



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA

PROGRAMA INSTITUCIONAL DE BOLSAS DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA –
PIBIC

**CONTROLE DE *Meloidogyne* sp. POR *Lentinula edodes*, EM TOMATEIRO
CEREJA**

Área do conhecimento: Ciências agrárias
Subárea do conhecimento: Fitossanidade
Especialidade do conhecimento: Microbiologia agrícola

Relatório Final
Período da bolsa: de agosto de 2017 a julho de 2018

Este projeto é desenvolvido com bolsa de iniciação científica
PIBIC/COPEs

Orientador: Profa. Dra. Regina Helena Marino
Autor: Nikolas Emanuel Chaves-Silva



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA

Sumário

1.	INTRODUÇÃO	6
2.	OBJETIVOS	7
3.	METODOLOGIA	7
4.	RESULTADOS E DISCUSSÕES	10
5.	CONCLUSÕES	17
6.	PERSPECTIVAS	17
7.	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	18
8.	OUTRAS ATIVIDADES.....	21



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA

1. Introdução

Os fitonematoides são animais invertebrados responsáveis por perdas significativas na produção agrícola, por desviarem nutrientes importantes ao desenvolvimento da planta hospedeira e/ou podem ser vetores de outros agentes fitopatogênicos (AGRIOS, 1997).

Dentre os fitonematoides, o *Meloidogyne* sp. promove a formação de galhas nas raízes sendo considerado polífago, cosmopolita com habilidade de adaptação e ao parasitismo (OLIVEIRA *et al.*, 2016). Segundo estes autores, o controle deste nematoide pode ser realizado com o emprego de nematicidas (controle químico); rotação de cultura e/ou uso de variedades resistentes (controle cultural) e uso de micro-organismos nematófagos ou indutores de resistência (controle biológico).

Neste contexto, o controle biológico apresenta a vantagem de não contaminar o ambiente, não deixar resíduos nos produtos colhidos, não causar o desequilíbrio na diversidade de organismos do solo, além de tem menor custo e ser de fácil aplicação (SOARES, 2006).

No solo, os fungos nematófagos *Arthrobotrys*, *Aspergillus* e *Coniothyrium* produzem toxinas antagônicas aos fitonematoides e podem controlar de forma eficiente estes patógenos (SILVA *et al.*, 2017; CARVALHO *et al.*, 2005). Além desses micro-organismos, os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) são comumente encontrados em solos tropicais, os quais são biotróficos e capazes de realizar a simbiose com mais de 80% das espécies vegetais (MIRANDA, 2008). Os FMA podem induzir o sistema de resistência a determinados fitopatógenos (FOLLI-PEREIRA *et al.*, 2012) e reduzir a incidência e severidade dos nematoides formadores de galhas (ANJOS *et al.*, 2010; SOUSA *et al.*, 2010).

Os fungos endofíticos “dark septate” (DSE), caracterizados por apresentar hifas septadas e melanizadas (RIBEIRO *et al.*, 2011) também podem estimular ou inibir outros micro-organismos do solo (YAN *et al.*, 2015). Contudo, não foram encontrados relatos sobre a ação dos DSE no biocontrole de fitonematoides, bem como sua interação com FMAs nativos, em alface.

De forma alternativa, Mamiya (2006) cita que o micélio dos fungos comestíveis *Pleurotus ostreatus*, *P. pulmonarius*, *P. eryngii*, *Lentinula edodes*, *Lampteromyces japonicus* apresentaram ação nematicida sobre *Bursapelenchus xylophilus* “in vitro”. Aslam e Saifullah (2013) também verificaram que o substrato de produção dos cogumelos *Agaricus bisporus* e *Pleurotus* sp. reduziu a eclosão dos ovos e aumentou a mortalidade do estágio J2 do nematoide *Meloidogyne incognita*. Por sua vez, Hahn (2017) citou que o extrato do substrato de cultivo de *L. edodes* e *P. eryngii* apresentou efeito nematicida sobre *M. javanica*.

A ação nematicida dos fungos comestíveis também vem sendo descrita com o emprego dos extratos dos basidiomas dos cogumelos, como o de *L. edodes* no controle do nematoide *Bursapelenchus xylophilus* (DONG *et al.*, 2006). Sabotiç *et al.* (2016) citaram,



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA

em sua revisão, que nos extratos dos cogumelos pertencentes aos filos Ascomicota e Basidiomicota também apresentaram ação nematicida e nematostática contra *Meloidogyne* sp., *Pratylenchus* sp. e *B. xylophilus*. E o emprego dos filtrados do cultivo de basidiomicetos também foi citado como antibacteriano (KAUR *et al.*, 2016) e antifúngico (BALDO *et al.*, 2011), mas não foram encontradas referências sobre a ação nematicida ou nematostática, o que caracteriza este trabalho inovador e uma alternativa aos produtores orgânicos e geração de renda aos fungicultores.

2. Objetivos

O objetivo deste trabalho foi avaliar a ação nematicida e/ou nematostática de *L. edodes* sobre J2 de *M. incognita* “in vitro”, bem com sua interação com a microbiota nativa do solo no controle deste nematoide formador de galhas, em estufa.

3. Metodologia

Ação nematostática e/ou nematicida do filtrado de cultivo de *Lentinula edodes*

O delineamento experimental utilizado foi inteiramente ao acaso (DIC) composto por quatro tratamentos: controle 1 (sem cultivo fúngico); controle 2 (meio de cultura sem cultivo de isolados fúngicos) e dois filtrados do cultivo de isolados de *Lentinula edodes* (LED-AJU1 e LED-CHI) com quatro repetições.

Os isolados fúngicos foram multiplicados em meio de cultura à base de batata-dextrose-ágar (BDA comercial; 39 g L⁻¹) em câmara asséptica e cultivados a 25 ± 1°C com fotoperíodo de oito horas de luz durante oito dias.

Para obtenção dos filtrados fúngicos, os isolados de *L. edodes* foram cultivados em 35 mL de meio de cultura à base de extrato de malte (25 g L⁻¹) em frascos Erlenmeyer, previamente autoclavado por 20 minutos a 120°C e 1 atm. Após o resfriamento foram transferidos dois discos miceliais de 6 e 10 mm por frasco. Nos tratamentos controle 1 e 2 não foram adicionados os discos miceliais.

Os isolados fúngicos foram cultivados a 25 ± 1°C durante 28 dias sem fotoperíodo. Após este período, o micélio foi separado do meio de cultura através da filtragem em papel de filtro Whatman n° 1 autoclavado, em câmara asséptica. Os filtrados foram armazenados em geladeira (4°C) em tubos de ensaio previamente autoclavados.

Para avaliação do potencial nematicida e/ou nematostático dos filtrados dos isolados fúngicos foram utilizadas massas de ovos do nematoide formador de galhas, *Meloidogyne incognita*, extraídas de plantas de alface cultivadas na Fazenda Experimental Campus Rural, pertencente à Universidade Federal de Sergipe. A identificação da espécie do nematoide foi realizada pelo Laboratório de Nematologia pertencente à Universidade Federal de Lavras, a partir de amostras de solo e de raízes.



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA

A extração das massas de ovos foi realizada, após a lavagem das raízes em água corrente e da coloração em solução de Floxina B (0,15 g L⁻¹) durante 15 minutos. As massas de ovos foram transferidas individualmente para células das placas de Elisa contendo 100 µL de água destilada autoclavada e incubadas a 25 ± 1°C sem fotoperíodo durante 24 horas, para a eclosão do estágio J2 de *M. incognita*. Após este período, os J2 eclodidos vivos, estáticos e mortos foram contabilizados e foram adicionados 100 µL de água destilada autoclavada (controle 1), meio de cultura (controle 2) e filtrados fúngicos, conforme os tratamentos. Foram realizadas quatro repetições, por tratamento. A incubação foi realizada nas mesmas condições descritas anteriormente e após 21 horas da adição dos tratamentos foram contabilizados o número de J2 vivos, estáticos e mortos.

Os nematoides eclodidos das massas de ovos no estágio J2 foram considerados vivos, estáticos ou mortos quando móvel; não retilíneo e imóvel; retilíneo e imóvel, respectivamente.

Controle de *Meloidogyne incognita* com inoculante de *Lentinula edodes* em estufa agrícola

O delineamento experimental utilizado foi inteiramente ao acaso composto por três tratamentos: controle (sem isolado fúngico) e dois inoculantes de *L. edodes* (LED-CHI e LED-AJU1) com cinco repetições.

Os inoculantes fúngicos (LED-AJU1 e LED-CHI) foram produzidos em substrato à base de pó de coco suplementado com 40% de farelo de trigo e umedecido a 60-70% com água destilada. A mistura foi acondicionada em frascos de vidro de 500 mL e autoclavado por 1 hora a 120°C/1 atm e o processo repetido após 24 horas. Após o resfriamento do substrato autoclavado foi transferido um disco micelial de 6 mm de diâmetro do isolado de *L. edodes* por frasco e tratamento. No tratamento controle foi utilizado apenas o substrato à base de pó de coco e farelo autoclavado, sem o cultivo de fungos. Os isolados fúngicos foram cultivados a 25 ± 1°C com fotoperíodo de oito horas até completa colonização do substrato.

Para produção do inóculo do nematoide *M. incognita* foi coletado solo de 0 a 30 cm de profundidade e que havia histórico de infestação pelo nematoide *Meloidogyne incognita* na Fazenda Experimental Campus Rural (UFS). O solo foi transferido para vasos de 1 Kg e transplantadas mudas de alface “saia vieira” com dois pares de folhas definitivas. A multiplicação dos nematoides foi conduzida por 45 dias, em estufa agrícola.

Para avaliação do controle de *M. incognita* pelos inoculantes de *L. edodes*, o bioensaio foi realizado em vasos de 1 Kg contendo 800 g solo infestado com *M. incognita* e 200 g do inoculante fúngico. No tratamento controle foram utilizados 800 g de solo arenoso infestado com nematoide *M. incognita* e 200 g de pó de coco. Em seguida, foram transplantadas mudas de alface “saia vieira” ISLA® com dois pares de folhas definitivas, previamente produzidas em substrato orgânico comercial. Os vasos foram distribuídos ao acaso na estufa agrícola com irrigação por aspersão.



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA

As variáveis analisadas foram: presença de micro-organismos endofíticos ou fitopatogênicos em sementes e no substrato de cultivo, altura da planta, comprimento da raiz, número de folhas, massa fresca da parte aérea, massa fresca da raiz, massa seca da parte aérea, massa seca da raiz, colonização micorrízica, estruturas micorrízicas (hifas extrarradiculares, vesículas e arbúsculos), colonização por fungos endofíticos “dark septate” (DSE), número de galhas, número de massas de ovos e número de ovos de *M. incognita*, após 30 dias do transplântio da alface “saia veia”.

A presença de micro-organismos endofíticos ou fitopatogênicos nas sementes e no substrato de cultivo da alface “saia veia” foi avaliada segundo Alfenas e Mafia (2007). De forma complementar, no substrato de cultivo da alface “saia veia” foi realizado o teste de Unidades Formadoras de Colônias segundo Clark (1965) com modificações. Por tratamento, foram transferidos 10 g de solo para frasco Erlenmeyer contendo 90 mL de água destilada autoclavada. Em seguida, foi transferido 1 mL da solução para tubos de ensaio contendo 9 mL de água destilada autoclavada e agitado com auxílio de Vortex (diluição 10^{-1}); foram realizadas diluições até 10^{-6} . Foi retirada uma alíquota de 1 mL da solução, por diluição, e transferido para placas de Petri contendo meio de cultura BDA comercial (39 g L^{-1}). O cultivo dos micro-organismos presentes no substrato foi realizado em BOD a $25 \pm 1^\circ\text{C}$, sem fotoperíodo durante sete dias. Após este período, os fungos foram identificados com base nas estruturas reprodutivas, com auxílio de microscópio óptico.

A altura da planta e o comprimento da raiz foram determinados com auxílio de uma régua milimétrica, cuja medição foi realizada a partir do colo. O número de folhas foi realizado por contagem direta, após a colheita. A massa fresca da parte aérea e da raiz foram determinadas com auxílio de balança semi-analítica. Para determinação da massa seca, o material vegetal fresco foi submetido a secagem em estufa com circulação forçada de ar a 60°C até massa constante e, em seguida determinada a massa seca em balança semi-analítica.

O número de galhas e de massas de ovos foram determinados nas raízes de alface após a lavagem em água corrente e coradas com Floxina B por 20 minutos. O número de ovos foi determinado, com auxílio de microscópio ótico, após a transferência das massas de ovos para uma lâmina contendo água destilada e coberta com uma lamínula.

A colonização e as estruturas micorrízicas (hifas extrarradiculares, vesículas e arbúsculos) foram avaliadas pelo método de intersecção segundo Giovannetti e Mosse (1980) com modificações. Para tanto, os fragmentos radiculares com diâmetro inferior a 2 mm foram submetidos à clarificação em solução de hidróxido de potássio a 10% em banho-maria a 60°C durante 20 minutos. Em seguida, os fragmentos radiculares foram lavados em água corrente e corados com azul de Tripán durante quatro horas, à temperatura ambiente. As raízes foram lavadas em água corrente e armazenadas em solução de ácido láctico:glicerina (1:1). Para avaliação da colonização micorrízica, os fragmentos radiculares foram distribuídos ao acaso em uma lâmina quadriculada (5 mm x 5 mm) e avaliados ao microscópio ótico, com aumento de até 400x. A percentagem de colonização micorrízica (CM) foi calculada pela equação: $CM (\%) = (NTFC/NTF) \times 100$, onde NTFC – número



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA

total de fragmentos radiculares colonizados e NTF – número total de fragmentos radiculares colonizados e não colonizados avaliados. Na fase de avaliação foram avaliadas as percentagens de arbúsculos, vesículas e hifas, sendo utilizada a mesma equação da colonização micorrízica.

A colonização da alface por fungos endofíticos DSE foi realizada segundo Ribeiro *et al.* (2011), com base na presença de hifas melanizadas septadas e microescleródios. A percentagem de colonização por DSE foi determinada pela equação: $DSE (\%) = (NTFC/NTF) \times 100$, onde NTFC – número total de fragmentos colonizados por DSE e NTF – número de fragmentos radiculares colonizados e não colonizados.

Análise estatística

Os resultados obtidos foram submetidos à Análise de Variância (ANOVA) e nos casos em que houve diferença significativa foi aplicado o Teste de Tukey a 5% de significância para comparação das médias. Os dados de massa fresca da parte aérea, massa fresca da raiz, número de galhas, colonização micorrízica, percentagem de arbúsculos, vesículas, hifas, relação arbúsculos/vesículas e colonização por DSE foram transformados por $\sqrt{x+1}$. As análises de correlação foram realizadas no programa Statistica 7.0 e aplicado o teste t a 5% de probabilidade.

4. Resultados e discussões

Ação nematostática e/ou nematicida do filtrado de cultivo de *Lentinula edodes*

O filtrado do cultivo de LED-AJU1 resultou em 55,2% de mortalidade de J2 de *M. incognita*, cujo valor foi significativamente superior aos 39,1% observados no tratamento com LED-CHI. O filtrado do cultivo de LED-CHI também apresentou ação nematostática significativa de 53,9% em comparação aos demais tratamentos (Figura 1).



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA

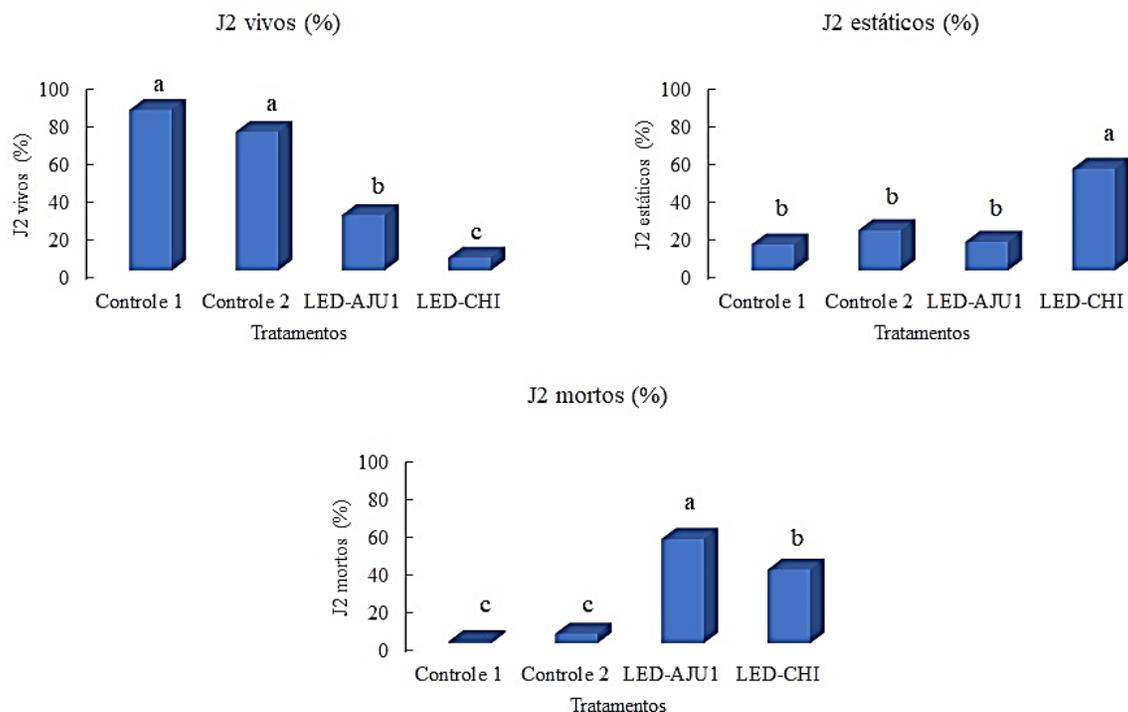


Figura 1 – Percentagem de J2 vivos, estáticos e mortos de J2 de *M. incognita* após 21 horas de incubação em água destilada (controle 1), meio de cultura (controle 2) e filtrados dos isolados LED-AJU1 e LED-CHI de *L. edodes**

*Médias seguidas de mesma letra, na coluna, não diferem entre si pelo Teste de Tukey a 5% de probabilidade

Na literatura não foram encontrados relatos sobre a ação de filtrados do meio de cultivo de basidiomicetos no controle de fitonematoides, mas Kaur *et al.* (2016) observaram que o filtrado de *L. edodes* inibiu o crescimento da bactéria fitopatogênica *Xanthomonas campestris* pv. *vesicatoriae*, cujo princípio ativo identificado foi o ácido oxálico. Nos filtrados de cultivo de *L. edodes* também foram identificadas substâncias antimicrobianas como: polifenóis (TURLO *et al.*, 2010) e β -glucanas (OKUYAMA *et al.*, 2013).

A ação nematicida do *L. edodes* foi verificada com o emprego do extrato do cogumelo sobre *Bursaphelenchus xylophilus* com taxa de mortalidade de 28,6%, 47,2% e 57,6% após 24, 48 e 72 horas de incubação (DONG *et al.*, 2006), cujos valores foram próximos aos obtidos com o filtrado do meio de cultivo dos isolados LED-AJU1 (55,2%) e LED-CHI (39,1%), após 21 horas de incubação (Figura 1). Da mesma forma, Hahn (2017) observou que o extrato do substrato de produção de *L. edodes* e *Pleurotus eryngii* apresentou ação nematicida sobre *Meloidogyne javanica*.

Sabotiê *et al.* (2016) citaram, em sua revisão, que nos extratos dos cogumelos pertencentes aos filos Ascomycota e Basidiomycota foram identificadas substâncias como



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA

lecitinas e proteases relacionadas à indução de resistência a fungos parasitas e/ou predadores de cogumelos, mas também com ação nematicida e nematostática. No entanto, estes autores não especificaram a ação de *L. edodes* sobre *M. incognita*.

Assim, importante considerar que os filtrados dos isolados LED-AJU1 e LED-CHI com ação nematostática e/ou nematicida sobre o J2 do *M. incognita* representa uma forma inovadora de acelerar o processo de obtenção do princípio ativo, pois nesta técnica não é necessário produzir o cogumelo como realizado por Dong *et al.* (2006) e Sabotich *et al.* (2016), o que reduz também os custos de produção do nematicida biológico. Outro aspecto a ser considerado, que a ação nematostática dos filtrados de LED-REC pode reduzir a infecção de *M. incognita*, pois pode interferir no processo de infecção e impedir a colonização da planta hospedeira devido sua ação nematostática.

Além disso, torna-se importante testar este filtrado contra outro fitopatogênicos como fungos de solo, pois Kaur *et al.* (2016) relataram o efeito antibacteriano do filtrado de *L. edodes*. E Tonucci-Zanardo *et al.* (2015) verificaram que o extrato do basidioma de *L. edodes* inibiu o crescimento de fungo fitopatogênico *Colletotrichum sublineolum*. Desta forma, o filtrado do meio de cultivo do *L. edodes* poderia ser utilizado não só como nematicida, mas também como fungicida e bactericida, o que resultaria no menor consumo de pesticidas na agricultura e uma alternativa para produtores orgânicos.

Controle de *M. incognita* com inoculante de *L. edodes*

Teixeira *et al.* (2017) citaram que o substrato de cultivo do cogumelo *Pleurotus ostreatus* pode ser utilizado como promotor de crescimento vegetal e como adubo orgânico. No entanto, os inoculantes de *L. edodes* não influenciaram nas variáveis de crescimento analisadas, exceto na altura da planta e na massa seca fresca da parte aérea da alface cultivada com LED-CHI, que apresentaram redução significativa em relação ao controle (Tabela 1).

Tabela 1 – Altura da planta (ALT), comprimento da raiz (CR), massa fresca da parte aérea (MFPA), massa seca da parte aérea (MSPA), massa fresca da raiz (MFR), massa seca da raiz (MSR), número de folhas (NF), número de galhas (NG) e número de massas de ovos (NMO) de *M. incognita* obtidos em plantas de alface “saia veia” após 30 dias de cultivo com inoculante de *L. edodes*

Trat.	ALT (cm)	CR (cm)	MFPA (g)	MSPA (g)	MFR (g)	MSR (g)	NF	NG	NMO
Controle	32,4 a ¹	13,3 a	58,1 a	9,2 a	13,2 a	1,5 a	28,6 a	122,8 a	2,8
LED-AJU1	31,2 a	14,2 a	40,6 ab	6,8 a	14,0 a	1,7 a	26,6 a	51,2 a	- ²
LED-CHI	22,2 b	13,6 a	37,0 b	9,1 a	15,7 a	1,7 a	23,8 a	74,6 a	-
CV (%)	16,56	19,6	12,5	32,9	24,1	23,8	18,6	31,3	

¹Médias seguidas de mesma letra, na coluna, não diferem entre si pelo Teste de Tukey a 5% de probabilidade;
²(-) não houve formação de massas de ovos



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA

O emprego do inoculante de *L. edodes* também não influenciou no número de galhas de *M. incognita*, mas observa-se uma redução de 39,3 e 58,3% do número de galhas de *M. incognita* nos tratamentos com LED-CHI e LED-AJU1 em relação ao controle (Tabela 1), o que pode representar ação dos isolados de *L. edodes* sobre a população de *M. incognita* no substrato de cultivo da alface “saia veia”.

Matos *et al.* (2017) também obtiveram que o emprego do inoculante de *P. ostreatus* não reduziu o número de galhas de *M. incognita*. Entretanto, estes autores observaram que o inoculante fúngico favoreceu o ganho de biomassa do tomateiro, o que difere dos resultados de biomassa da alface “saia veia” obtidos com os inoculantes de *L. edodes*. Todavia, o desenvolvimento da planta pode ser influenciado pelo tipo de substrato utilizado no cultivo do basidiomiceto (FONTALVO *et al.*, 2013).

Nos tratamentos LED-AJU1 e LED-CHI não houve formação de massas de ovos, mas no controle (sem inoculante fúngico) foram observadas 2,8 massas de ovos (Tabela 1).

Mamiya (2006) citou que o micélio de *L. edodes*, *P. ostreatus*, *P. pulmonarius*, *P. eryngii* e *Lampteromyces japonicus* apresentou efeito atrativo e nematicida sobre *B. xylophilus* “in vitro”, o que justificaria a redução do número de galhas e a ausência de massas de ovos de *M. incognita* com o emprego dos inoculantes de *L. edodes*. Da mesma forma, Aslam e Saifullah (2013) observaram que o substrato exaurido dos cogumelos *Agaricus bisporus* e *Pleurotus* sp. reduziu a eclosão dos ovos e aumentou a mortalidade do estádio J2 do nematoide *M. incognita*.

Por outro lado, Fontalvo *et al.* (2013) observaram o incremento do teor de nitrogênio e de fósforo após o cultivo de *P. ostreatus*, o qual pode ser utilizado como adubo orgânico, como mencionado por Matos *et al.* (2017) e Teixeira *et al.* (2016). E Oliveira *et al.* (2012) verificaram que a adubação orgânica estimulou a colonização da alface por FMAs nativos, tal como observado com o emprego do inoculante LED-CHI, em comparação ao controle (Tabela 2).

Tabela 2 – Colonização micorrízica (CM), arbúsculos (ARB), vesículas (VES), hifas (HIF), relação arbúsculos/vesículas (ARB/VES) e colonização por fungos endofíticos *dark septate* (DSE) em plantas de alface saia veia após 30 dias de cultivo com inoculante de *L. edodes*

Trat.	CM (%)	ARB (%)	VES (%)	ARB/VES	HIF (%)	DSE (%)
Controle	13,12 b*	3,82 b	2,64 c	0,5 a	6,66 a	25,61 a
LED-AJU1	20,06 b	6,21 b	10,78 b	0,31 a	7,04 a	17,14 a
LED-CHI	72,04 a	38,41 a	61,08 a	0,63 a	4,06 a	1,29 b
CV (%)	26,4	40,73	21,43	37,16	44,95	23,49

*Médias seguidas de mesma letra, na coluna, não diferem entre si pelo Teste de Tukey a 5% de probabilidade



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA

Anjos *et al.* (2010) e Sousa *et al.* (2010) citaram que a colonização micorrízica reduziu a incidência do nematoide formador de galhas, aspecto não verificado na alface “saia veia” em todos os tratamentos realizados, pois não houve correlação entre a colonização micorrízica e o número de galhas (Tabela 3).

Tabela 3 – Coeficiente de correlação (r) entre colonização micorrízica por FMAs nativos (CM), arbúsculos (ARB), vesículas (VES), colonização por fungos endofíticos (DSE), massa seca da raiz (MSR), massa seca da parte aérea (MSPA) e número de galhas (NG) observados em plantas de alface cultivadas com inoculantes de *L. edodes* e *M. incognita*, após 30 dias

Variáveis	Controle	LED-AJU1	LED-CHI
CM x MSR	-0,57 ns*	-0,25 ns	0,07 ns
CM x MSPA	0,04 ns	0,25 ns	0,71 ns
CM x NG	0,15 ns	-0,11 ns	-0,76 ns
ARB x MSR	-0,26 ns	-0,20 ns	-0,31 ns
ARB x MSPA	0,37 ns	0,07 ns	-0,18 ns
ARB x NG	0,12 ns	-0,31 ns	-0,65 ns
VES x MSR	-0,38 ns	-0,42 ns	-0,06 ns
VES x MSPA	0,16 ns	0,38 ns	0,12 ns
VES x NG	-0,23 ns	0,01 ns	0,26 ns
CM x DSE	0,47 ns	-0,11 ns	0,09 ns
ARB X DSE	0,35 ns	0,08 ns	0,20 ns
VES X DSE	0,20 ns	-0,29 ns	0,02 ns
DSE x MSR	-0,63 ns	0,59 ns	0,84 ns
DSE x MSPA	-0,22 ns	0,07 ns	-0,46 ns
DSE x NG	0,47 ns	-0,87 ns	-0,19 ns

*ns = não significativo a 5% de probabilidade ($p < 0,05$)

A colonização micorrízica da alface “saia veia” foi caracterizada pela presença por arbúsculos, vesículas e hifas extrarradiculares. Nos tratamentos controle e LED-AJU1, a percentagem de arbúsculos e vesícula foram significativamente inferiores aos valores observados com LED-CHI. Por outro lado, não houve diferença significativa na percentagem de hifas extrarradiculares entre os tratamentos. Da mesma forma, a relação arbúsculo/vesícula não apresentou diferença significativa entre os tratamentos, cujos valores variaram de 0,31 a 0,63 (Tabela 2; Figura 2).



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA

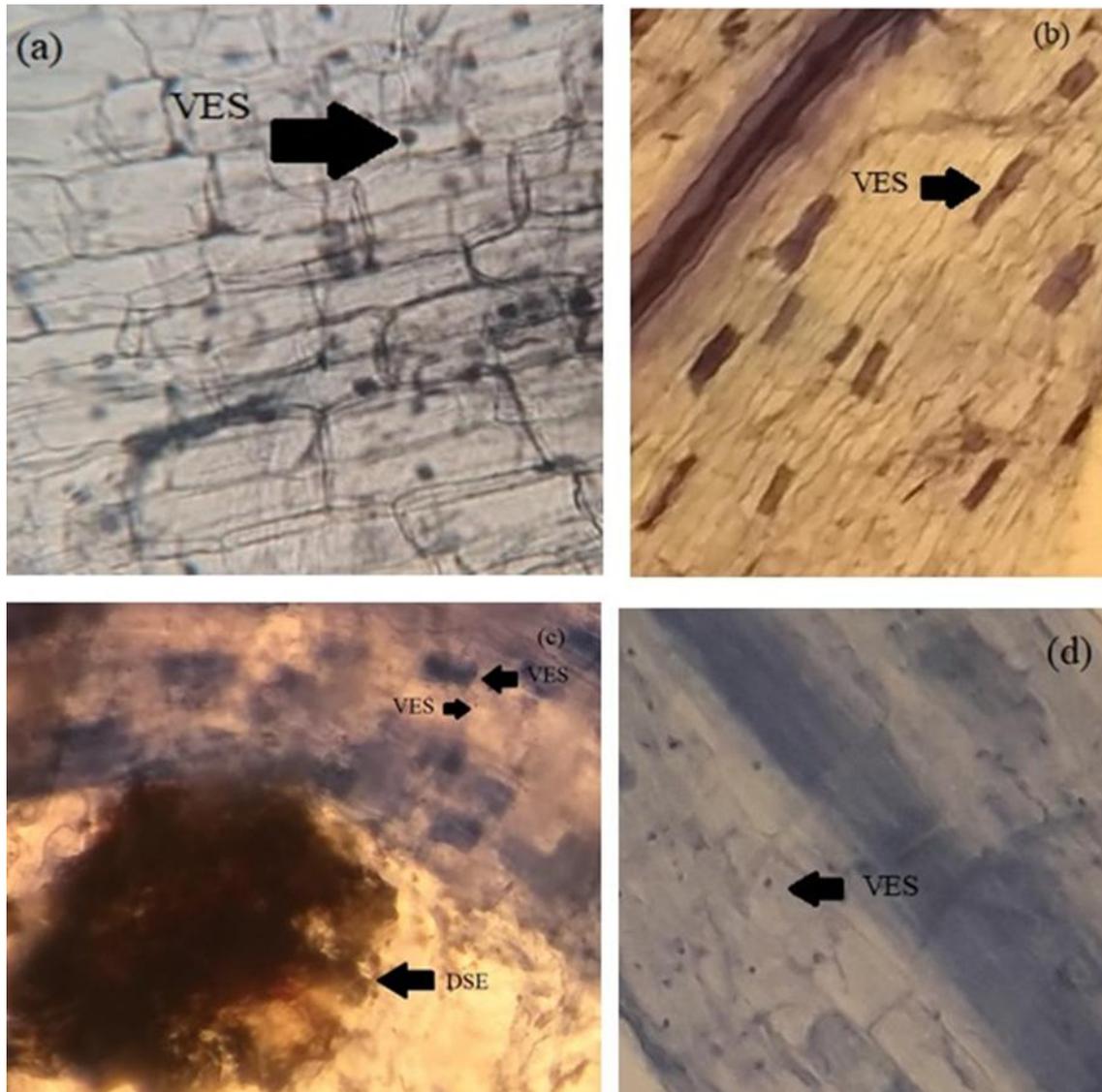


Figura 2 – Vesículas micorrízicas (VES) de FMAs nativos e DSE em raízes de alface “saia veia” cultivados nos tratamentos controle (a), LED-AJU1 (b, c) e LED-CHI (d), após 30 dias do transplântio.

Segundo Jalonen *et al.* (2013), uma baixa relação arbúsculo:vesícula, como observada em todos os tratamentos, indica uma interação do tipo competição entre os FMAs nativos e a planta hospedeira, devido baixa disponibilização de nutrientes pela menor percentagem de arbúsculos, em relação a de vesículas. No entanto, não teve influência da percentagem de arbúsculos, de vesículas e da colonização micorrízica sobre a biomassa da alface “saia



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA

veia” e no controle do *M. incognita*, pois não houve correlação destas variáveis com a massa seca da raiz, a massa seca da parte aérea e o número de galhas (Tabela 3).

As plantas de alface cultivadas no controle e no tratamento LED-AJU1 apresentaram também colonização por fungos endofíticos DSE, cujos valores foram significativamente superiores aos observados com LED-CHI (Tabela 2). Nos fragmentos das raízes analisadas, os fungos DSE foram caracterizados apenas pela presença de hifas septadas e melanizadas, sem a formação de estruturas reprodutivas, que permitiriam a identificação destes micro-organismos.

Os fungos DSE observados nas plantas de alface “saia veia” podem ter sido originários do substrato de cultivo, pois foram identificados os fungos *Alternaria* spp., *Fusarium* spp., *Trichoderma* spp., *Paecilomyces* sp. e *Rhizoctonia* sp. em todos os tratamentos, os quais podem ser considerados endofíticos, a depender da interação fungo x planta (AZEVEDO, 1998). Além disso, deve-se considerar que o solo infestado por nematoides, utilizado como inóculo de *M. incognita*, não foi submetido a nenhum tratamento químico ou térmico, o qual também pode conter FMAs e DSE nativos. E nas sementes de alface “saia veia” não foram encontrados micro-organismos endofíticos.

A presença destes fungos no substrato de cultivo da alface pode influenciar no controle de fitonematoides, pois Silva *et al.* (2002) citaram que os filtrados do meio de cultivo de *Fusarium* sp., *Paecilomyces lilacinus* e *P. variotii* apresentaram ação nematicida sobre *M. incognita*. Da mesma forma, Costa *et al.* (2001) relataram que o *Fusarium oxysporium* e *F. moniliforme* reduziram a motilidade e a eclosão, mas aumentaram a mortalidade do J2 de *M. incognita*, similar ao Aldicarbe, um nematicida químico. E Amaral *et al.* (2009) observaram que fungo *F. moliliforme* reduziu a galhas e o número de ovos de *M. exigua*. No entanto, Detmann *et al.* (2008) citaram que os fungos de hifas hialinas podem ser também considerados endofíticos DSE. Assim, a colonização da alface por FMAs e DSE pode ter sido também pelos fungos de hifas hialinas (*Fusarium*, *Trichoderma*, *Paecilomyces* e *Rhizoctonia*) ou melanizadas (*Alternaria*), pois na fase de análise da colonização dos fragmentos radiculares não foi possível a identificação taxonômica, pela ausência de estruturas reprodutivas. A presença destes micro-organismos como DSE não interferiu no controle do *M. incognita*, pois não houve correlação entre a colonização e o número de galhas em todos os tratamentos (Tabela 3).

Desta forma, pode-se considerar que os isolados LED-AJU1 e LED-CHI apresentam potencial como nematicida biológico e podem representar uma alternativa sustentável de controle de fitonematoides, principalmente na agricultura orgânica. Além disso, os inoculantes de *L. edodes* podem reduzir o consumo de nematicidas sintéticos, que são considerados extremamente tóxicos ao ambiente. Nos trabalhos em campo, a eficiência de inoculantes fúngicos no controle de fitonematoides pode ser influenciada, caso não seja analisada a presença micro-organismos promotores de crescimento vegetal, como os FMAs e os DSE nativos, como realizado neste trabalho.



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA

5. Conclusões

Com base nos resultados obtidos, conclui-se que:

- ✓ Os filtrados do meio de cultivo de LED-AJU1 e LED-CHI apresentam ação nematicida;
- ✓ O filtrado de LED-CHI apresenta ação nematostática;
- ✓ Os inoculantes de *L. edodes* inibem a formação de massas de ovos de *M. incognita*;
- ✓ A alface “saia veia” é colonizada por fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) nativos e por fungos endofíticos “dark septate” (DSE), mas não interferem no controle de *M. incognita*;
- ✓ Os inoculantes de *L. edodes* influenciam na taxa de colonização micorrízica e por DSE em alface “saia veia”; e
- ✓ Os filtrados e os inoculantes de *L. edodes* apresentam potencial como nematicida biológico.

6. Perspectivas

Os resultados obtidos demonstram um potencial nematicida biológico, que pode ser uma alternativa de controle biológico para os produtores orgânicos, o que gerou o depósito de uma patente de invenção no INPI como “Nematicida biológico” sob o número de registro BR1020180739573.

O emprego do substrato de cultivo dos fungos comestíveis *Lentinula edodes* também apresentou influência na severidade da doença causada pelo *M. incognita*, que a longo prazo pode reduzir a população de fitonematoides no solo. Deste modo, o reaproveitamento do substrato de cultivo do cogumelo para a diminuição da infestação pelo *M. incognita* representa uma alternativa de geração de renda aos fungicultores (produtores comerciais de cogumelos comestíveis).

Outro aspecto a ser considerado é que na literatura, os trabalhos científicos relacionados com esta temática (controle de fitonematoides) desconsideram a possível influência da microbiota nativa do solo associada às massas de ovos. Essa microbiota pode interferir nos resultados obtidos e desta forma, este trabalho pode ser referência para outros trabalhos científicos.

Em resumo, o trabalho mostrou o potencial de controle biológico do nematoide formador de galhas através do basidiomiceto *Lentinula edodes* em alternativa aos métodos de controle tradicionais como pelo uso dos nematicidas químicos. E pode ser utilizado inclusive por produtores orgânicos que possuem dificuldades para o controle de fitopatógenos.



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA

7. Referências bibliográficas

AGRIOS, G. N. **Plant pathology**. New York: Academic Press, 1997. 635p.

ALFENAS, A. C.; MAFIA, R. G. **Métodos em fitopatologia**. 1 ed., Viçosa: Editora UFV, 2007. 382p.

AMARAL, D. R.; OLIVEIRA, D. F.; CAMPOS, V. P.; PANTALEÃO, J. A.; CARVALHO, D. A.; NUNES, A. S. Effect of plant and fungus metabolites on *Meloidogyne exigua*. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 33, Edição Especial, p. 1861-1865, 2009.

ANJOS, E. C. T.; CAVALCANTE, U. M. T.; GONÇALVEZ, D. M. C.; PEDROSA, E. M. R.; SANTOS, V. F.; MAIA, L. C. Interactions between an arbuscular mycorrhizal fungus (*Scutellospora heterogama*) and the root-knot nematode (*Meloidogyne incognita*) on sweet passion fruit (*Passiflora alata*). **Brazilian Archives Biology Technology**, Curitiba, v.53, n.4, p. 801-809, jul./aug. 2010.

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

AZEVEDO, J. L. Microrganismos endofíticos. In: MELO, I. S.; AZEVEDO, J. L. (Eds.). **Ecologia microbiana**. Jaguariúna: EMBRAPA, 1998. p. 117-137.

BALDO, M.; STANGARLIN, J. R.; FRANZENER, G.; ASSI, L.; KUHN, O. J.; SCHWAN-ESTRADA, K. R. F. Detecção *in situ* de espécies reativas de oxigênio em feijoeiro tratado com extratos de *Pycnoporus sanguineus* e inoculado com *Colletotrichum lindemuthianum*. **Summa Phytopathologica**, v.37, n.4, p.174-179, dez. 2011.

CARVALHO, D. D. C.; OLIVEIRA, D. F.; CAMPOS, V. P.; PASQUAL, M.; GUIMARÃES, R. M.; BATISTA, R. S. Avaliação da capacidade de produzir fitotoxinas in vitro por parte de fungos com propriedades antagônicas a nematóides. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 30, n. 6, p. 1230-1235, nov./dez. 2005.

CLARK, F. E. Aerobic spore-forming bacteria. In: BLACK, C. A. (Ed.). **Methods of soil analysis**. Madison: American Society of Agronomy, 1965, v.2, p.1473-1476.

COSTA, M. J. N.; CAMPOS, V. P.; PFENNING, L. H.; OLIVEIRA, D. F. Toxicidade de filtrados fúngicos a *Meloidogyne incognita*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.26, n.4, p.749-755, dez. 2001.



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA

DETMANN, K S.C.; DELGADO, M. N.; REBELLO, V. P. A.; LEITE, T. S.; AZEVEDO, A. A.; KASUYA, M. C. M.; ALMEIDA, A. M. Comparação de métodos para a observação de fungos micorrízicos arbusculares e endofíticos do tipo dark septate em espécies nativas de cerrado. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, Viçosa, v.32, n.5, p.1883-1890, set./out. 2008.

DONG, J. Y.; LI, X. P.; LI, L.; LI, G. H.; LIU, Y. J.; ZHANG, K. Q. Preliminary results on nematicidal activity from culture filtrates of Basidiomycetes against the pine wood nematode, *Bursaphelenchus xylophilus* (Aphelenchoididae). **Annals of Microbiology**, New York, v.56, n.2, p.163-166, jun. 2006.

FOLLI-PEREIRA, M. da. 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**, Viçosa, v.36, n.6, p. 1663-1679, nov./dec. 2012.

FONTALVO, J. A. L.; LÓPEZ, L. S. C.; PERTUZ, K. I. G.; BORJA, I. M. R. Efecto de residuos Agroforestales parcialmente biodegradados por *Pleurotus ostreatus* (Pleurotaceae) sobre el desarrollo de plántulas de tomate. **Acta Biologica Colombiana**, Bogotá, v.18, n.2, p.365-374, mai./ago. 2013.

GIOVANNETTI, M.; MOSSE, B. An evaluation of techniques for measuring vesicular arbuscular mycorrhizal infection in roots. **New Phytologist**, Cambridge, v.84, n.3, p.489-500, mar. 1980.

HAHN, M. H. **Levantamento bibliométrico dos estudos com fungos nematófagos para o controle de *Meloidogyne* spp. e potencial de cogumelos no controle de *Meloidogyne javanica***. 2017. 101p. Dissertação (Mestrado em Ciências). Departamento de Fitotecnia e Fitossanitarismo. Universidade Federal do Paraná, Curitiba.

JALONEN, R.; TIMONEN, S.; SIERRA, J.; NYGREN, P. Arbuscular mycorrhizal symbioses in a cut-and-carry forage production system of legume tree *Gliricidia sepium* and fodder grass *Dichanthium aristatum*. **Agroforestry Systems**, Dordrecht-Netherlands, v.87, n.2, p. 319-330, apr. 2013.

KAUR, H.; NYOCHEMBENG, L. M.; MENTREDDY, S. R.; BANERJEE, P.; CEBERT, E. Assessment of the antimicrobial activity of *Lentinula edodes* against *Xanthomonas campestris* pv. *vesicatoria*. **Crop Protection**, New York, v.89, n.1, p.284-288, nov. 2016.
MAMIYA, Y. Attraction of the pinewood nematode to mycelium of some wood-decay fungi. **Japanese Journal of Nematology**, Kumamoto, v.36, n.1, p.1-9, jun. 2006.



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA

MATOS, M. P.; TEIXEIRA, J. L.; MARINO, R. H. Crescimento do tomateiro cereja em substrato colonizado pelo fungo comestível Shimeji. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE AGROMETEREOLOGIA, 20, 2017, Petrolina. **Anais...**Petrolina: EMBRAPA/UNIVASP, 2017. p.2331-2335.

MIRANDA, J. C. C. **Cerrado: Micorriza Arbuscular - ocorrência e manejo**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2008. 169p.

OKUYAMA, T.; YOSHIGAI, E.; IKEYA, Y.; NISHIZAWA, M. Active hexose correlated compound extends the Lifespan and increases the thermotolerance of nematodes. **Functional Foods in Health and Disease**, San Diego, v.3, n.6, p.166-182, jun. 2013.

OLIVEIRA, C. M. G.; SANTOS, M. A.; CASTRO, L. H. S. **Diagnose de fitonematoides**. Campinas: Millennium Editora. 2016. 367p.

OLIVEIRA, L. C.; STANGARLIN, J. R.; LANA, M. C.; SIMON, D. N.; ZIMMERMANN, A. Influência de adubações e manejo de adubo verde nos atributos biológicos de solo cultivado com alface (*Lactuca sativa* L.) em sistema orgânico. **Arquivo do Instituto Biológico**, São Paulo, v.79, n.4, p.557-565, out./dez., 2012.

OWAID, M. N.; AL-SAEEDI, S. S. S.; AL-ASSAFFII, I. A. A. A actividade anti-fúngica de cogumelos de ostra cultivada em várias agro-resíduos. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v.43, n.1, p.09-13, jan./mar. 2017.

RIBEIRO, K.G.; PEREIRA, G.M.D.; MOSQUEIRA, C.A.; BARAÚNA, A.C.; VITAL, M.J.S.; SILVA, K.; ZILLI, J.E. Isolamento, armazenamento e determinação da colonização por fungos “dark septate” a partir de plantas de arroz. **Revista Agro@ambiente on-line**, Boa Vista, v.5, n.2, p.97-105, mai./ago. 2011.

SABOTIČ, J.; OHM, R. A.; KÜNZLER, M. Entomotoxic and nematotoxic lectins and protease inhibitors from fungal fruiting bodies. **Applied Microbiology Biotechnology**, New York, v.100, n.1, p.91-111, jan. 2016.

SILVA, G. H.; OLIVEIRA, D. F.; CAMPOS, V. P. Purificação de metabólitos fúngicos com efeitos tóxicos sobre *Meloidogyne incognita*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.27, n.6, p.594-598, mar./abr. 2002.

SILVA, J. O.; SANTANA, M. V.; FREIRE, L. L.; FERREIRA, B. S.; ROCHA, M. R. Biocontrol agents in the management of *Meloidogyne incognita* in tomato. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.47, n.10, e20161053, ago. 2017.



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA

SOARES, P. L. M. **Estudo do controle biológico de fitonematoides com fungos nematófagos**. 2006. 217p. Tese (Doutorado). Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal.

SOUSA, C. S.; SOARES, A. C. F.; COIMBRA, J. L.; GARRIDO, M. S.; MACHADO, G. S. Fungos micorrízicos arbusculares no controle de *Meloidogyne incognita* em mudas de tomateiro. **Revista Caatinga**, Mossoró, v.23, n.1, p.15-20, jan./mar. 2010.

TEIXEIRA, J. L.; MATOS, M. P.; GOIS, L. S.; TEIXEIRA, M. S.; SANTOS, J. S.; LIMA, I. S.; ANDRDE, K. R.; MARINO, R. H. Compuesto orgánico a base de sustrato de producción de setas comestibles. In: CONGRESSO LATINOAMERICANO DE MICOLOGIA, 9, 2017. Lima. **Anais...** Lima: ALMYC-PERU, 2017. p.537

TEIXEIRA, J. L.; SANTOS, J. S.; MENDONÇA, J. J.; GOIS, L. S.; LIMA, I. S.; MARINO, R. H. Teor de nitrogênio e de fósforo em resíduo de substrato de produção de cogumelos comestíveis. In: REUNIÃO NORDESTINA DE CIÊNCIA DO SOLO, 3, 2016. Aracaju. **Resumos...**Aracaju: UNIT, 2016, p.1-4.

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**, Botucatu, v.41, n.1, p.13-20, jan./mar. 2015.

TURLO, J.; GUTKOWSLA, B.; HEROLD, F. Effect of selenium enrichment on antioxidant activities and chemical composition of *Lentinula edodes* (Berk) Pegle mycelial extracts. **Food and Chemical Toxicology**, New York, v.48, p.1085–1091, abr. 2010.

YAN, J. F.; BROUGHTON, S. J.; YANG, S. L.; GANGE, A. C. Do endophytic fungi grow through their hosts systemically? **Fungal ecology**, Manchester, v.13, n.1, p.53-59, feb. 2015.

8. Outras atividades

O bolsista, além das atividades previstas no plano de trabalho do projeto, participou das seguintes atividades durante a duração da bolsa:

Participação de eventos

- 27º Encontro de Iniciação Científica (EIC) da Universidade Federal de Sergipe realizado de 20 a 24 de outubro de 2017, em São Cristóvão – SE;
- I Semana de Engenharia Agrônômica (SEMEA) da Universidade Federal de Sergipe realizada de 27 a 29 de setembro de 2017, em São Cristóvão – SE;



SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA

- 4ª SEMAC da Universidade Federal de Sergipe realizado em 20 a 24 de novembro de 2017;
- Encontro Sobre a Produção de Farinha de Mandioca no Estado de Sergipe realizado em 23 de novembro de 2017 na Universidade Federal de Sergipe;
- Dia de Campo das Ciências Agrárias realizado em 24 de novembro de 2017, na Fazenda Experimental Campus Rural, pertencente à Universidade Federal de Sergipe em São Cristóvão – SE.

Participação em outros projetos de pesquisa

- Participação como colaborador voluntário no plano de trabalho “Controle de *Meloidogyne* sp. por *Lentinula edodes*, em tomateiro IPA06”, vinculado ao projeto PIBIC com os isolados fúngicos LED-REC e LED-AJU3 até junho/2018;
- Participação como colaborador voluntário no plano de trabalho “Controle de *Meloidogyne* sp. por *Lentinula edodes*, em tomateiro cereja”, vinculado ao projeto PIBIT com os isolados fúngicos LED-AJU1 e LED96/18 até junho/2018.

Participação em minicurso

- “Noções Básicas de Tecnologias Verdes” realizado na Universidade Federal de Sergipe, no Campus de São Cristóvão - Sergipe, em 08/08/2017 com carga horária de quatro horas.
- “Noções Básicas de Cultivar” realizado na Universidade Federal de Sergipe, no Campus de São Cristóvão – Sergipe, em 04/09/2017 com carga horária de quatro horas.
- “Fungos comestíveis” realizado na I Semana de Engenharia Agrônômica (SEMEA/UFS), em 29/09/2017 com carga horária de três horas;
- “Redação Científica e Plágio Acadêmico” realizado na 4ª Semana Acadêmico Cultural (SEMAC/UFS), em 21/11/2017 com carga horária de quatro horas;
- “Saúde mental e graduação: desafios da vida acadêmica” realizado na 4ª Semana Acadêmico Cultural (SEMAC/UFS), em 20/11/2017 com carga horária de quatro horas.
- “O nexos casual entre crédito rural e crescimento do produto agropecuário” realizado na Universidade Federal de Sergipe no dia 26/06/2017 com carga horária de duas horas.
- “Gerenciamento de referências bibliográficas para trabalhos de pesquisa” realizado na IV SEMAC, com carga horária de quatro horas.
- “Mini-curso PIBIC 2017” realizado na IV SEMAC, com carga horária de quatro horas.