUMURA, A. T. S.; CAVALCANTI, M. A. Q.; FILHO, A. C. Taxonomia e importância das espécies de *Hohenbuehelia resupinatus* e *Pleurotus* no controle de *Meloidogyne javanica*. *Caderno de Pesquisa série Biologia Universidade de Santa Cruz do Sul* 19: 38-81, 2007.

REGAIEG, H.; CIANCIO, A.; RAOUANI, N. H.; GRASSO, G.; ROSSO, L. Effects of culture filtrates from the nematophagous fungus *Verticillium leptobactrum* on viability of the root-knot nematode *Meloidogyne incognita*. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 26(12), 2285–2289, 2010.

REN, G.; XU, L.; LU, T.; YIN, J. Structural characterization and antiviral activity of lentinan from *Lentinus edodes* mycelia against infectious hematopoietic necrosis virus. *International Journal of Biological Macromolecules*, v.115, p. 1202 – 1210, 2018.

REYES, R. G.; LOU, L.; LOPEZ, M. A.; KUMAKURA, K.; KALAW, S. P. *Coprinus comatus*, a newly domesticated wild nutraceutical mushroom in the Philippines. *Journal of Agricultural Technology*, v. 5, n. 2, p. 299-316, 2009.

RIBAS, L. C. C.; DE MENDONÇA, M. M.; CAMELINI, C. M.; SOARES, C. H. L. Use of spent mushroom substrates from *Agaricus subrufescens* (syn. *A. blazei*, *A. brasiliensis*) and *Lentinula edodes* productions in the enrichment of a soil-based potting media for lettuce (*Lactuca sativa*) cultivation: Growth pro. *Biore-source Technology*, v. 100, n. 20, p. 4750-4757, 2009.

RIVERA, O. A.; ALBARRACIN, W.; LARES, M. Componentes bioactivos del shiitake (*Lentinula edodes* Berk. Pegler) y su impacto em la alud. *Alimentos Funcionales Aproximacion a Uma Nueva Alimentacion*, v. 26, p. 67-71, 2013.

ROBINSON, A. F.; INSERRA, R. N.; CASWELL-CHEN, E. P.; VOVLAS, N.; TROCCOLI, A. *Rotylenchulus* species: identification, distribution, host ranges, and crop plant resistance. *Nematropica*, v. 27(2): 127-180, 1997.

ROSA, J. M. O.; WESTERICH, J. N.; WILCKEN, S. R. S. Reação de genótipos e híbridos de tomateiro à *Meloidogyne enterolobii*. *Ciência Rural*, v. 44, n. 7, p. 1166-1171, 2014.

ROSA, J.M.O.; WESTERICH, J.N.; WILCKEN, S.R. Reprodução de *Meloidogyne javanica* em olerícolas e em plantas utilizadas na adubação verde. *Tropical Plant Pathology*, v. 38, n.2, p.133-141. 2013.

SANTOS, A.V.; C.B. GOMES. Reação de cultivares da mamona a *Meloidogyne* spp. e efeito dos exsudatos radiculares sobre *Meloidogyne enterolobii* e *M. graminicola*. *Nematologia Brasileira Piracicaba*, 2011.

SANTOS, J. F. S.; TEIXEIRA, J. L.; SANTOS, J. S.; MENDONÇA, J. J.; SANTOS, T. A. C.; GOIS, L. S.; LOPES, L. J. O.; SOUZA, A. L.; MARINO, R. H. "Interação microbiana e fertilizante Protector® NM no controle de *Meloidogyne* incognita." *Scientia Plena* 14, no. 11, 2018.

SANTOS, J. S.; SANTOS, J. F. S.; LOPES L. J. O.; MENDONÇA, J. J. HOLANDA, F. S. R.; MARINO, R. H. Arbuscular mychorrhizal fungi and dark septate endophytica fungi on the biomass developent of vetiver grass. *Rev Caatinga*. Jul-Set; 31(3):602-611, 2018.

SAPIO, M. R.; MASSIMO, A. H.; CERMOLA, M.; FAVRE, R.; BAZZICALUPO, P. "The Zona Pellucida domain containing proteins, CUT-1, CUT-3 and CUT-5, play essential roles in the development of the larval alae in *Caenorhabditis elegans*." *Developmental biology* 282, no. 1, p. 231-245, 2005.

SCHMIDT, P.; WECHSLER, F. S.; SOARES, J.; MIRANDA, F.; JUNIOR, D. V. Tratamento do feno de braquiária pelo fungo *Pleurotus ostreatus*. Revista Brasileira de Zootecnia, v. 32, n. 6, p. 1866-1871, 2003.

SILVA, J.C.P.; TERRA, W.C.; FREIRE, E.S.; CAMPOS, V.P.; CASTRO, J.M.C da Aspectos gerais e manejo de *Meloidogyne enterolobii*. In: Sanidade de Raízes / NEFIT – Núcleo de estudos em Fitopatologia – 1ª edição – São Carlos, SP Suprema Grafia e Editora, p. 59-77. 2014.

SILVA, M. S. L. Principais doenças da cultura da soja (*Glycine max* (L.) Merrill) (monografia). Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia, p. 34, 2019.

SILVA, R. R. Biorremediação de solos contaminados com organoclorados por fungos basidiomicetos em biorreatores. 186 f. Tese (Doutorado em Biodiversidade Vegetal e Meio Ambiente) - Instituto de Botânica da Secretaria de Estado do Meio Ambiente, Estado de São Paulo, São Paulo, 2009.

SINGH, S. K.; HODDA, M.; ASH, G. J. Plant-parasitic nematodes of potential phytosanitary importance, their main hosts and reported yield losses. Eppo Bulletin, v. 43, n. 2, p. 334-374, 2013.

SOARES, F. E. F.; BRAGA, F. R.; ARAUJO, J. V.; LIMA, W. S.; MOZZER, L. R.; QUEIROZ, J. H. Optimization of protease production by the fungus *Monacrosporium thaumasium* and its action against *Angiostrongylus vasorum* larvae. Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária, v. 22, n. 2, p. 285-288, 2013.

SOARES, F. E. F.; NAKAJIMA, V. M.; SUFIATE, B. L.; SATIRO, L. A. S.; GOMES, E. H.; FROES, F. V.; SENA, F. P.; BRAGA, F. R.; QUEIROZ, J. H. Proteolytic and nematicidal potential of the compost colonized by *Hypsizygus marmoreus*. Experimental parasitology, v. 197, p. 16-19, 2019.

SOARES, F. E. F.; QUEIROZ, J. H.; ARAUJO, J. V.; RODRIGUES, M. G. R.; TAVELA, A. O.; AGUIAR, A. R.; LACERDA, T.; FERRAZ, C. M.; RANGEL, M. C.

V.; SENNA, T.; ARAUJO, A. L.; REGO, T. P.; SENA, C. C.; BRAGA, F. R. Action of proteases of the nematophagous fungi *Pochonia chlamydosporia* on *Ascaris suum* eggs of collared peccary (*Pecari tajacu*). *African Journal of Microbiology Research*, v. 9, n. 31, p. 1883-1886, 2015.

SOARES, F. E. F.; SUFIATE, B. L.; QUEIROZ, J. H.. Nematophagous fungi: Far beyond the endoparasite, predator and ovicidal groups. *Agriculture and Natural Resources*, 2018.

SOARES, F.E.F., BRAGA, F.R., ARAÚJO, J.V., MOZER, L.R., LIMA, W.S., QUEIROZ, J.H. In vitro activity of a serine protease from *Monacrosporium thaumasium* fungus against first-stage larvae of *Angiostrongylus vasorum*. *Parasitol. Res.* 110, 2423–2427, 2012.

STIRLING, G.R. Biological control of plant-parasitic nematodes: Progress, problems, and prospects. Wallingford, U.K: CAB International. 282 p, 1991.

SUFIATE B. L.; SOARES, F. E. F.; MOREIRA, S. S.; GOUVEIA, A. S. MONTEIRO, T. S. A., FREITAS, L. G.; QUEIROZ, J.H. Ação nematicida dos metabólitos de *Pleurotus eryngii*. *Biocatálise e Biotecnologia Agrícola* , 12 , pp.216-219, 2017.

SUZUKI, T.; UMEHARA, K.; TASHIRO, A.; KOBAYASHI, Y.; DOHRA, H.; HIRAI, H.; KAWAGISHI, H. “An antifungal protein from the culinarymedicinal beech mushroom, *Hypsizygus marmoreus* (Peck) Bigel. (Agaricomycetideae)”, *International Journal of Medicinal Mushroom*, v. 13, n. 1, p. 27–31, 2011.

SWE, A; LI, J; ZHANG, KQ; POINTING, SB; JEEWON, R; HYDE, KD. Nematode-trapping fungi. *Current Research in Environmental & Applied Mycology* 1: 1-26, 2011.

THORN, R. G.; BARRON, G. L. Carnivorous mushrooms. *Science*, v. 224, n. 4644, p. 76-78, 1984.

TONUCCI-ZANARDO, N. M.; PASCHOLATI, S. F.; DI PIERO, R, M. In vitro antimicrobial activity of aqueous extracts from *Lentinula edodes* isolates against

Colletotrichum sublineolum and *Xanthomonas axonopodis* pv. *Passiflorae*. *Summa Phytopathologica*. Jan-Mar;41(1):13-20, 2015.

TRANIER, MS; GROS, JP; QUEIROZ, RC; GONZÁLEZ, CNA; MATEILLE, T; ROUSSOS, S. Commercial biopesticides against plant parasitic nematodes. *Brazilian Archives of Biology and Technology* 57: 831-841, 2014.

VAN OOIJ, C. Fungal pathogenesis: Hungry fungus eats nematode. *Nature Reviews Microbiology*, 9: 766-767, 2011.

VIEIRA, P.; EVES-VAN DEN AKKER, S.; VERMA, R.; WANTOCH, S.; EISENBACK, J. D.; KAMO, K. The *Pratylenchus penetrans* transcriptome as a source for the development of alternative control strategies: Mining for putative genes involved in parasitism and evaluation of in planta RNAi. *PLoS one*, v. 10(12):146-151, 2015

WILLE, C. N.; GOMES, C. B.; MINOTTO, E.; NASCIMENTO, J. "Potencial de extratos aquosos de basidiomicetos para controlar nemátodos das raízes em alface." *Horticultura Brasileira* 37, n. 1, p. 54-59, 2019.

YANG, J.; LIANG, L.; LI, J.; ZHANG, K. Q. Nematicidal enzymes from microorganisms and their applications. *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 97 (16), 7081–7095, 2013.

YANG, Y.; YANG, E.; AN, Z.; LIU, X. Evolution of nematode-trapping cells of predatory fungi of the Orbiliaceae based on evidence from rRNA-encoding DNA and multiprotein sequences. *Proceedings of the National Academy of sciences*, v. 104, n. 20, p. 8379-8384, 2007.

YASUKAWA, K.; AOKI, T.; TAKIDO, M.; IKEKAWA, T.; SAITO, H.; MATSUZAWA, T. Efeitos inibitórios do ergosterol isolado do cogumelo comestível *Hypsizygus marmoreus* no edema inflamatório da orelha induzido por TPA e na promoção de tumores em camundongos. *Pesquisa em Fitoterapia*, v. 8, n. 1, p. 10-13, 1994.

ZHANG, B. Z.; INNGJERDINGEN, K. T.; ZOUB, Y. F.; RISE, F.; MICHAELSEN, T. E.; YANA, P. S.; PAULSEN, B. S. "Characterisation and immunomodulating activities of exo-polysaccharides from submerged cultivation of *Hypsizygus marmoreus*". *Food Chemistry*, v. 163, p. 120-128, 2014.

ZHANG, L.; LI, Z. H.; DONG, Z. J.; LI, Y.; LIU, J. K. "A viscidane diterpene and polyacetylenes from cultures of *Hypsizygus marmoreus*". *Natural Products and Bioprospecting*, v. 5, p. 99-103, 2015.

ZHANG, X.; LIU, Q.; ZHANG, G.; WANG, H.; NG, T. Purification and molecular cloning of a serine protease from the mushroom *Hypsizygus marmoreus*. *Process Biochem.* 45 (5), 724–730, 2010.