



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO SEMI-ÁRIDO
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM FITOTECNIA
MESTRADO EM FITOTECNIA

BRENO DE HOLANDA ALMEIDA

**EFEITO DE FUNGICIDAS E *Trichoderma* spp. NO CONTROLE DE PATÓGENOS
RADICULARES EM MELOEIRO**

MOSSORÓ

2021

BRENO DE HOLANDA ALMEIDA

**EFEITO DE FUNGICIDAS E *Trichoderma* spp. NO CONTROLE DE PATÓGENOS
RADICULARES EM MELOEIRO**

Dissertação apresentada ao Mestrado em Fitotecnia do Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia da Universidade Federal Rural do Semi-Árido como requisito para obtenção do título de Mestre em Fitotecnia.

Linha de Pesquisa: Fitopatologia

Orientador: Rui Sales Júnior, Prof. Dr.

Coorientadora: Andréia Mitsa Paiva
Negreiros, Profa. Dra.

Coorientadora: Márcia Michelle de Queiroz
Ambrósio, Profa. Dra.

MOSSORÓ

2021

©Todos os direitos estão reservados à Universidade Federal Rural do Semi-Árido. O conteúdo desta obra é de inteira responsabilidade do (a) autor (a), sendo o mesmo, passível de sanções administrativas ou penais, caso sejam infringidas as leis que regulamentam a Propriedade Intelectual, respectivamente, Patentes: Lei nº 9.279/1996, e Direitos Autorais: Lei nº 9.610/1998. O conteúdo desta obra tornar-se-á de domínio público após a data de defesa e homologação da sua respectiva ata, exceto as pesquisas que estejam vinculadas ao processo de patenteamento. Esta investigação será base literária para novas pesquisas, desde que a obra e seu (a) respectivo (a) autor (a) seja devidamente citado e mencionado os seus créditos bibliográficos.

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Biblioteca Central Orlando Teixeira (BCOT)
Setor de Informação e Referência (SIR)

A447e Almeida, Breno de Holanda.
EFEITO DE FUNGICIDAS E *Trichoderma* spp. NO
CONTROLE DE PATÓGENOS RADICULARES EM MELOEIRO /
Breno de Holanda Almeida. - 2021.
59 f. : il.

Orientador: Rui Sales Júnior.
Coorientadora: Andréia Mitsa Paiva Negreiros.
Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal
Rural do Semi-árido, Programa de Pós-graduação em
Fitotecnia, 2021.

1. Cucurbitáceas. 2. Controle Biológico. 3.
Fungos habitantes do solo. 4. Hypocreaceae. I.
Sales Júnior, Rui, orient. II. Mitsa Paiva
Negreiros, Andréia, co-orient. III. Título.

Bibliotecário-Documentalista
Nome do profissional, Bib. Me. (CRB-15/10.000)

BRENO DE HOLANDA ALMEIDA

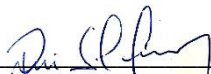
**EFEITO DE FUNGICIDAS E *Trichoderma* spp. NO CONTROLE DE PATÓGENOS
RADICULARES EM MELOEIRO**

Dissertação apresentada ao Mestrado em Fitotecnia do Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia da Universidade Federal Rural do Semi-Árido como requisito para obtenção do título de Mestre em Fitotecnia.

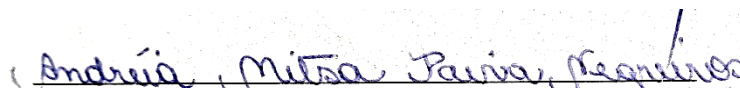
Linha de Pesquisa: Fitopatologia

Defendida em: 29 / 10 / 2021.

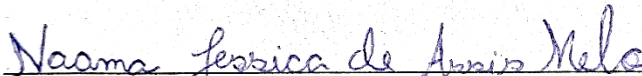
BANCA EXAMINADORA



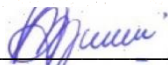
Rui Sales Júnior, Prof. Dr. (UFERSA)
Presidente



Andréia Mitsa Paiva Negreiros, Prof. Dra. (UFERSA)
Membro Examinador



Naama Jéssica de Assis Melo, Prof. Dra. (UFERSA)
Membro Examinador



Antônio Francisco de Mendonça Júnior, Prof. Dr. (UFRPE)
Membro Examinador

A minha avó Maria (*in Memoriam*) pelo amor,
carinho, apoio, ensinamentos e porto seguro
durante minha jornada acadêmica e pessoal.

A meus pais grandes heróis de minha vida, pelo
apoio, amor absoluto, carinho e conforto em
dias turbulentos. Por serem a estrutura que
fundamentou quem sou hoje.

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus, por minha jornada e que não me permitiu desistir diante das adversidades, que fez da minha fé um alicerce para a vida. A meus pais (Francisco e Salete) e irmão (Bruno), pelo amor, carinho, ensinamentos, brincadeiras e por serem o tesouro mais precioso que tenho. A Zeus, minha companhia e conforto diário, por todo o amor e carinho constante.

Agradeço a UFERSA e ao Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia, pelo amparo e ensinamentos que me fizeram amadurecer perante a vida. Ao Dr. Rui Sales, professor e orientador, agradeço profundamente por ter me proporcionado a vivência e ensinamentos laboratoriais. Pelo apoio e oportunidades na construção do profissional que sou hoje, serei eternamente grato. A Dra. Andréia Mitsa Paiva Negreiros, coorientadora, agradeço por todos os conselhos e ajuda na fundamentação do meu conhecimento profissional.

Aos colegas do Laboratório de Fitopatologia II, agradeço profundamente pelo companheirismo, conversas, paciência, risos e apoios prestados, em especial a Naama, Elisângela, Allinny, Cynthia, Moisés, Sara e Liliana que tanto me ajudaram nesta jornada de conhecimentos e pesquisas.

A Marcos Bellini e toda a equipe TOPBiO – Sistemas Biológicos pelo apoio e ajuda prestados, que me ajudaram nesta jornada de conhecimentos e pesquisas. A meus amigos, Kewen, Fernando, Francilane, Darliane, Ana Vlândia e Raul por me ajudarem a passar pelos momentos estressantes com um sorriso no rosto e pelo companheirismo, vocês têm um lugar especial no meu coração.

RESUMO

O Brasil é um dos maiores produtores e exportadores de frutas do mundo, sendo o melão umas das cucurbitáceas mais cultivadas para exportação. A incidência de fungos fitopatogênicos nas áreas de plantio pode gerar perdas econômicas para a agroindústria. Dessa forma, se torna necessário o emprego de diferentes técnicas de manejo para o controle destes fitopatógenos. Este trabalho teve o objetivo de avaliar a eficiência de diferentes fungicidas e *Trichoderma* spp. sobre diferentes fitopatógenos radiculares em meloeiro. Foram realizados quatro ensaios. No primeiro, foi avaliada a patogenicidade de: *Ceratobasidium* sp. (Cs); *Fusarium falciforme* (Ff); *Macrophomina phaseolina* (Mp) e *Monosporascus cannonballus* (Mc) em meloeiro amarelo 'Natal', em casa de vegetação, em delineamento inteiramente casualizado (DIC): Todos os isolados apresentaram-se patogênicos, destacando-se o Ff, que apresentou as maiores severidade (SEV) (4.50) e incidência (INC) (100%), além de menores médias de comprimento (17.45 cm) de raiz, massa fresca e seca da raiz (1.54 e 42.78 g) e parte aérea (0.14 e 4.47 g), respectivamente. No segundo ensaio, foi avaliada, em DIC, a sensibilidade de oito isolados, sendo quatro fitopatógenos (Cs, Ff, Mp e Mc) e quatro espécies de *Trichoderma* (*T. asperellum*, *T. harzianum* e duas diferentes cepas de *T. longibrachiatum*) a quatro fungicidas [difenoconazol (Dif), fluazinam (Flua), fludioxonil (Flud) e procimidona (Proc)], em cinco concentrações do ingrediente ativo - i.a. (0,01; 0,1; 1; 10 e 100 mg/L) e testemunha absoluta, com cinco repetições por tratamento. Para os fungicidas Dif e Flua, Cs apresentou a menor sensibilidade com Concentração de Eficiência de 50% (EC₅₀) de 31.00 e 0.88 mg/L i.a., respectivamente. Para o Flud, Cs e *T. asperellum* apresentaram alta sensibilidade com EC₅₀ de 0.07 mg/L i.a. e baixa sensibilidade de *T. harzianum* e ambos *T. longibrachiatum*, com EC₅₀ acima do valor máximo de 100 mg/L avaliado. Para a Proc, *T. asperellum* apresentou EC₅₀ de 99 mg/L i.a. No terceiro ensaio, em DIC, foi realizado um ensaio de antagonismo em meio de cultura BDA, confrontando os isolados de *Trichoderma* (*T. asperellum*, *T. harzianum* e dois *T. longibrachiatum*) contra os fitopatógenos radiculares. Como resultado, em Ff e Mp, *T. longibrachiatum* demonstrou o menor potencial de inibição do desenvolvimento micelial (76.66% e 80.65%, respectivamente). Não houve diferença significativa entre as espécies dos antagonistas para inibição de Cs e Mc. No quarto ensaio, foram avaliados os efeitos de produtos à base de *Trichoderma* spp. na produção de melão amarelo 'Natal', utilizando delineamento em blocos casualizados (DBC), com seis tratamentos [quatro produtos biológicos – Quality, Supress-L, Trichodermil e TrichonemateMax, um fungicida sintético (Score) e um controle absoluto], com 10 repetições cada. Após 65 dias, as plantas foram coletadas, avaliando-se em laboratório a INC e SEV das doenças, o comprimento das plantas, peso fresco e seco das raízes, produtividade e reisolamento fúngico das raízes. Como resultado, para a INC e SEV constatou-se que os tratamentos utilizando produtos à base de *Trichoderma* spp. diferiram do controle absoluto, mas não apresentaram diferença significativa entre si, e o fungicida sintético não apresentou diferença significativa quando comparado com o produto biológico Supress-L. Não houve diferença estatística quanto ao comprimento das raízes entre os tratamentos testados; para a massa fresca e seca, os tratamentos biológicos não apresentaram diferença significativa entre si, mas diferiram do fungicida. Quanto à produtividade, não houve diferença significativa entre os tratamentos e o controle absoluto. No reisolamento fúngico, foram obtidos quatro gêneros de fitopatógenos do solo (*Fusarium* sp., *Macrophomina* sp., *Monosporascus* sp. e *Rhizoctonia* sp.) e *Trichoderma* (*T. asperellum* - Quality, *T. longibrachiatum* - Supress-L e *T. harzianum* - Trichodermil). Com esse estudo, propõe-se que o manejo combinado de produtos químicos e biológicos é uma forma positiva para se ter uma produção agrícola de qualidade e com baixo impacto ambiental.

Palavras-chave: Cucurbitáceas. Controle Biológico. Fungos habitantes do solo. Hypocreaceae.

ABSTRACT

Brazil is one of the largest fruit producers and exporters in the world, with melon being one of the most cultivated cucurbits for export. The incidence of phytopathogenic fungi in the plantation areas can generate economic losses for the agroindustry. Thus, it is necessary to use different management techniques to control these phytopathogens. This work aimed to evaluate the efficiency of different fungicides and *Trichoderma* spp. on different root phytopathogens in melon. Four essays were performed. In the first one, the pathogenicity of *Ceratobasidium* sp. (Cs); *Fusarium falciforme* (Ff); *Macrophomina phaseolina* (Mp) and *Monosporascus cannonballus* (Mc) in yellow melon 'Natal', in a greenhouse, in a completely randomized design, was evaluated: All isolates were pathogenic, highlighting Ff, which had the highest severity (SEV) (4.50) and incidence (INC) (100%), and the lowest average length (17.45 cm) of root, fresh and dry weight of the root (1.54 and 42.78 g) and shoot (0.14 and 4.47 g), respectively. In the second trial, in completely randomized design, it was evaluated the sensitivity of eight isolates, being four phytopathogens (Cs, Ff, Mp and Mc) and four *Trichoderma* species (*T. asperellum*, *T. harzianum* and two of *T. longibrachiatum*) to four fungicides [difenoconazole (Dif), fluazinam (Flua), fludioxonil (Flud) and procymidone (Proc)], in five concentrations of the active ingredient – a.i. (0.01; 0.1; 1; 10 and 100 mg/L) and absolute control, with five repetitions per treatment. For Dif and Flua fungicides, Cs showed the lowest sensitivity, with a 50% Efficiency Concentration (EC₅₀) of 31.00 and 0.88 mg/L a.i., respectively. For Flud, Cs and *T. asperellum* showed high sensitivity with EC₅₀ of 0.07 mg/L a.i. and low sensitivity of *T. harzianum* and both *T. longibrachiatum*, with EC₅₀ above the maximum value of 100 mg/L evaluated. For Proc, *T. asperellum* presented an EC₅₀ of 99 mg/L a.i. In the third test, in completely randomized design, an antagonism test was carried out in PDA culture medium, confronting *Trichoderma* (*T. asperellum*, *T. harzianum* and two isolates of *T. longibrachiatum*) against root phytopathogens. As a result, in Ff and Mp, *T. longibrachiatum* showed the lowest mycelial development inhibition potential (76.66% and 80.65%, respectively). There was no significant difference between antagonist species for Cs and Mc inhibition. In the fourth trial, the effects of products based on *Trichoderma* spp. in the production of 'Natal' yellow melon, using a randomized block design (DBC), with six treatments [four biological products – Quality, Supress-L, Trichodermil and TrichonemateMax, a synthetic fungicide (Score) and a control absolute], with 10 repetitions each. After 65 days, the plants were collected, and the INC and SEV of the diseases, plant length, fresh and dry weight of roots, productivity and fungal reisolation of the roots were evaluated in the laboratory. As a result, for INC and SEV it was found that treatments using products based on *Trichoderma* spp. differed from the absolute control, but showed no significant difference between them, and the synthetic fungicide showed no significant difference when compared with the biological product Supress-L. There was no statistical difference regarding the length of the roots between the tested treatments, as for fresh and dry mass, the biological treatments did not show any significant difference between them, but differed from the fungicide. As for productivity, there was no significant difference between treatments and absolute control. In fungal reisolation, four genera of soil phytopathogens were obtained (*Fusarium* sp., *Macrophomina* sp., *Monosporascus* sp. and *Rhizoctonia* sp.) and *Trichoderma* (*T. asperellum* - Quality, *T. longibrachiatum* - Supress-L and *T. harzianum* - Trichodermil). From this study, it is proposed that the combined management of chemical and biological products is a positive way to have quality agricultural production with low environmental impact.

Keywords: Cucurbits. Biological control. Soil-borne fungi. Hypocreaceae.

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1** Equação de regressão, coeficiente de determinação (R^2) e concentração de efeito médio (EC_{50}) de cada espécie fúngica. Para os fungicidas (A) difenoconazol, (B) fluazinam, (C) fludioxonil e (D) procimidona. y = ajustado com os valores de porcentagem da inibição do crescimento micelial (PIC) a concentrações de 0.01, 0.1, 1, 10 e 100 mg/L do i.a. por fungicida. EC_{50} = concentração calculada para 50% de inibição do crescimento micelial baseado da equação de regressão (mg/L). * Produto comercial TrichonemateMax. ** Produto comercial Supress-L..... 36
- Figura 2** Antagonismo in vitro de *Trichoderma* spp. sobre patógenos radiculares. A – D: *T. asperellum* (A: *Ceratobasidium* sp.; B: *F. falciforme*; C: *M. phaseolina*; D: *M. cannonballus*). E – H: *T. harzianum* (E: *Ceratobasidium* sp.; F: *F. falciforme*; G: *M. phaseolina*; H: *M. cannonballus*). I – L: *T. longibrachiatum* (TrichonemateMax) (I: *Ceratobasidium* sp.; J: *F. falciforme*; K: *M. phaseolina*; L: *M. cannonballus*). M - P: *T. longibrachiatum* (Supress-L) (M: *Ceratobasidium* sp.; N: *F. falciforme*; O: *M. phaseolina*; P: *M. cannonballus*)..... 38
- Figura 3** Esquematização de escalas de notas de severidade. Notas segundo Ambrósio et al. (2015), onde 0 = assintomático; 1 = menos de 3% dos tecidos infectados; 2 = 3-10% dos tecidos infectados; 3 = 11-25% dos tecidos infectados; 4 = 26-50% dos tecidos infectados; 5 = Mais de 50% dos tecidos infectados..... 40
- Figura 4** Frequência de isolamento fúngico em área experimental e gêneros associados as raízes do meloeiro, por tratamentos..... 43

LISTA DE TABELAS

Tabela 1	Isolados fúngicos de solo naturalmente infestado e produtos comerciais utilizados neste estudo.....	25
Tabela 2	Formulações e doses utilizadas em testes com mudas de melão.....	29
Tabela 3	Incidência e severidade de doenças em mudas de <i>Cucumis melo</i> ‘Natal’ por patógenos radiculares.....	31
Tabela 4	Efeito de infestação artificial de solo com patógenos em comprimento de raiz (CR) e aéreo (CA), massa fresca de raiz (MFR) e aéreo (MFA), e massa seca de raiz (MSR) e aéreo (MSA) de mudas de <i>Cucumis melo</i> ‘Natal’.....	33
Tabela 5	Porcentagem de Inibição de Crescimento (PIC) de fungicidas selecionados para espécies fúngicas.....	34
Tabela 6	Inibição do raio de crescimento micelial (%PICR) e atividade antagônica de <i>Trichoderma</i> spp. sobre fitopatógenos em ensaios de cultura dupla.....	39
Tabela 7	Efeito de infestação natural do solo com patógenos em Incidência e Severidade de doenças, Comprimento de Raiz (CR), Massa Fresca de Raiz (MFR), Massa Seca de Raiz (MSR) e Produtividade de Campo (PC) de mudas de <i>Cucumis melo</i> ‘Natal’.....	41

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO GERAL.....	13
2	REFERENCIAL TEÓRICO.....	15
2.1	Aspectos Gerais do Melão.....	15
2.2	Doenças no Meloeiro.....	16
2.2.1	<i>Fusarium</i> sp.....	17
2.2.2	<i>Rhizoctonia</i> sp.....	18
2.2.3	<i>Macrophomina</i> sp.....	19
2.2.4	<i>Monosporascus</i> sp.....	20
2.3	Controle de doenças.....	21
2.3.1	Controle Químico.....	21
2.3.2	Controle Biológico.....	22
2.3.2.1	<i>Trichoderma</i> spp.....	23
3	MATERIAL E MÉTODOS.....	25
3.1	Obtenção dos Isolados Fúngicos.....	25
3.2	Patogenicidade em Meloeiro.....	26
3.3	Sensibilidade <i>in vitro</i> de Isolados a Fungicidas.....	24
3.4	Antagonismo <i>in vitro</i> de Espécies de <i>Trichoderma</i> a Fitopatógenos.....	28
3.5	Controle Biológico Sobre Patógenos Radiculares em Campo.....	29
4	RESULTADOS.....	31
4.1	Patogenicidade em Meloeiro.....	31
4.2	Sensibilidade <i>in vitro</i> de Isolados a Fungicidas.....	34
4.3	Antagonismo <i>in vitro</i> de Espécies de <i>Trichoderma</i> a Fitopatógenos.....	37
4.4	Controle Biológico Sobre Patógenos Radiculares em Campo.....	39
5	DISCUSSÃO.....	43
6	CONCLUSÃO.....	50
	REFERÊNCIAS.....	51

1 INTRODUÇÃO GERAL

No Brasil, o agronegócio é um dos pilares da economia responsável pela geração de emprego e renda. Associado ao vasto território brasileiro, e a alta produtividade de seus cultivos, o País se tornou referência no sistema agrícola mundial, com a produção das mais variadas culturas distribuídas por todo o seu território. Apesar de ser uma olerícola-frutícola, o melão (*Cucumis melo* L.) é uma das frutas mais consumidas no mundo, sendo o Brasil o 12º maior produtor dessa fruta no *ranking* dos países produtores (FAO, 2019; SILVA JÚNIOR et al., 2020).

Dentro da família das Cucurbitáceas, o meloeiro é uma das culturas mais importantes por seu alto valor de mercado (nacional e internacional) e nutricional, havendo dentro desse grupo uma gama de variedades para o consumidor e qualidade agregada como: fatores visuais, genéticos e de resistência (biótica e abiótica). A importância mercadológica, e a sua diversidade, fez com que a sua espécie fosse dividida em dois grupos botânicos baseados em características genéticas, olfativas e de maturação/respiração: *C. melo* var. *inodorus* e *C. melo* var. *cantaloupensis* (KESH & KAUSHIK, 2021).

Em termos de produção, segundo o último levantamento da Organização de Alimentos e Agricultura das Nações Unidas (FAO), em 2019, a China se destaca como o maior produtor de melão do mundo com 13.541.452 toneladas produzidas, seguido da Turquia (1.777.059 t), Índia (1.266.000 t), Cazaquistão (1.041.153 t), Irã (854.090 t), Egito (742.570 t), EUA (705.040 t), Espanha (660.190 t), Guatemala (647.722 t), México (627.135 t), Itália (591.630 t) e Brasil (587.692 t) (FAO, 2019).

Segundo o Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, em 2019, no Brasil, foi colhido 587.692 t de melões em 22.127 hectares plantados, com um rendimento médio em toneladas por hectare (t/ha) de 26,56; gerando um valor bruto de produção em aproximadamente R\$ 578.666 milhões de reais (IBGE, 2019). Baseado no plantio, a região Nordeste concentra cerca de 97% da produção do melão brasileiro, com enfoque nos estados do Rio Grande do Norte, Ceará e Bahia (KIRST et al., 2021).

Mesmo com o avanço dos melhoramentos genéticos, dos manejos para impulsionar o sistema produtivo e confronto as adversidades (doenças e pragas), a cultura chega a perder parte de seu rendimento, ainda em campo, devido ao ataque de fitopatógenos habitantes do solo ou do sistema aéreo das plantas (KESH & KAUSHIK, 2021).

Dentre as doenças do sistema aéreo, as mais comuns são o oídio e o míldio, devido às condições de similaridades do desenvolvimento dos fungos causadores com as condições do

sistema produtivo do melão (BRANHAM et al., 2018). No solo, a incidência de patógenos fúngicos nativos gera diversos contratempos durante a produção agrícola, como em presença de *Rhizoctonia solani* Kühn, causador da “rizoconiose” ou “podridão radicular” levando ao tombamento precoce das plântulas (“*damping-off*”) (SALES JÚNIOR et al., 2015); a marcha de *Fusarium*, apodrecimento de caule e raízes causados por *F. oxysporum* (KESH & KAUSHIK, 2021), a podridão cinzenta e apodrecimento de raízes, causados pelas espécies do gênero *Macrophomina*, como *M. phaseolina* (NEGREIROS et al., 2019a), e até o declínio de ramas no melão causadas pelas espécies do gênero *Monosporascus*, ocasionando déficits econômicos ao produtor, devido à redução ou perda de áreas produtivas (SALES JÚNIOR et al., 2019).

Com a perspectiva de uma produção eficiente e de qualidade na cultura do meloeiro, é necessário o uso de diferentes tipos de manejo fitossanitário a fim de ter um maior controle sobre os fitopatógenos radiculares, resultando em um maior rendimento produtivo e retorno financeiro da colheita. Devido à versatilidade no modo de ação e aplicação, o uso do controle químico é um dos mais empregados na cultura do meloeiro, ainda que o seu uso em alguns casos venha a ser empregado conjuntamente com outros métodos alternativos, como a rotação de culturas, controle físico e biológico etc. (GASPAR et al., 2015; BELLE & FONTANA, 2018).

O controle biológico, como método alternativo, vem sendo empregado, nos últimos anos, como uma ferramenta na redução de manejos invasivos, que venham a gerar problemas ambientais, ou que possam atuar juntos a fim de se ter diferentes mecanismos de ação para atenuar problemas agrícolas decorrentes de fitopatógenos (YU et al., 2018). Tal manejo é constituído de diversos mecanismos de ação, como o caráter protetor na formação de biofilmes na raiz do cultivar, em processos de compostagem, ionização e biodisponibilidade de nutrientes, além da indução de resistência e o ataque a inimigos fúngicos ou bacterianos. O uso de espécies do gênero *Trichoderma* é muito empregado no controle de patógenos radiculares, devido sua presença natural no solo, características de resistência a estresses ambientais e a sua relação simbiótica a planta (SUTTON et al., 2016).

Nesse cenário, pesquisas com microrganismos antagonistas, em especial *Trichoderma* spp., podem proporcionar novas evidências científicas de seu comportamento, efetividade, sobrevivência e modo de ação sobre diferentes patógenos, engrandecendo, ainda mais, os dados já presentes sobre o gênero e sobre o seu trabalho no controle de fungos habitantes do solo. Assim, o presente trabalho teve como objetivo avaliar a eficiência de produtos comerciais sintéticos e de *Trichoderma* spp. sobre fitopatógenos radiculares em meloeiro.

2 REFERÊNCIAL TEÓRICO

2.1 Aspectos Gerais do Melão

O meloeiro está incluído na família Cucurbitaceae e caracteriza-se como uma espécie polimórfica, no qual seu centro de diversidade genética ainda não foi totalmente elucidado (CAVALCANTE NETO et al., 2020). Trata-se de uma espécie nativa prevalente em áreas de clima tropical e subtropical, muito comuns em países como: China, África, Índia, Brasil, Espanha e Bolívia, devido sua boa aclimação (BRANDÃO FILHO & VASCONCELOS, 1998; SALVIANO et. al., 2017).

De acordo com a classificação de Robinson e Decker-Walters (1997), *C. melo* divide-se em dois grupos botânicos: *C. melo* var. *inodorus* (inodoros e não-climatéricos) e *C. melo* var. *cantaloupensis* (aromáticos e climatéricos). Comercialmente, são divididos em “tipos” para facilitar a comunicação entre os diferentes agentes da cadeia do agronegócio. No Brasil, os tipos mais comercializados pertencem aos grupos botânicos: *inodorus* (Amarelo, Pele de Sapo e “Honeydew”) e *cantalupensis* (Cantaloupe, Gália e Charentais) (OLIVEIRA et. al., 2017; KESH & KAUSHIK, 2021).

A prática agrícola brasileira é resultado da combinação de fatores que engloba a abundância de recursos naturais, extensas áreas agricultáveis, temperatura e luminosidade, além de extensos investimentos em tecnologias produtivas, no qual fomentam o desenvolvimento econômico, uma vez que geram soluções aos problemas da produção agrícola e, dessa forma, são de fundamental importância para que esta cultura obtenha sucesso na produção (CARVALHO et al., 2019; CAVALCANTE NETO et al., 2020).

O melão é a segunda fruta mais exportada no Brasil, com cerca de 251.638 t no ano de 2019, ficando atrás somente da manga (CARVALHO et al., 2019). Já no ano de 2020, o Brasil se destacou com a exportação de 1.027 milhão de t de frutas frescas, dentre elas o melão, apresentando volume de 236.259 t, onde houve uma redução de aproximadamente 6,1% em relação ao ano anterior, decorrentes dos impactos na redução de área produtiva e mão de obra durante a pandemia no país (KIRST et al., 2021)

O Nordeste, em 2019, deteve cerca de 97% da produção do melão nacional, concentrados nos estados do Rio Grande do Norte, Ceará, Bahia, Pernambuco e Piauí (KIRST et al., 2021), do montante gerado no país, mais de 90% da produção é destinada à exportação (SALVIANO et. al., 2017; CAVALCANTE NETO et al., 2020).

Dentre dos tipos de melão, o Amarelo é um dos mais cultivados para a produção em campo, por ser rústico, ter boa conservação na pós-colheita/tempo de prateleira e no transporte a longas distâncias, além de possuir características de: casca amarela, polpa branco-creme, formato elíptico ou ovalado e resistência ao armazenamento em temperatura ambiente, tornando-se preferência para muitos produtores e consumidores (OLIVEIRA et al., 2017; SHEMBERGER et al., 2020).

O cultivo agrícola brasileiro está muito ligado a produção em campo, não apresentando restrições quando comparado ao cultivo protegido em casas de vegetação (VARGAS et al., 2021), que ligado a grande demanda produtiva para o mercado (nacional e internacional) gera o estabelecimento de uma monocultura em regiões de condições favoráveis a produção e, conseqüentemente, o estabelecimento de novos patógenos radiculares ou até o desenvolvimento da população nativa no solo, decaindo o rendimento agrícola por meio de doenças (NOGUEIRA et al., 2019).

2.2 Doenças no Meloeiro

O meloeiro em todas as fases de produção e armazenamento encontra-se constantemente com problemas de origem fitossanitária como: vírus, nematoides, bactérias, pragas e fungos. Embora as condições do Brasil, especialmente no semiárido, sejam favoráveis a produção, existem barreiras de adaptação que não foram completamente contornadas, como resistência a pragas e doenças (OLIVEIRA et al., 2017).

Nesse cenário, diversos fitopatógenos habitantes do solo têm se tornado limitantes ao cultivo do melão, compondo uma das maiores causas da queda de rendimento produtivo. Geralmente, esses fitopatógenos atuam de forma simultânea sobre o sistema radicular das plantas, podendo ocasionar a morte nas mesmas no momento inicial do seu ataque (tombamento de plântulas) ou nas últimas semanas antecessoras a colheita (ANDRADE et al., 2005; SALES JÚNIOR et al., 2019).

O crescimento exponencial do plantio associado a manejos irregulares, como o estabelecimento de monoculturas, possibilita fixação e adaptação de diferentes fitopatógenos ao solo (NOGUEIRA et al., 2019), no qual utilizam de hospedeiros intermediários, como ervas daninhas, para reprodução do micélio fúngico, além de produzirem estruturas de resistência característica do gênero, como: *Fusarium* sp., *Macrophomina* sp. e *Rhizoctonia* sp., que persistem no solo por meses ou até anos, independente das condições de temperatura

e pluviosidade, elevando o nível de mortalidade da cultura, bem como afetando diretamente o seu rendimento (SALES JÚNIOR et al., 2012; ALEANDRI et al., 2017).

Dentre os gêneros fúngicos mais incidentes na cultura do meloeiro relacionado a doenças radiculares, encontram-se: *Fusarium* sp., causando a fusariose e murcha de *Fusarium* (KESH & KAUSHIK, 2021), *Macrophomina* sp., com a podridão negra de caule e raízes (NEGREIROS et al., 2019a), *Rhizoctonia* sp., com rizoctoniose e o tombamento precoce (“*damping-off*”) das mudas (SALES JÚNIOR et al., 2015) e *Monosporascus* sp., com a podridão de raízes e declínio súbito das ramas (CAVALCANTE et al., 2020).

2.2.1 *Fusarium* sp.

Em relação a doenças radiculares, alguns gêneros nativos do solo são destaque nos mais diversos cultivos, como é o caso do *Fusarium*, que inicialmente foi caracterizado por meio de seus esporos em formato de meia lua, passando a ser definidos a nível de espécies por conceitos morfológicos, biológicos e atualmente, filogenéticos (SUMMERELL, 2019).

É um organismo saprófito, encontrado em matéria orgânica de forma endófitica ou epifítica, podendo ser disperso pelo ar, solo e/ou água (SANDOVAL-DENIS et al., 2018), é capaz de sobreviver por anos no solo e em restos culturais, formando estruturas de resistências comuns ao gênero, os clamidósporos (SALVIANO et. al., 2017).

O Gênero *Fusarium* apresenta um elevado número de espécies, e são capazes de se tornarem patógenos de plantas, além de colonizarem diferentes substratos causando uma série de doenças, dentre elas a murcha, podridão de caule e raiz etc. (DINOLFO et al., 2017). Outra forma de ação comum ao gênero é a produção e liberação de micotóxicos, sendo os tricotecenos a classe mais importante, podendo ser dividida em tipo A e B, além de outros diversos metabólitos característicos do sistema de defesa, como fumonisinas, fusarinas e ácido fusárico (DESJARDINS, 2007; DINOLFO et al., 2017).

Fusarium solani f. sp. *cucurbitae* é o causador da podridão do colo e das raízes no meloeiro, sendo uma doença de ocorrência comum na região do Nordeste (SALVIANO et. al., 2017). Outra espécie importante é o *F. oxysporum* f. sp. *radicis-cucumerinum*, capaz de causar podridão da coroa de *Fusarium*, além de murcha e até morte prematura em plantas de meloeiro, por meio do crescimento de hifas nos vasos xilemáticos e espaços intercelulares (ELKABETZ et al., 2016). *Fusarium falciforme* é uma outra espécie muito presente na cultura do meloeiro, em que Cardoso (2019), isolou o fitopatógeno de hastes de meloeiro sintomáticas em diferentes localidades (Icapuí-CE, Petrolina-PE e Inajá-PE), comprovando,

posteriormente, o potencial de patogenicidade dos isolados em diferentes culturas dentro da família das cucurbitáceas, dentre elas a abóbora. Recentemente, Silva (2020), relatou pela primeira vez a ocorrência de *F. falciforme* causando murcha e podridão de copa e raízes em plantas de melão no estado do Rio Grande do Norte, com destaque para os isolados CML 3926 e CML 3946 de origem geográfica de áreas produtoras de melão em Mossoró – RN, demonstrando médias de notas de patogenicidade variando entre 2 e 2.5. Em outro estudo, González et al. (2020) obtiveram a correlação planta-patógeno-doença, na Espanha, de mudas de *C. melo* com incidência de *F. falciforme* (*Neocosmopora falciforme*) na taxa de 45% em Valência, no sistema produtivo, com sintomas de murcha e amarelamento das folhas, apodrecimento do caule e raiz, levando ao colapso do plantio.

2.2.2 *Rhizoctonia* sp.

Relacionado ao gênero, as espécies de *Ceratobasidium* sp. são classificadas como organismos saprófitos, podendo atuar como fitopatógenos ou como fungos micorrízicos, são resistentes a adversidades, devido à presença de estruturas de resistências, os escleródios, além de possuírem fase anamórfica classificada como *Rhizoctonia* binucleada, com dois núcleos por células, apresentando proximidade genética a *R. solani*. Tal espécie contém 16 grupos de anastomose, vários subgrupos baseados em características culturais e frequência de anastomose. Mesmo sendo classificada como *Rhizoctonia* binucleada, o gênero *Ceratobasidium* possui poucas informações da etiologia associada aos mecanismos de doenças (MELO et al., 2018). Altas temperaturas e umidade relativa favorecem o estabelecimento e desenvolvimento de tal patógeno, sendo constante sua presença em áreas de climas tropical e subtropical, havendo incidência em plantas frutíferas e ornamentais (MELO et al., 2018).

Estudo realizado por Nischwiz et al. (2013), relataram a primeira incidência de *Ceratobasidium* sp. (GenBank – KC140583) em um dos membros da família das cucurbitáceas, *Citrullus lanatus* (melancia), causando apodrecimento, tombamento e morte prematura das mudas.

Rhizoctonia solani é um dos fitopatógenos mais comuns e incidentes no sistema agrícola brasileiro, podendo infectar sementes, raízes, frutos, folhas, colo e haste das plantas, gerando perdas consideráveis, como na cultura do pimentão, feijão (NAKATANI, 2006) e melão (SALES JÚNIOR et al., 2015). Ocasiona doenças com sintomas de murcha e queima

das folhas, lesões no hipocótilo e o tombamento das plântulas ou “*damping-off*” (MEDEIROS et al., 2015; SALES JÚNIOR et al., 2015).

Rhizoctonia solani é considerado um fitopatógeno monocíclico, reproduzindo-se somente uma vez durante a safra da cultura no qual está infestando, não havendo barreiras de infecção quanto a diferença de mono e dicotiledôneas. Dentro do gênero é utilizado como critério para identificação das espécies: as características morfológicas, microscópicas, genéticas (região ITS) e os grupos de anastomose (MELO et al., 2018).

2.2.3 *Macrophomina* sp.

As espécies do gênero *Macrophomina*, ascomiceto da família Botryosphaeriaceae, são organismos termotolerantes, necrotróficos, característico de fungos nativos do solo, altamente patogênico para diversas culturas, incluído o meloeiro. No entanto, este gênero possui ainda outros hospedeiros intermediários não cultiváveis, como ervas daninhas. Atualmente esse gênero contém mais de 800 hospedeiros diferentes (ROSSMAN & FARR, 2021). Possuem grande longevidade nos solos, principalmente devido a apresentarem estruturas de resistência (microescleródios) (DHINGRA & SINCLAIR, 1978; GUPTA et al., 2012; NEGREIROS et al., 2019a; NEGREIROS et al., 2020).

Dentre as enfermidades mais características ao ataque deste gênero está o “*Damping off*”, apodrecimento de raízes, sementes e caule, maturação precoce, redução do estande de plantas, declínio de ramas e queda da qualidade de sementes (GUPTA et al., 2012; NEGREIROS et al., 2020).

Baseado na distribuição global, existem diversas espécies de destaque: *M. phaseolina*, *M. pseudophaseolina* Crous, Sarr & Ndiaye (SARR et al., 2014), *M. euphorbiicola* Machado, Soares & Pereira (MACHADO et al., 2018), *M. limbalis* Syd. (1924), *M. phaseoli* Ashby (1927), *M. philippinensis* Petr. (1923), *M. Pseudeverniae* Etayo & Diederich (1966), *M. vaccinii* Zhang & Chao (2019) e *M. tecta* Vaghefi, Poudel & Shivas (2021). Com destaque ao primeiro (*M. phaseolina*), no qual possui caráter patogênico em hospedeiros tanto cultiváveis como não cultiváveis, enquadrando-se como a espécie mais agressiva dentro do gênero (NEGREIROS et al., 2019a; FARR & ROSSMAN, 2021).

Em pesquisa, Negreiros et al. (2019a), relatam que em áreas produtoras de melão na região Nordeste do Brasil, foi possível se verificar a associação de duas espécies de *Macrophomina* (*M. phaseolina* e *M. pseudophaseolina*) em ervas daninhas assintomáticas de *Trianthema portulacastrum* L. e *Boerhavia diffusa* L., no qual *M. phaseolina* se destacou na

severidade e incidência de doenças sobre mudas de melão com médias acima de 3.84 e 86%, respectivamente, quando comparado a *M. pseudophaseolina* com 0.22 e 10%.

2.2.4 *Monosporascus* sp.

Os fungos participantes do gênero *Monosporascus* são ascomicetos homotáticos (sem forma assexual definida), possuindo entre 1 e 6 ascósporos dentro de um asco (peritécio globoso), habitantes naturais no solo e resistentes a elevadas temperaturas (termofílico), tornando-os comuns em climas tropical e semitropical. São capazes de causar doenças como o declínio das ramas e podridão de raízes próximos ao período da colheita, impedindo a finalização do ciclo do cultivo ou que a fruta alcance as características de mercado, gerando queda do rendimento e sérias complicações econômicas (MEDEIROS et al., 2006; COHEN al., 2012; NEGREIROS et al., 2019b).

O ataque do gênero a diferentes culturas, como por exemplo: o meloeiro e a melancia, ao redor do mundo é classificado como complexo, pois seus sintomas podem ser derivados tanto da ação direta do patógeno, bem como das associações com outros patógenos habitantes naturais do solo (SALES JÚNIOR et al., 2018). Um dos fatores que facilita tal infestação é a capacidade de utilizar ervas daninhas como hospedeiros alternativos, garantindo sua permanência ou sobrevivência no solo. De acordo com Negreiros et al. (2019b), foram relatadas cinco novas espécies de *Monosporascus* [(*M. brasiliensis*, *M. caatinguensis*, *M. mossoroensis*, *M. nordestinus* e *M. semiaridus*) A. Negreiros, M. León, J. Armengol & R. Sales Júnior] em associação com *T. portulacastrum* e *B. diffusa* em áreas produtoras de cucurbitáceas.

Como principal representante do gênero, *M. cannonballus* Pollack & Uecker (1974) se destaca na importância agrícola, apresentando alta patogenicidade a diferentes culturas (SALES JÚNIOR et al., 2004; SALES JÚNIOR et al., 2010) e podendo atuar em hospedeiros alternativos, quando houver ausência do plantio primário, como é o caso da monocultura do melão no Brasil e seus períodos de entressafra e safra, respectivamente, possibilitando a permanência no solo e adaptação as variações bióticas e abióticas do ambiente em que está inserido (NEGREIROS et al., 2019b; SALES JÚNIOR et al., 2019; CAVALCANTE et al., 2021).

Em estudo, Sales Júnior et al. (2018), analisaram o potencial patogênico de dois isolados de *M. cannonballus* (CMM 2390 e CMM 3646) em diferentes culturas, mostrando a alta sensibilidade que a família da Cucurbitáceas possuem na presença do fitopatógeno, e

demonstrando o caráter de patogenicidade em outras culturas não pertencentes as cucurbitáceas como: *Zea mays* AG 7098 [milho], *Solanum lycopersicum* Santa Cruz [tomate], *Gossypium hirsutum* BRS 335 [algodão], *Sesamum indicum* G4 [sésamo] e *Sorghum bicolor* BRS Ponta Negra [sorgo]. Estando essa característica de infecção relacionada a variabilidade genética presente no gênero que o permite possuir graus de patogenicidade variados e específicos.

2.3 Controle de Doenças

O cultivo em campo é repleto de obstáculos como: condições edafoclimáticas, nutrição, e principalmente a alta incidência de doenças foliares e radiculares, em que existem grande variedade de fitopatógenos/doenças incidentes nas culturas, levando a altas perdas e desequilíbrio ecológico (SALES JÚNIOR et al., 2007).

Dentre as formas de controle convencionais, o Manejo Integrado de Pragas (MIP) possui técnicas que podem atuar juntos a fim de se possibilitar um cultivo adequado, no qual a manipulação genética para indução de resistência de plantas, rotatividade de culturas, controle químico, controle físico (solarização no solo e tratamentos térmicos no pós-colheita) e o controle biológico são muito utilizados, porém com limitações, não eliminando o fitopatógeno por inteiro, mas mitigando sua ação sobre o cultivar (SALES JÚNIOR et al., 2007; PIVONIA et al., 2010; BELLE & FONTANA, 2018).

2.3.1 Controle Químico

Dentro do MIP, o uso de agrotóxicos é o método de controle mais empregado, possuindo como princípio o uso de agentes químicos sintéticos formulados para atuar sobre fungos tanto na sua fase esporulativa, de resistência, germinativa e até hifas, causando efeitos fungicida ou fungistático (congelamento ou paralisia no metabolismo/crescimento) e fungicidas (morte) (TERAO et al., 2008). Seu emprego vai desde a semente até a fase de campo, tanto via aérea como terrestre (diretamente no sulco da planta), evitando o tombamento da plântula logo no início do ciclo (MUNKVOLD et al., 2014; GASPAR et al., 2015), sendo uma medida eficiente biológica e economicamente para os produtores, em meio a fitopatógenos agressivos e sistemáticos (TERAO et al., 2008; BARBOSA, TERAQ, BATISTA, 2010).

Devido a tecnologias, manejos e agentes de controle é possível produzir bem em solos e épocas desfavoráveis a cultura, no qual o uso do agente químico sintético é efetivo em baixas doses, apresentando, assim, um custo-benefício ao pequeno e grande produtor, sendo os produtos mais utilizados os pertencentes aos grupos químicos dos: triazóis, benzimidazóis, bisditiocarbamatos e imidas cíclicas (TERAO et al., 2008).

No Brasil, segundo o banco de dados do Agrofite (2021), existem registros de produtos para culturas com incidência de *Rhizoctonia* spp. (sorgo), *R. solani* (algodão e amendoim) e *M. phaseolina* (feijão), não possuindo registro para a cultura do meloeiro. Para *M. cannonballus* e *F. falciforme*, não há produtos químicos registrados para controle de tais patógenos em nenhuma cultura no Brasil (AGROFIT, 2021).

Segundo o Agrofite (2021), o produto SCORE[®] (difenoconazol, grupo químico dos triazóis) está registrado para uso na cultura do meloeiro no controle de *Didymella bryoniae*, na dose de 30 mL do produto comercial a cada 100 litros de água, com aplicação terrestre de 200 a 400 litros de volume de calda em até 4 vezes durante o ciclo da cultura. Os produtos Frowncide[®] (fluazinam, grupo químico dos fenilpiridinilamina) e Maxim[®] (fludioxonil, grupo químico dos fenilpirrol) não possuem registro para aplicação na cultura do meloeiro. O produto Sumilex 500 WP[®] (procimidona, grupo químico das dicarboximida) está registrado para uso na cultura do meloeiro no controle de *Didymella bryoniae*, na dose de 100 – 150g do produto comercial a cada 100 litros de água, com aplicação terrestre de 800 a 1000 litros por hectare de volume de calda em até 3 vezes durante o ciclo da cultura.

2.3.2 Controle Biológico

Segundo o conceito de Linnaeus (1976), todo organismo vivo possui um inimigo natural. Com isso, pode-se conceituar controle biológico como um fenômeno natural e processo de regulação de populações de organismos vivos (pragas, transmissores de doenças, vírus, bactérias e fungos causadores de doenças) através de inimigos naturais (FILHO & MACEDO, 2010) e/ou agentes de mortalidade biótica (macro- e microrganismos), buscando o equilíbrio do meio através de especificidade de alvos, efeito biótico e degradativo (BELLE & FONTANA, 2018).

A emergente prática junto a técnicas no MIP possibilita a agricultura com o uso reduzido de produtos químicos, mesmo apresentando alguns desafios como tipo de cultura, temperatura, clima, transferência de tecnologias, qualidade do produto, logística de

armazenamento, de transporte, processos de ação seletiva, legislação de registro e uso (PARRA, 2016).

A técnica do controle biológico divide-se entre macro e microbiológicos, sendo os agentes bacterianos e fúngicos os mais comuns entre os microrganismos empregados, com relação aos fungos, destaca-se espécies do gênero *Trichoderma*. Descrito inicialmente por Persoon em 1794, que comporta mais de 300 espécies, apresentando, normalmente, tolerância ao calor, ao estresse oxidativo, além de atuarem de forma simbiótica com a planta (EMBRAPA, 2018).

2.3.2.1 *Trichoderma* spp.

São fungos de atividade saprofítica, pertencentes ao filo Ascomycota, família Hypocreaceae, e que se nutrem de matéria orgânica presente no solo. O gênero apresenta fase assexuada. A formação de conídios em conidióforos, seguido da germinação dos esporos, caracteriza a fase assexual como a de maior importância biológica e comercial, por estar relacionado a fase em que há um efeito de controle sobre fitopatógenos (NASCIMENTO et al., 2016; GUIMARÃES & PAZ, 2019; BALARDIN, 2020).

Os mecanismos de ação do gênero sobre fitopatógenos podem se dá de forma direta como: o micoparasitismo, em que as hifas do patógeno são enoveladas em reação mediada por lecitinas, seguido de degradação da parede celular por enzimas líticas extracelulares (forma indireta) (quitinases, celulasas, hemicelulasas, glucanases e proteases), variando a enzima de espécie para espécie (CHET, 1992; LORITO et al, 1993; ZHANG et al., 2018).

A capacidade de produção de antibióticos de amplo espectro (antibiose), como gliotoxina, viridina, trichodermina, suzucacilina, alameticina e dermadina, interfere no desenvolvimento dos patógenos, tomada de território e nutrientes, assim como também há a produção metabólitos (voláteis e não voláteis) e indução da resistência sistêmica adquirida (SAR) (PUNJA & UTKHEDE, 2003; SANTOS et al., 2012; ZHANG et al., 2018).

Alguns participantes do gênero possuem a característica de promover o crescimento, induzindo o desenvolvimento de raízes laterais e a ionização de nutrientes rizosféricos, por meio da produção e liberação de sideróforos e permeases de carbono e nitrogênio (ORTIZ & GULART, 2017; EMBRAPA, 2018; BALARDIN, 2020). O modo de ação e grau de eficiência dependem de fatores bióticos e abióticos, em que estão associados a espécie de *Trichoderma*, de seu antagonista, o tipo de cultura empregado e as condições ambientais em

que estão inseridos (salinidade, condutividade elétrica, pH, temperatura e nutrientes) (ORTIZ & GULART, 2017).

Dentro da variedade que existe no gênero, as espécies que mais se destacam no mercado por apresentar boa adaptabilidade aos climas tropical e subtropical, que possuem temperaturas mais elevadas, e solos (arenoso e argiloso), além de boa eficiência no controle de fitopatógenos, são o *T. asperellum* sobre *R. solani* na cultura do algodão e *F. solani* no feijão; o *T. harzianum* sobre *R. solani* e *F. solani* na cultura do alface e feijão e *T. longibrachiatum* sobre *Rhizoctonia solani* na cultura do melão (ORTIZ & GULART, 2017).

Como relatado por Fonsêca Neto et al. (2016), em que testaram a eficiência da adubação verde, pela incorporação de crotalaria, juntamente com *T. harzianum*, sobre a sobrevivência de *Fusarium solani* na cultura do meloeiro e avaliaram que nos grupos experimentais com *Trichoderma*, houve diferença estatisticamente significativa, em UFC (Unidades Formadoras de Colônia), sobre a população de *F. solani* ($1,34 \times 10^4$) em comparação ao controle (solo inoculado com *F. solani*) utilizado ($3,31 \times 10^4$). Estando isso relacionado ao aumento da microbiota no vaso no tratamento com *T. harzianum* e a atividade antagonista da espécie na supressão do desenvolvimento do fitopatógeno.

Já Nascimento et al. (2016), experimentaram a ação de cepas de diferentes espécies de *Trichoderma* (*T. harzianum*, *T. longibrachiatum*, *T. viride*, *T. koningii* e *T. polysporum*) sobre o desenvolvimento de *Macrophomina phaseolina* e *Sclerotium rolfsii*, obtendo-se taxas acima de 50% de inibição do desenvolvimento (antagonismo) micelial.

Outros estudos relatam o uso do gênero *Trichoderma* sobre a inibição de fitopatógenos, como *Pythium* sp. (NASEBY et al, 2000; THRANE et al, 2000) e *Rhizoctonia* sp. (CÚNDOM et al, 2003) revelando a eficiência dos mecanismos de ação do gênero sobre seus antagonistas e o baixo desenvolvimento de possíveis resistências, sendo relacionado as variadas formas e vias de atuação, o que otimiza seu efeito no controle biológico.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Obtenção dos Isolados Fúngicos

Nesse estudo, quatro isolados fúngicos foram obtidos mediante isolamento de raízes de plantas sintomáticas, declínio de ramas, de meloeiro, produzidos em áreas comerciais (Tabela 1) localizadas em Inajá (PE - Pernambuco), Mossoró e Tibau (RN – Rio Grande do Norte).

A identificação dos isolados foi realizada pelo Centro Pluridisciplinar de Pesquisas Químicas, Biológicas e Agrícolas da Universidade Estadual de Campinas, no qual mediante inferência filogenética os isolados foram identificados como: *Ceratobasidium* sp. e *M. cannonballus* baseado nas sequências parciais da região ITS utilizando os *primers* ITS1/ITS4, já *F. falciforme* clado 3 do complexo *solani* foi identificado por base nas sequências parciais do fator de alongação (EF) usando os *primers* EF1/EF2 (CARBONE & KOHN, 1999). O isolado de *M. phaseolina* foi identificado por Negreiros et al. (2019a). Também foram utilizados quatro isolados de *Trichoderma* spp. (*T. asperellum*, *T. harzianum* e dois de *T. longibrachiatum*) obtidos de produtos comerciais (Tabela 1). Os oito isolados foram selecionados por cultivo monohifal, seguidos de preservação por dois métodos: ‘Castellani’ e substrato arenoso orgânico (MEDEIROS et al., 2015; GONÇALVES, ALFENAS & MAFIA, 2016). Todos os isolados foram postos para crescer em placas de Petri com meio de cultura batata dextrose ágar (BDA) a 25°C, no escuro, durante 7 dias.

Tabela 1 – Isolados fúngicos de solo naturalmente infestado e produtos comerciais utilizados neste estudo.

Espécies Fúngicas	Número de Cepa	Coordenadas Geográficas ¹
<i>Ceratobasidium</i> sp.	UFERSA 001 ⁴	4°58'46.5"S 37°25'23.2"W
<i>Fusarium falciforme</i>	UFERSA 002 ⁴	4°59'08.9"S 37°25'14.8"W
<i>Macrophomina phaseolina</i>	CMM 1556 ²	4°55'14.1"S 37°19'56.0"W
<i>Monosporascus cannonballus</i>	UFERSA 003 ⁴	8°51'31.8"S 37°48'19.6"W
Espécies Fúngicas	Número de Cepa	Produtos
<i>Trichoderma asperellum</i>	URM 5911	Quality
<i>Trichoderma harzianum</i>	ESALQ 1306	Trichodermil
<i>Trichoderma longibrachiatum</i>	CMIAT 236	Supress-L

Trichoderma longibrachiatum NA³TrichonemateMax

¹ Áreas de Coleta. ² CMM = Coleção de Culturas de Fungos Fitopatogênicos “Prof. Maria Menezes” da Universidade Federal Rural de Pernambuco (Recife, PE, Brasil). ³ Não disponível pelo fabricante. ⁴ Coleção de Culturas de Fungos Fitopatogênicos do Laboratório de Fitopatologia II da Universidade Federal Rural Semi-Árido (Mossoró, RN, Brasil).

3.2 Patogenicidade em Meloeiro

A patogenicidade dos isolados (*Ceratobasidium* sp., *F. falciforme*, *M. phaseolina* e *M. cannonballus*) foi realizada mediante infestação artificial em mistura (solo argiloso + Tropstrato HT Hortaliças[®]) na proporção de 2:1 v/v. A mistura foi previamente esterilizada a 120 °C por 60 min, três vezes consecutivas, com intervalos de 24 h (BEN SALEM et al., 2015). O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado (DIC) com 5 repetições por tratamento. O ensaio foi repetido duas vezes.

Os inóculos de *Ceratobasidium* sp., *F. falciforme* e *M. phaseolina* foram preparados segundo Songa et al. (1997), com modificações. Sementes de arroz com casca foram autoclavadas a 120 °C por 60 min, por duas vezes com intervalos de 24 h. Em seguida, cinco discos de cinco (5) mm dos isolados de cada espécie fúngica, crescidos em meio BDA foram adicionados aos erlenmeyer’s contendo as sementes de arroz esterilizadas e mantidos por 15 dias a 28 °C, com agitação diária. A infestação do solo se deu na proporção de quatro (4) grãos do inóculo para 2 kg de solo estéril. O tratamento controle foi composto na mesma proporção de grãos não inoculados.

M. cannonballus foi preparado segundo Bem Salem et al. (2015), com modificações. Sementes de trigo foram esterilizados a 120°C por 60 min, três vezes com intervalos de 24 h. Após o resfriamento, cinco discos de 8 mm de diâmetro de uma cultura pura do isolado foram adicionados aos erlenmeyer’s contendo as sementes de trigo esterilizadas e mantidos por 30 dias a 28 °C, com agitação diária. A infestação artificial se deu com aproximadamente 12 g do inóculo para 2 kg de solo estéril. O controle foi composto na mesma proporção de grãos não inoculados.

Após 10 dias de infestação de todos os inóculos em solo, mudas de meloeiro amarelo ‘Natal’ foram transplantadas para os vasos em casa de vegetação e mantidas a uma temperatura média de 27 – 35 °C, em condições naturais de luz e rega diária. As avaliações foram realizadas aos 50 dias após o transplântio das mudas, que foram cuidadosamente removidas dos vasos, lavadas em água corrente e levadas ao laboratório. A determinação da

incidência de doenças foi baseada na quantidade de plantas doentes sobre o total de plantas do ensaio, enquanto a severidade foi baseada em escalas de notas específicas para cada gênero dos isolados.

Para *M. phaseolina* e *F. falciforme* foi utilizado a escala de notas de acordo com Ambrósio et al. (2015), em que: 0 = tecidos assintomáticos; 1 = menos de 3% dos tecidos infectados; 2 = 3-10% dos tecidos infectados; 3 = 11-25% dos tecidos infectados; 4 = 26-50% dos tecidos infectados e 5 = mais de 50% dos tecidos infectados. Para *Ceratobasidium* sp. a escala de notas foi: 0 = ausência de sintomas; 1 = hipocótilo com pequenas lesões; 2 = hipocótilo com grandes lesões sem constrição; 3 = hipocótilo totalmente constricto, mostrando tombamento e 4 = tombamento de plântulas e/ou morte total das mesmas (NORONHA, MICHEREFF & MARIANO, 1995). Segundo Aegerter, Gordon & Davis (2000), a severidade em *M. cannonballus* foi avaliada sendo 0 = raízes sem sintomas; 1 = menos de 10% das raízes com leve descoloração ou lesões; 2 = descoloração ou podridão moderada, lesões atingindo 25 a 35% das raízes; 3 = lesões convergindo para 50% das raízes e morte das raízes secundárias e 4 = necrose generalizada das raízes ou planta morta.

Após a avaliação das raízes, foi realizado o reisolamento fúngico, a fim de se completar os postulados de 'Koch'. As raízes de meloeiro foram desinfestadas em solução de hipoclorito de sódio a 2% por 1 min, seguindo de duas lavagens em água destilada estéril. Posteriormente, sete fragmentos dos tecidos doentes das raízes foram dispostos em superfície de meio BDA + sulfato de estreptomicina (500 mg/L) em placas de Petri, e incubados a 28 °C por 7 dias, no escuro.

Uma ANOVA preliminar foi realizada para determinar se havia diferenças significativas entre as duas repetições do experimento e se os dados poderiam ser combinados. Os dados de Comprimento de Raiz (CR - cm), Massa Fresca (MFR - g) e Seca de Raiz (MSR - g), além de Comprimento Aéreo (CA - cm), Massa Fresca (MFA - g) e Seca da parte Aérea (MAS - g) foram analisados por meio do software Sisvar v. 5.6, por meio da aplicação de teste de normalidade por Shapiro-Wilk ($p > 0,05$) e teste de média com Tukey ($p < 0,05$). Para dados não paramétricos, incidência e severidade de doenças, foi utilizado o teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$) (FERREIRA, 2019).

3.3 Sensibilidade *in vitro* de Isolados a Fungicidas

Os ensaios foram realizados de acordo com metodologia descrita por Tonin et al. (2013), com modificações. Foram utilizados os oito isolados fúngicos (Tabela 1) confrontados

com quatro diferentes fungicidas: Difenconazol (Score, 25% g/L i.a., sistêmico, Syngenta Proteção de Cultivos Ltda.), Fluazinam (Frownicide 500 SC, 50% g/L i.a., contato, ISK Biosciences do Brasil Defensivos Agrícolas Ltda.), Fludioxonil (Maxim, 25% i.a., contato, Syngenta Proteção de Cultivos Ltda.) e Procimidona (Sumilex 500 WP, 50% i.a., sistêmico, Sumitomo Chemical Ltda.), em cinco concentrações do i.a. (0,01; 0,1; 1; 10 e 100 mg/L) acrescido de uma testemunha absoluta (0,00 mg/L), com cinco repetições por tratamento. O ensaio foi repetido duas vezes.

Discos de 8 mm de diâmetro de cultura pura dos isolados fúngicos foram adicionados no centro de placas de Petri contendo meio de cultura BDA com as diferentes concentrações dos fungicidas, seguido de incubação a 28 °C durante 7 dias. Os diâmetros das colônias foram medidos (cm) em duas direções perpendiculares, com base no tempo que as colônias do controle atingiram total desenvolvimento nas placas. Uma ANOVA preliminar foi realizada para determinar se haviam diferenças significativas entre as duas repetições do experimento e se os dados poderiam ser combinados. A determinação da EC₅₀ do PIC (Porcentagem de Inibição do Crescimento Micelial) (%) para cada combinação de fungicida e isolado fúngico se deu pelo software TableCurve 2D v.5.01 (Systat Software, Inc., San Jose, CA, USA), no qual se usa três e quatro parâmetros como modelo logístico com base na plotagem de valores transformados *probit* das concentrações de fungicidas e PIC (%), respectivamente.

3.4 Antagonismo *in vitro* de Espécies de *Trichoderma* a Fitopatógenos

Este ensaio avaliou o potencial antagônico de diferentes espécies de *Trichoderma* sobre patógenos radiculares, segundo Skidmore and Dickinson (1976), com modificações. Discos com 8 mm de diâmetro de culturas puras dos isolados (*Trichoderma* spp. e fitopatógenos) foram adicionados na borda e em lados opostos de placas de Petri contendo meio de cultura BDA, em distância de 1,5 cm da borda da placa, no qual foram incubados a 28 °C durante 7 dias. Os controles foram compostos por cultivo único de fitopatógenos. Para determinação do Potencial de Inibição do Crescimento Radial (PICR- em porcentagem), foram feitas medições do raio de desenvolvimento do micélio nas placas controle (R₁), seguida de medições do raio de desenvolvimento dos fitopatógenos nas placas com o antagonista (R₂), no qual foi utilizado a fórmula $PICR = (R_1 - R_2 / R_1) \times 100$.

O delineamento foi inteiramente casualizado com cinco repetições por tratamentos e três repetições do ensaio. Uma ANOVA preliminar foi realizada para determinar se havia diferenças significativas entre as três repetições do experimento e se os dados poderiam ser

combinados. O PICR foi determinado por meio de Teste de Tukey ($p < 0,05$) usando o software Sisvar v. 5.6 (FERREIRA, 2019) e notas de atividade antagonista com base em escala pré-estabelecida.

3.5 Controle Biológico Sobre Patógenos Radiculares em Campo

Os ensaios foram realizados em área experimental na fazenda Central da empresa Agrícola Famosa (04°51'59.40"S 37°19'40.40"W), Tibau, Rio Grande do Norte. Foram realizados três ensaios simultâneos em blocos casualizados, composto por cinco blocos, com seis tratamentos e 10 repetições por tratamento.

As aplicações dos tratamentos sobre a cultura do meloeiro amarelo 'Natal' foram determinadas com base na recomendação de cada produto (Tabela 2), em que foram utilizados quatro produtos à base de *Trichoderma* spp.: Quality (*T. asperellum*, 1×10^{10} UFC/g, Lallemand Plant Care), Supress-L (*T. longibrachiatum*, 1×10^9 conídios/mL, TOPBiO – Sistemas Biológicos), Trichodermil (*T. harzianum*, 2×10^9 conídios/mL, Koppert Biological Systems) e TrichonemateMax (*T. longibrachiatum*, 1×10^9 UFC/mL, BIOFUNGI – Indústria e Comércio de Defensivos Biológicos), um fungicida sintético: Score (Difenoconazol, 25% g/L i.a., sistêmico, Syngenta Proteção de Cultivos Ltda.) e um controle absoluto.

Tabela 2 – Formulações e doses utilizadas em testes com plantas de melão.

Tratamentos	Doses
Controle Absoluto	-
Quality	100 g/ha
Score	30 mL/100L água
Supress-L	5 kg/ha
Trichodermil	1 L/ha
TrichonemateMax	2 L/ha

O solo foi preparado com aração, seguido de gradagem, sulcamento em linhas de 1,8 m de distância. A adubação foi realizada pela incorporação de composto (15 t/ha) com enxada rotativa. As adubações de cobertura se deram por fertirrigação, com base na necessidade nutritiva da variedade. Mudanças de meloeiro amarelo 'Natal' foram transplantadas para solo após 12 dias da semeadura, em espaçamento de 0,35 m em cultivo adensado de 14.284 plantas/ha, contendo 2 plantas como bordadura entre tratamentos. O controle fitossanitário foi

realizado pela aplicação via aérea de inseticidas, semanalmente, para o controle de mosca branca e mosca minadora. Aos 65 dias após a sementeira, os frutos foram colhidos manualmente com auxílio objetos cortantes, em seguida foram contabilizados e pesados para se estimar a produtividade de campo (t/ha).

As plantas foram retiradas meticulosamente do solo, a fim de se evitar o rompimento do sistema radicular, ensacadas e transportadas para o Laboratório de Fitopatologia II na Universidade Federal Rural do Semi-Árido, Mossoró, Rio Grande do Norte. Onde foram lavadas em água corrente, fotografadas e avaliadas quanto as variáveis CR, MFR, MSR, incidência (%) e severidade de doenças, segundo escala de notas estabelecida por Ambrósio et al. (2015), em que: 0 = tecidos assintomáticos; 1 = menos de 3% dos tecidos infectados; 2 = 3-10% dos tecidos infectados; 3 = 11-25% dos tecidos infectados; 4 = 26-50% dos tecidos infectados e 5 = mais de 50% dos tecidos infectados.

O isolamento fúngico se deu com a desinfestação superficial do sistema radicular em hipoclorito de sódio a 2% por 1 minuto, seguindo de duas lavagens em água destilada estéril. 7 fragmentos dos tecidos aparentemente doentes foram dispostos em superfície de meio BDA + sulfato de estreptomicina (500 mg/L) em placas de Petri, incubados por 7 dias a 28 °C.

Foi realizada uma análise preliminar por ANOVA a fim de se determinar diferenças significativas entre os três ensaios e a viabilidade de se combinar os mesmos. Dados de CR, MFR e MSR, e produtividade de campo (toneladas/hectare) foram submetidos a análise pelo Teste de Tukey ($p < 0,05$) por meio do software Sisvar v. 5.6. Para dados não paramétricos, incidência e severidade de doenças, foi utilizado o teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$) (FERREIRA, 2019). A porcentagem de isolamento fúngico foi dado com base na quantidade de fungos por gênero sobre o total encontrado, por tratamento.

4. RESULTADOS

Os dados das repetições de todos os ensaios foram combinados devido à ausência de diferença significativa entre as repetições dos mesmos, com base na ANOVA ($p > 0,05$).

4.1 Patogenicidade em Meloeiro

Todos os isolados estudados apresentaram patogenicidade em mudas de meloeiro amarelo ‘Natal’, com diferenças significativas quando comparadas aos controles, em incidência ($\chi^2 = 59,00$) e severidade ($\chi^2 = 49,68$) de doenças. Para incidência da doença, todos os isolados testados apresentaram média de 100%, já para severidade o *F. falciforme* apresentou a maior média de notas de 4.5 (Tabela 3).

Tabela 3 – Incidência e severidade de doenças em mudas de *Cucumis melo* cv. ‘Natal’ por patógenos radiculares.

Tratamentos	Incidência (%)		Severidade	
	Rank ^{1,2}	Média (%) ³	Rank ^{1,2}	Média ³
Controle Absoluto ⁴	10.50 a	0.00 ± 0.00	10.50 a	0.00 ± 0.00
<i>Ceratobasidium</i> sp.	40.50 b	100.00 ± 0.00	37.20 b	2.70 ± 0.67
<i>Fusarium falciforme</i>	40.50 b	100.00 ± 0.00	52.85 b	4.50 ± 0.85
<i>Macrophomina phaseolina</i>	40.50 b	100.00 ± 0.00	33.35 b	2.20 ± 1.47
Controle Absoluto ⁵	10.50 a	0.00 ± 0.00	10.50 a	0.00 ± 0.00
<i>Monosporascus cannonballus</i>	40.50 b	100.00 ± 0.00	38.60 b	2.80 ± 0.42
χ^2		59.00		49.68

χ^2 = valores significativos de qui-quadrado pelo teste não paramétrico de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$); ¹ Valores seguidos da mesma letra nas colunas não apresentam diferença estatística entre si. ² Os dados são valores médios de dois experimentos, cada experimento com cinco repetições (vasos) por tratamento e uma planta por replica. ³ Valores de média ± erro padrão. ⁴ Controle com inóculo cultivado em arroz. ⁵ Controle com inóculo cultivado em trigo.

Em mudas de meloeiro, *F. falciforme* apresentou o menor CR (17.45 cm) dentre os patógenos radiculares ensaiados, causando também os menores valores de MFR (1.54g), MSR (0.14g), MFA (42.78 g) e MSA (4.47 g). Para MFR, *F. falciforme*, *M. phaseolina* e *Ceratobasidium* sp. apresentaram-se estatisticamente diferentes do controle. Não houve diferença estatística entre os isolados e os controle para MSR, mesmo *F. falciforme* apresentando a menor média (0.14 g). Não houve diferença significativa entre os

comprimentos das partes aéreas (CA - cm) entre fitopatógenos e controles. Para MFA e MSA, *F. falciforme* diferiu estatisticamente do controle utilizado (Tabela 4).

Tabela 4 – Efeito de infestação artificial de solo com patógenos em comprimento de raiz (CR) e aéreo (CA), massa fresca de raiz (MFR) e aéreo (MFA), e massa seca de raiz (MSR) e aéreo (MSA) de mudas de *Cucumis melo* cv. ‘Natal’.

Tratamentos	CR ^{1,2} (cm)	MFR ^{1,2} (g)	MSR ^{1,2} (g)	CA ^{1,2} (cm)	MFA ^{1,2} (g)	MSA ^{1,2} (g)
Controle Absoluto ⁴	32.05 ± 12.32 a	4.42 ± 1.75 a	0.28 ± 0.09 ab	135.60 ± 34.39 a	78.23 ± 12.62 ab	9.64 ± 2.21 ab
<i>Ceratobasidium</i> sp.	25.35 ± 5.26 ab	2.51 ± 1.28 b	0.22 ± 0.11 ab	135.45 ± 26.59 a	62.39 ± 16.20 bc	6.87 ± 2.02 bc
<i>Fusarium falciforme</i>	17.45 ± 7.03 b	1.54 ± 0.76 b	0.14 ± 0.08 b	111.80 ± 15.02 a	42.78 ± 21.57 c	4.47 ± 2.22 c
<i>Macrophomina phaseolina</i>	26.15 ± 7.56 ab	2.50 ± 0.88 b	0.24 ± 0.10 ab	127.40 ± 30.46 a	73.83 ± 17.93 ab	7.33 ± 2.74 b
Controle Absoluto ⁵	30.75 ± 8.38 a	4.38 ± 0.99 a	0.34 ± 0.16 a	130.70 ± 22.95 a	89.53 ± 23.49 a	10.27 ± 1.32 a
<i>Monosporascus cannonballus</i>	27.90 ± 8.05 a	2.77 ± 1.77 ab	0.24 ± 0.16 ab	122.20 ± 19.50 a	68.27 ± 15.00 ab	8.48 ± 2.14 ab
CV (%) ³	18.49	23.08	20.13	20.18	26.30	17.42

¹ Valores seguidos da mesma letra nas colunas não apresentam diferença estatística entre eles. ² Os dados são valores médios de dois experimentos ± erro padrão, cada experimento com cinco repetições (vasos) por tratamento e uma planta por replicação. ³ CV (%) = coeficiente de significância da variação de valores pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. ⁴ Controle com inóculo cultivado em arroz. ⁵ Controle com inóculo cultivado em trigo.

4.2 Sensibilidade *in vitro* de Isolados a Fungicidas

Pode-se observar na Tabela 5, para o fungicida Difenconazol, na dose de 0.01 mg/L, que *F. falciforme* (33.77 ± 10.77) e *T. harzianum* (33.93 ± 13.91) diferiram estatisticamente dos demais isolados estudados, sendo os mais sensíveis para o ingrediente ativo. Já na dose de 0.1 mg/L, *F. falciforme* (50.13 ± 3.94) apresentou a maior sensibilidade e na dose de 1 mg/L, *F. falciforme* (83.14 ± 2.07) e *T. longibrachiatum*** (77.89 ± 3.43) se destacaram com o menor desenvolvimento micelial.

Tabela 5 – Porcentagem de Inibição de Crescimento (PIC) de fungicidas selecionados para espécies fúngicas.

Espécies Fúngicas	Difenconazol				
	PIC (%) ^b				
	Doses (mg.L ⁻¹)				
	0.01	0.1	1	10	100
<i>Ceratobasidium</i> sp.	0.00 ± 0.00 c	0.00 ± 0.00 c	8.78 ± 1.82 e	32.78 ± 1.24 c	62.55 ± 1.99 c
<i>Fusarium falciforme</i>	33.77 ± 10.77 a	50.13 ± 3.94 a	83.14 ± 2.07 a	100.00 ± 0.00 a	100.00 ± 0.00 a
<i>Macrophomina phaseolina</i>	17.22 ± 3.42 b	24.03 ± 0.82 c	38.89 ± 3.26 d	78.61 ± 2.37 b	89.03 ± 1.68 b
<i>Monosporascus cannonballus</i>	0.00 ± 0.00 c	0.00 ± 0.00 c	64.00 ± 3.37 c	86.89 ± 2.85 b	100.00 ± 0.00 a
<i>Trichoderma asperellum</i>	12.44 ± 27.16 b	22.19 ± 7.92 c	59.81 ± 4.10 c	87.65 ± 1.96 b	88.28 ± 0.78 b
<i>Trichoderma harzianum</i>	33.93 ± 13.91 a	39.89 ± 9.22 b	65.11 ± 3.99 c	88.30 ± 16.01 ab	94.73 ± 11.77 ab
<i>Trichoderma longibrachiatum</i> *	0.00 ± 0.00 c	0.00 ± 0.00 c	71.67 ± 1.84 b	90.00 ± 0.00 ab	90.00 ± 0.00 b
<i>Trichoderma longibrachiatum</i> **	0.00 ± 2.49 c	0.00 ± 0.00 c	77.89 ± 3.43 ab	100.00 ± 0.00 a	100.00 ± 0.00 a
CV (%) ^a	22.62	26.58	5.31	7.07	4.72
	Fluazinam				
<i>Ceratobasidium</i> sp.	0.00 ± 0.00 e	17.56 ± 5.96 f	51.11 ± 1.18 e	67.11 ± 2.20 f	67.67 ± 1.00 f
<i>Fusarium falciforme</i>	59.97 ± 4.11 a	89.59 ± 0.57 b	100.00 ± 0.00 a	100.00 ± 0.00 a	100.00 ± 0.00 a
<i>Macrophomina phaseolina</i>	60.70 ± 5.68 a	84.17 ± 1.49 b	88.89 ± 0.00 b	89.58 ± 0.46 b	90.69 ± 0.46 b
<i>Monosporascus cannonballus</i>	51.11 ± 2.91 b	100.00 ± 0.00 a	100.00 ± 0.00 a	100.00 ± 0.00 a	100.00 ± 0.00 a
<i>Trichoderma asperellum</i>	11.30 ± 6.16 cd	44.47 ± 5.53 e	71.48 ± 1.65 d	77.20 ± 2.05 d	79.43 ± 1.88 d
<i>Trichoderma harzianum</i>	12.22 ± 1.57 c	51.33 ± 2.56 de	71.78 ± 2.34 d	73.62 ± 2.85 e	73.62 ± 1.00 e
<i>Trichoderma longibrachiatum</i> *	3.67 ± 3.15 de	68.00 ± 2.79 c	82.67 ± 1.20 c	85.00 ± 1.41 c	86.89 ± 0.49 c
<i>Trichoderma longibrachiatum</i> **	1.78 ± 3.97 e	58.90 ± 9.44 d	83.00 ± 0.30 c	86.56 ± 0.46 bc	87.33 ± 1.32 c
CV (%) ^a	15.68	6.83	1.45	1.85	1.15
	Fludioxonil				
<i>Ceratobasidium</i> sp.	0.00 ± 0.00 e	69.55 ± 0.91 b	91.11 ± 0.00 a	100.00 ± 0.00 a	100.00 ± 0.00 a
<i>Fusarium falciforme</i>	78.14 ± 2.86 a	100.00 ± 0.00 a	100.00 ± 0.00 a	100.00 ± 0.00 a	100.00 ± 0.00 a
<i>Macrophomina phaseolina</i>	27.36 ± 4.79 b	75.69 ± 3.97 b	88.89 ± 0.39 a	95.00 ± 5.00 a	100.00 ± 0.00 a

<i>Monosporascus cannonballus</i>	71.56 ± 2.70 a	100.00 ± 0.00 a	100.00 ± 0.00 a	100.00 ± 0.00 a	100.00 ± 0.00 a
<i>Trichoderma asperellum</i>	12.38 ± 2.83 cd	58.30 ± 2.74 c	62.23 ± 16.19 b	74.94 ± 6.36 b	80.06 ± 6.73 b
<i>Trichoderma harzianum</i>	10.22 ± 5.32 cd	17.78 ± 12.71 de	26.67 ± 5.06 c	32.00 ± 10.73 c	44.89 ± 2.40 c
<i>Trichoderma longibrachiatum</i> *	13.89 ± 2.55 c	21.00 ± 1.73 d	22.11 ± 2.34 c	28.89 ± 11.76 c	38.11 ± 13.82 c
<i>Trichoderma longibrachiatum</i> **	7.22 ± 1.67 d	9.22 ± 2.03 e	26.67 ± 9.44 c	22.89 ± 0.72 c	23.00 ± 4.17 d
CV (%) ^a	11.74	8.70	10.68	9.13	7.77
Procimidona					
<i>Ceratobasidium</i> sp.	0.00 ± 0.00 c	0.00 ± 0.00 c	7.44 ± 3.01 d	80.11 ± 1.59 b	82.11 ± 1.68 b
<i>Fusarium falciforme</i>	28.87 ± 6.15 a	34.00 ± 2.73 a	36.63 ± 2.12 b	72.08 ± 1.40 bc	76.54 ± 1.21 bc
<i>Macrophomina phaseolina</i>	0.00 ± 0.00 c	0.00 ± 0.00 c	67.55 ± 9.22 a	100.00 ± 0.00 a	98.78 ± 2.73 a
<i>Monosporascus cannonballus</i>	0.00 ± 0.00 c	0.00 ± 0.00 c	0.00 ± 0.00 c	52.33 ± 3.59 de	66.67 ± 2.69 c
<i>Trichoderma asperellum</i>	5.70 ± 4.30 b	18.36 ± 9.29 b	22.93 ± 8.19 c	60.16 ± 3.19 cd	79.44 ± 11.81 bc
<i>Trichoderma harzianum</i>	0.00 ± 0.00 c	0.00 ± 0.00 c	3.04 ± 1.13 d	38.22 ± 14.13 e	41.67 ± 8.14 d
<i>Trichoderma longibrachiatum</i> *	0.00 ± 0.00 c	0.00 ± 0.00 c	0.00 ± 0.00 c	56.89 ± 11.41 d	67.78 ± 5.37 bc
<i>Trichoderma longibrachiatum</i> **	0.00 ± 0.00 c	0.00 ± 0.00 c	0.00 ± 0.00 c	56.22 ± 9.05 d	76.78 ± 13.00 bc
CV (%) ^a	27.98	22.33	26.56	11.49	9.86

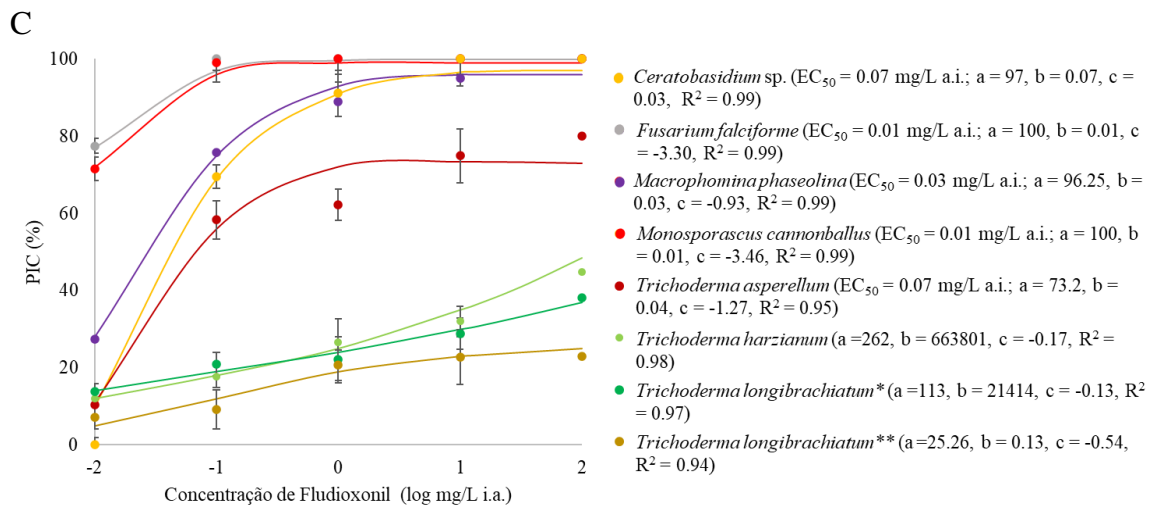
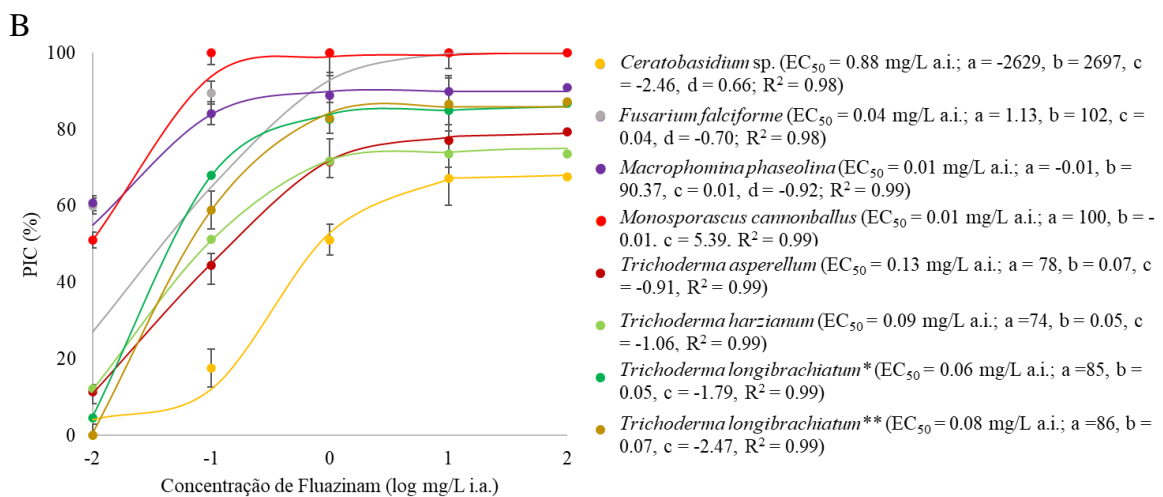
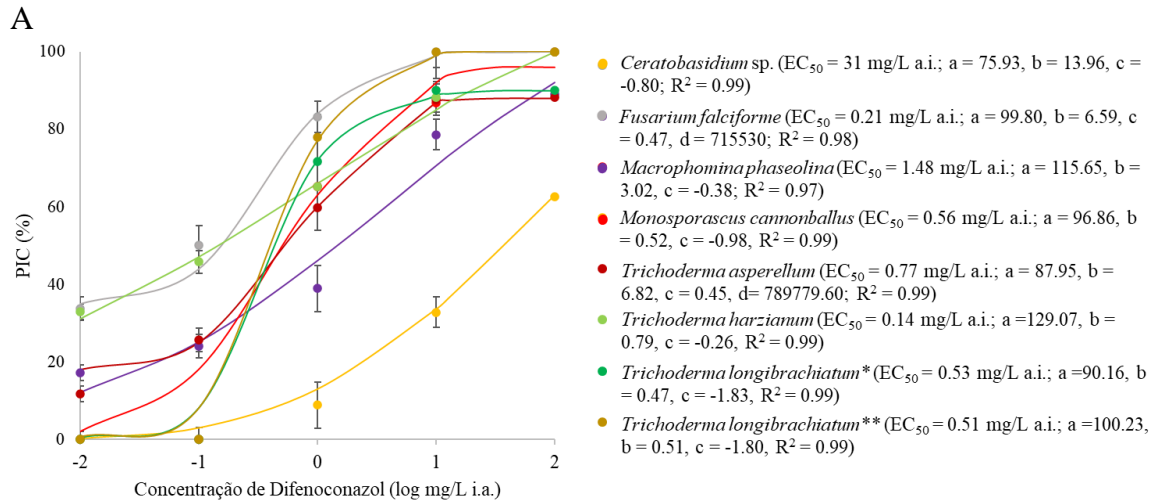
^a CV (%): Coeficiente de Variação. ^b Médias de dois experimentos ± erro padrão, valores com mesma letra em coluna não são significativamente diferentes de acordo com o teste de Tukey a 5% de probabilidade. * Produto comercial TrichonemateMax. ** Produto comercial Supress-L.

Com o Fluazinam na dose de 0.01 mg/L, *F. falciforme* (59.97 ± 4.11) e *M. phaseolina* (60.70 ± 5.68) apresentaram alta sensibilidade com a inibição do desenvolvimento micelial *in vitro* e diferença estatística quando comparado aos demais isolados. Na dose de 0.1 mg/L houve inibição de 100% de *M. cannonballus*, e para 1 mg/L os isolados de *F. falciforme* e *M. cannonballus* se destacaram dos demais, apresentando PIC de 100%.

Para o Fludioxonil, na dose de 0.01 os isolados de *F. falciforme* (78.14 ± 2.86) e *M. cannonballus* (71.56 ± 2.70) apresentaram diferença significativa em relação aos demais isolados, assim como na dose de 0.1 mg/L com 100% de inibição para ambos. Na dose de 1 mg/L, as maiores taxas inibitórias foram com *F. falciforme* (100.00 ± 0.00), *M. cannonballus* (100.00 ± 0.00) e *M. Phaseolina* (88.89 ± 0.39). Com Procimidona, *F. falciforme* apresentou alta sensibilidade na inibição do crescimento micelial nas doses de 0.01 (28.87 ± 6.15) e 0.1 mg/L (34.00 ± 2.73) com diferença estatística relativa aos demais isolados. E na dose de 1 mg/L, *M. phaseolina* foi diferente estatisticamente dos demais com 67.55 ± 9.22 (%) de inibição do crescimento micelial.

Equações de quatro parâmetros foram utilizados para se calcular os EC₅₀ decorrentes da interação de cada fungicida com os diferentes isolados, no qual o efeito dose-dependência pode ser visualizado na Gráfico 1. A variação de EC₅₀ para Difenconazol foi entre 0.14 a 31

mg/L, para Fluazinam foi 0.01 a 0.88 mg/L, Procimidona de 2.31 a 99 mg/L e Fludioxonil entre 0.01 a 0.07 mg/L, apresentando, este último, valores acima do limite máximo de concentração analisada para *T. harzianum* e ambos *T. longibrachiatum*.



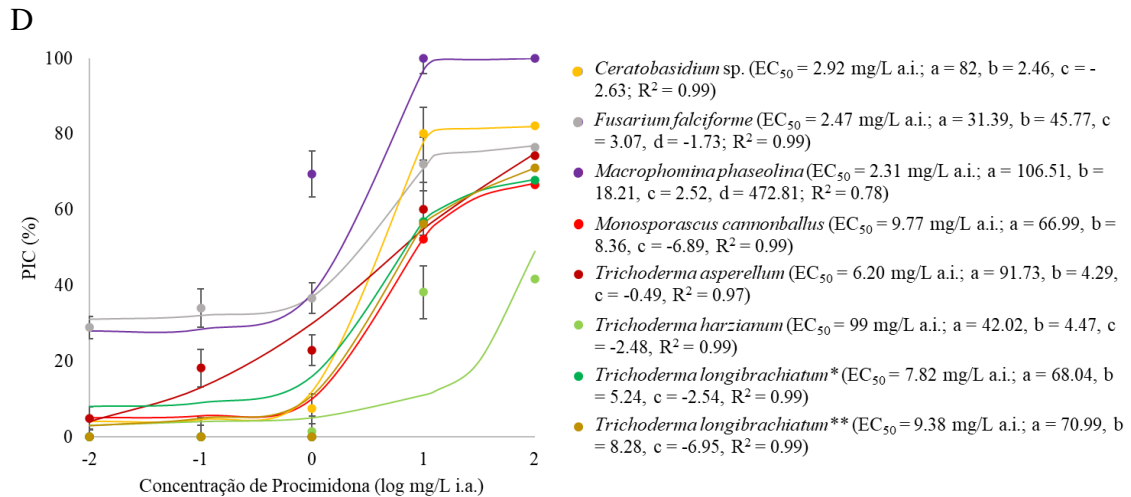


Figura 1. Equação de regressão, coeficiente de determinação (R^2) e concentração de efeito médio (EC_{50}) de cada espécie fúngica. Para os fungicidas (A) difenoconazol, (B) fluazinam, (C) fludioxonil e (D) procimidona. y = ajustado com os valores de porcentagem da inibição do crescimento micelial (PIC) a concentrações de 0.01, 0.1, 1, 10 e 100 mg/L do i.a. por fungicida. EC_{50} = concentração calculada para 50% de inibição do crescimento micelial baseado da equação de regressão (mg/L). * Produto comercial TrichonemateMax. ** Produto comercial Supress-L.

4.3 Antagonismo *in vitro* de Espécies de *Trichoderma* a Fitopatógenos

O método de antagonismo *in vitro* mostrou altas médias de inibição do crescimento micelial dos quatros diferentes patógenos radiculares quando em presença dos isolados de *Trichoderma* spp. (Tabela 6). Por meio do teste de médias de Tukey ($p < 0,05$), pode-se evidenciar as diferenças estatísticas existentes entres os antagonistas e suas interações com os patógenos radiculares.

Tabela 6 – Inibição do raio de crescimento micelial (PICR%) e atividade antagônica de *Trichoderma* spp. sobre fitopatógenos em ensaios de cultura dupla.

Espécies de <i>Trichoderma</i>	<i>Ceratobasidium</i> sp. ^b		<i>Fusarium falciforme</i> ^b		<i>Macrophomina phaseolina</i> ^b		<i>Monosporascus cannonballus</i> ^b	
	PICR%	Atividade Antagônica*	PICR%	Atividade Antagônica*	PICR%	Atividade Antagônica*	PICR%	Atividade Antagônica*
<i>T. asperellum</i>	80.42 ± 0.41 a	3.80 a	88.16 ± 0.00 a	4.00 a	81.66 ± 0.26 ab	3.93 a	80.88 ± 0.35 a	3.86 a
<i>T. harzianum</i>	72.09 ± 0.82 a	3.33 a	85.93 ± 0.00 a	4.00 a	87.51 ± 0.00 a	4.00 a	83.15 ± 0.41 a	3.80 a
<i>T. longibrachiatum</i> *	79.93 ± 0.46 a	3.73 a	76.66 ± 0.52 b	3.53 b	80.65 ± 0.35 b	3.86 a	84.09 ± 0.35 a	3.86 a
<i>T. longibrachiatum</i> **	81.14 ± 0.51 a	3.60 a	88.16 ± 0.00 a	4.00 a	86.35 ± 0.00 ab	4.00 a	82.82 ± 0.00 a	4.00 a
CV (%) ^a	15.44	15.79	6.33	6.65	7.59	5.52	7.11	8.33

^a CV (%): Coeficiente de Variação. ^b Médias de três experimentos ± erro padrão, valores com mesma letra em coluna não são significativamente diferentes de acordo com o teste de Tukey a 5% de probabilidade. * Produto comercial TrichonemateMax. ** Produto comercial Supress-L.* Escala de atividade antagônica segundo Korsten (1995), onde 0 = sem inibição do crescimento, 1 = 1 a 25% de inibição, 2 = 25% a 50%, 3 = 50% a 75% e 4 = 75% a 100%. Todos os dados de PICR% representam médias de três ensaios independentes

±

desvio

padrão.

Para *F. falciforme*, *T. longibrachiatum** se diferenciou estatisticamente das demais espécies de antagonista para a variável PICR%, apresentando média de inibição menor (76.66 ± 0.52). Para *M. phaseolina* houve diferença estatística entre *T. harzianum* (87.51 ± 0.00) e *T. longibrachiatum** (80.65 ± 0.35), não havendo diferença entre os antagonistas (*T. asperellum*, *T. harzianum*, *T. longibrachiatum** e *T. longibrachiatum***). Para *M. cannonballus* e *Ceratobasidium* sp. não houve diferença significativa para as espécies de *Trichoderma* avaliadas (Tabela 6). Na atividade antagônica para *F. falciforme*, *T. longibrachiatum** diferiu estatisticamente das demais espécies estudadas, apresentando menor média (3,53). A atividade antagônica das espécies de *Trichoderma* para *M. phaseolina*, *M. cannonballus* e *Ceratobasidium* sp. não apresentou diferença estatística entre os tratamentos.

4.4 Controle Biológico Sobre Patógenos Radiculares em Campo

Os tratamentos em plantas de meloeiro amarelo ‘Natal’ apresentaram diferenças significativas quando comparadas ao controle, na incidência ($\chi^2 = 91.45$) e severidade ($\chi^2 = 128.14$) de doenças. Houve 97.33% de incidência de doenças no controle absoluto, além da média de escala de notas, estabelecida por Ambrósio et al. (2015) (Figura 2), de 3.88 para severidade de doenças no mesmo grupo (Tabela 7).



Figura 2 - Esquematização de escalas de notas de severidade. Notas segundo Ambrósio et al. (2015), onde 0 = assintomático; 1 = menos de 3% dos tecidos infectados; 2 = 3-10% dos tecidos infectados; 3 = 11-25% dos tecidos infectados; 4 = 26-50% dos tecidos infectados; 5 = Mais de 50% dos tecidos infectados.

Tabela 7 – Efeito de infestação natural do solo com patógenos em Incidência e Severidade de doenças, Comprimento de Raiz (CR), Massa Fresca de Raiz (MFR), Massa Seca de Raiz (MSR) e Produtividade de Campo (PC) de mudas de meloeiro ‘Natal’.

Tratamentos	Incidência (%)		Severidade	
	Rank ^{1,2}	Média (%) ³	Rank ^{1,2}	Média ³
Controle Absoluto	319.50 c	97.33 ± 16.22	358.19 c	3.88 ± 1.24
Quality	190.50 a	40.00 ± 49.32	173.98 a	1.03 ± 1.42
Score	256.50 b	69.33 ± 46.42	254.65 b	2.25 ± 1.66
Supress-L	208.50 ab	48.00 ± 50.29	206.85 ab	1.56 ± 1.85
Trichodermil	214.50 ab	50.67 ± 50.33	194.09 a	1.32 ± 1.57
TrichonemateMax	163.50 a	28.00 ± 45.20	165.25 a	0.95 ± 1.70
χ^2	91.45		128.14	
	CR ^{1,2} (cm)	MFR ^{1,2} (g)	MSR ^{1,2} (g)	PC ^{1,2} (t)
Controle Absoluto	18.75 ± 4.57 b	9.90 ± 3.35 c	0.68 ± 0.25 c	49,52 ± 5.95 a
Quality	22.21 ± 6.00 a	12.24 ± 5.53 b	0.76 ± 0.27 bc	45,71 ± 7.56 a
Score	24.23 ± 5.33 a	14.67 ± 5.96 a	1.04 ± 0.30 a	53,33 ± 8.73 a
Supress-L	23.08 ± 6.15 a	11.34 ± 3.85 bc	0.84 ± 0.31 b	52,38 ± 10.82 a
Trichodermil	22.05 ± 6.93 a	12.55 ± 4.90 b	0.82 ± 0.29 b	44,76 ± 5.95 a
TrichonemateMax	21.76 ± 5.91 a	11.03 ± 4.00 bc	0.75 ± 0.27 bc	50,47 ± 8.73 a
CV(%)⁴	26.24	30.91	34.91	16.48

χ^2 = valores significantes de qui-quadrado por teste não paramétrico de Kruskal–Wallis ($p < 0.05$); ¹ Valores seguidos da mesma letra nas colunas não apresentam diferença estatística entre eles. ² Os dados são valores médios de três experimentos, cada experimento com cinco repetições por tratamento e uma planta por replica. ³ Média ± erro padrão. ⁴ CV(%) – coeficiente de variação de valores por teste de Tukey a 5% de probabilidade.

O controle absoluto se apresentou, na incidência, estatisticamente diferente dos demais tratamentos utilizados, não havendo diferença estatística entre Score, Supress-L e Trichodermil. Na severidade de doenças, não houve diferença estatística entre Score e Supress-L, quando comparados ao controle absoluto.

A menor média de CR (18.75cm) avaliada foi no controle absoluto, no qual também foi observado para MFR (9.90g) e MSR (0.68g). Estatisticamente, para CR, somente o controle absoluto apresentou diferença quando comparado aos demais tratamentos. Em MSR e MFR, houve diferença estatística entre o Score, com média maior (14.67g e 1.04g, respectivamente), e o restante dos tratamentos. Não houve diferença significativa entre tratamentos para produtividade de campo em toneladas por hectare, como observado na Tabela 7.

Com base na Gráfico 2, quatro gêneros de patógenos radiculares de grande importância agrícola foram obtidos: *Macrophomina* sp. foi obtido em taxas de 35%, 6%, 36%, 24%, 19% e 22% para o Controle Absoluto, Quality, Score, Supress-L, Trichodermil e TrichonemateMax, respectivamente. *Rhizoctonia* sp. foi isolado na proporção de 2%, 12%, 2%, 2%, 8% e 6%. *Monosporascus* sp. em 13%, 8%, 10%, 14%, 13% e 10% e *Fusarium* sp. em 15%, 20%, 14%, 17%, 16% e 18%. Havendo maiores taxas da presença dos gêneros *Macrophomina* e *Fusarium*.

Com relação aos tratamentos com produtos à base de *Trichoderma*, foi possível obter o reisolamento dos tratamentos com Quality, Supress-L e Trichodermil (11%, 2% e 4%, respectivamente). Na denominação de “Outros” estão enquadrados os seguintes gêneros: *Aspergillus* sp., *Curvularia* sp., *Demaceaceo* sp., *Penicillium* sp., *Phytophthora* sp. e *Rhizopus* sp.

Figura 4 – Frequência de isolamento fúngico em área experimental e gêneros associados as raízes do meloeiro, por tratamentos.



5 DISCUSSÃO

Baseado nas condições propostas neste estudo, *Fusarium falciforme* foi a espécie de fitopatógeno que apresentou maior virulência quando comparado as demais espécies estudadas (*Ceratobasidium* sp., *M. phaseolina* e *M. cannonballus*) (Tabela 3), no qual foi possível verificar os sintomas de murcha e amarelamento das folhas ao fim dos ensaios com diferenças significativas quanto ao peso e comprimento do sistema radicular e aéreo.

Comum ao gênero, há a capacidade de produção de micotoxinas e exsudatos (metabólitos) que favoreçam a predominância do isolado dentro do ambiente inserido, como relatou Porto et al. (2019), em que *F. solani* apresentou o maior potencial de infecção quando comparado aos demais patógenos ensaiados (*Macrophomina phaseolina* e *Rhizoctonia solani*), sendo que em associação a *R. solani* houve aumento dos danos causados devido o favorecimento da entrada dos isolados no sistema vegetal.

Estudo realizado por Seo & Kim (2017), analisaram a patogenicidade de 27 isolados de *Fusarium* (*F. oxysporum*, *F. commune* e *F. proliferatum*) sobre mudas de abóbora (*Cucurbita maxima* e *C. moschata*), meloeiro (*C. melo* var. *makuwa* Makino cv. Searon-Ggul), pepino japonês (*Cucumis sativus* L. cv. Headong-baekdadagi) e melancia cv. Wori-Ggul), avaliando que dentre várias culturas de caráter produtivo, o gênero *Fusarium* apresentou alta virulência e sintomas característicos do ataque (murcha) em mudas de melão e melancia avaliadas, e baixas taxas de virulência em pepino e abóbora, resultado esse ligado a estabilidade genética do gênero *Fusarium* ao sistema de cultivo contínuo de *C. melo* e *C. lanatus*, proporcionando a adaptação e estabelecimento de tal gênero de patógeno a culturas específicas.

Tôledo-Souza et al. (2009) avaliaram a interação de *F. solani* f. sp. *phaseoli* com *R. solani* em mudas de feijoeiro, notando a sinergia com que ambos os isolados possuem em facilitar o ataque no sistema radicular do cultivar, permitindo que estejam presentes em períodos iniciais do cultivo. Circunstância essa que seria possível, normalmente, próximo a frutificação ou colheita.

Baseado no potencial de virulência do gênero *Fusarium* e sua prevalência sobre o meloeiro, é possível associar os resultados da patogenicidade do presente estudo com os mecanismos genéticos de virulência do fitopatógeno, pois mesmo que o melão amarelo 'Natal' utilizado nesse estudo possua genes de resistência ao gênero *Fusarium* (*Fom-0* e *Fom-2*), não foi suficiente para evitar o estabelecimento e ataque do *F. falciforme*. Podendo ser

relacionado tanto a características de genes ortólogos, que dividem um ancestral comum e assim podendo compartilhar de características de virulência dentro do gênero, como as mutações pontuais nos genes de virulência, havendo deleções dos avirulentos para formação de novos genes (SCHMIDT et al., 2016), sendo que o isolado utilizado foi obtido de raízes sintomáticas de melão amarelo derivadas de áreas do monocultivo meloeiro.

Com relação aos ensaios de sensibilidade dos isolados as doses de fungicidas (Tabela 5), foi avaliada com base no EC_{50} , que segundo Tonin et al. (2013), valores abaixo de 1 mg/L representam diretamente o efeito de suscetibilidade do isolado ao princípio químico, no qual é representado como um valor constante e específico, significando que quanto menor for a concentração de EC_{50} , maior será o efeito fungicida.

O ingrediente ativo (i.a) difenoconazol exibiu alta eficiência fungicida em seis dos oito isolados testados, com baixa sensibilidade de *Ceratobasidium* sp. (EC_{50} = 31 mg/L). Tais resultados estão associados ao mecanismo de ação do [i.a.], no qual atua inibindo a produção de ergosterol e, conseqüentemente, a composição da membrana celular do fitopatógeno, ocasionando retardo e/ou inibição dos processos de esporulação e formação de hifas (KARTASHOV et al., 2019).

Em estudo Hamada et al. (2011), avaliaram a sensibilidade de *Rhizoctonia cerealis* a difenoconazol, mostrando-se suscetível a doses médias (EC_{50}) de 0,062 mg/L, inibindo bem o desenvolvimento micelial *in vitro* e não encontrando resistência quando aos outros avaliados, como iprodiona e fludioxonil.

O agente sistêmico (difenoconazol) do grupo químico dos triazóis é usado em diversas formulações no Brasil, com aplicabilidade no meloeiro, normalmente, para controle de *Dydimella bryoniae* (AGROFIT, 2021). Na Europa, segundo a Comissão Europeia, é permitido o uso como fungicida, com efeito residual de 0,2 mg/kg para o melão até 2021 (EUROPEAN COMMISSION, 2021).

Para o [i.a.] fluazinam todos os isolados ensaiados foram sensíveis, no qual *M. phaseolina* e *M. cannonballus* foram inibidos na dose mínima avaliada. Sendo apoiado pelo trabalho de CAVALCANTI et al. (2020), em que seis diferentes espécies de *Monosporascus* foram suscetíveis ao agente químico de contato a doses menores de 1 mg/L. Tais resultados podem ser associados ao mecanismo de ação do [i.a.], classificado como um fungicida multisítio de contato, interrompendo a produção de energia dos fungos (respiração celular) por meio do desacoplamento da fosforilação oxidativa nas mitocôndrias mediada pelo ácido lipofílico fraco (fluazinam) conjugado a glutathione, além de suprimir a produção da adenosina

trifosfato (ATP) sintetase, resultando na queda de energia disponível para boa atividade celular (LI et al., 2020).

Baseado no Agrofite (2020), é possível verificar o uso e aplicabilidade do fungicida do grupo químico fenilpiridinilamina não possuindo registro no Brasil para a cultura no meloeiro, já na Europa é permitido o uso como fungicida até 2022 com valores mínimos residuais de detecção de 0,01 mg/kg (European Commission, 2021).

Com o uso do [i.a.] fludioxonil, houve efeito fungicida (<1 mg/L) para cinco dos oito isolados, sendo exceções o *T. asperellum* e ambos isolados de *T. longibrachiatum*, todos com valores acima da dose máxima testada de 100 mg/L. Reação essa, podendo está relacionada a característica de resistência inata e/ou a alta facilidade de resistência induzida a fungicidas, havendo variação de potencial inibitório com a mudança da composição do ingrediente ativo do produto químico (MEYER et al., 2019).

Resultados similares de baixa sensibilidade do gênero *Trichoderma* a fludioxonil foram encontrados por Barakat e Al-Masri (2017), em que ambas as formulações utilizadas (pirimetanil e ciprodinil+fludioxonil) apresentaram baixa eficiência na inibição do desenvolvimento micelial de *T. harzianum* com EC₅₀ de 3,6 µg/mL, enquanto a formulação mista (ciprodinil+fludioxonil) inibiu completamente o patógeno *Botrytis cinerea* a 2 µg/mL. Mostrando que o gênero *Trichoderma* apresenta compatibilidade com alguns agentes químicos de caráter fungicida, tornando-se possível montar estratégias de manejo mais eficientes para o controle de fitopatógenos (KHRALLAH et al., 2016).

O mecanismo de ação do [i.a.] fludioxonil, ainda não foi totalmente elucidado, sendo suas principais vias mediadas pela cascata química do estresse oxidativo, promovendo danos no DNA e em proteínas celulares, além da inibição da fosforilação da glicose e da síntese do glicerol, e seus respectivos transportes no interior da célula, induzindo a morte celular e, conseqüentemente, limitando o desenvolvimento das hifas do fungo patogênico (BERSCHING & JACOB, 2021).

No Brasil, segundo o Agrofite (2020), o agente de contato do grupo químico fenilpirrol não possui registro para aplicação na cultura no melão, sendo comumente utilizado para controle de *Rhizoctonia solani* em diversas culturas como a soja e feijão. Para a Europa, o químico é aprovado para uso como fungicida até o ano de 2021, com efeito residual para melão regulado a 0,3 mg/kg (EUROPEAN COMMISSION, 2021).

Relacionado ao [i.a.] Procimidona, nenhum dos isolados ensaiados foram sensíveis, destacando-se *T. harzianum* com maior EC₅₀. O agente está classificado como um fungicida sistêmico do grupo químico dos dicarboximidas, registrado no Brasil para a cultura do melão

para controle de *Dydimella bryoniae* (AGROFIT, 2021). Já segundo European Commission (2021), a substância ativa de caráter fungicida não é aprovada para uso desde o ano de 2008.

Sua forma de ação está baseada na interrupção da sinalização de membrana celular, através da inativação da MAP/Histidina-cinase na transdução do sinal osmótico, afetando a osmoregulação dos sinais osmóticos das células das hifas, causando aumento do tamanho, induzindo a lise celular (AJITOMI et al., 2020).

Mclean et al. (2001), relatam em estudo a baixa sensibilidade de *T. harzianum* em presença de procimidona (0%) e sua susceptibilidade a tebuconazol e macozeb (100%) no processo da germinação dos esporos. O estudo de suscetibilidade de isolados fúngicos *in vitro* garante a composição de bancos de dados importantes, auxiliando pesquisas e produtores quanto ao uso apropriado dos fungicidas, evitando superdosagens e complicações ambientais.

O gênero *Trichoderma* possui a capacidade de interagir de diferentes formas com outros microrganismos na rizosfera, os tornando capazes de possuírem potencial antagônico a vários patógenos nativos do solo com a habilidade de reduzir a população ou interromper as vias de patogenicidade (MOKHTARI et al., 2017).

Segundo Jaklistch & Voglmayr (2015), devido a habilidade de cada espécie desenvolver interações específicas com os microrganismos antagônicos, se torna essencial pesquisas sobre a capacidade de interação de cada participante do gênero *Trichoderma* com os patógenos. No qual espécies como *T. harzianum* (KARTHIKENYAN et al., 2006) e *T. asperellum* (WATANABE et al., 2005) atuam no processo de micoparasitismo e liberação de metabólitos sobre as hifas do alvo biológico, assim como *T. longibrachiatum* atua por meio da produção e liberação de antibiótico (PUNJA & UTKHEDE, 2003; ZHANG et al., 2018).

No presente trabalho, a fim de se avaliar a resposta de cada isolado de *Trichoderma* spp. na presença de fitopatógenos nativos de solo foi realizado o antagonismo *in vitro* (Tabela 6), no qual todas as espécies de *Trichoderma* avaliadas apresentaram bons resultados, acima de 70% em média, de inibição do desenvolvimento micelial, destacando-se *Ceratobasidium* sp. e *M. cannonballus*, em que não apresentaram diferença estatisticamente significativa para PICR% e Atividade Antagônica contra nenhuma das *Trichoderma* (*T. asperellum*, *T. harzianum* e ambas *T. longibrachiatum*) avaliadas.

Em estudo, Mokhtari et al., (2017) relatam a ação *in vitro* de *T. afroharzianum* e *T. longibrachiatum*, apresentando médias de taxas de inibição do desenvolvimento micelial acima de 80% e 90% em presença de *R. solani*, respectivamente, já para *F. oxysporum* as médias variaram entre 70 e 90%.

O ensaio de antagonismo retrata a ação direta da *Trichoderma* spp. sobre os diferentes fitopatógenos, decaindo o nível de resposta nas condições *in vivo* (casa de vegetação e/ou campo), pois os fatores bióticos e abióticos nos quais o experimento *in vivo* está inserido irão tamponar a resposta da *Trichoderma* no controle biológico. Sendo o ensaio *in vitro* aplicado de forma a caracterizar o modo de ação e se há potencial sobre fitopatógenos.

Em nosso estudo em campo, foi presenciado a incidência de doenças em todos os tratamentos propostos (Tabela 7), com alta taxa de incidência de doenças no controle absoluto (97%) e nos demais a níveis moderados entre 28 a 69%. Isso está, em parte, relacionado a influência que as condições de umidade, temperatura e matéria orgânica possuem sobre o desenvolvimento dos fungos (CAVALCANTE et al. 2020), já que os ensaios se deram em solo naturalmente infestado, que associado a prática do “*mulching*” estabelecem condições ideais ao desenvolvimento dos microrganismos.

Relacionado a incidência, as notas de severidade avaliadas foram altas para o controle absoluto e menores para os demais tratamentos, pode estar associado aos diferentes mecanismos de ação envolvidos no estudo, como o difenoconazol (Score) no processo quebra de vias metabólicas (KARTASHOV et al., 2019), o Quality e Trichodermil (*T. asperellum* e *T. harzianum*, respectivamente) na produção de metabolitos voláteis e micoparasitismo de hifas e Supress-L e TrichonemateMax (*T. longibrachiatum*) na produção e liberação de antibióticos na rizosfera do meloeiro (ZHANG et al., 2018).

As médias de massa fresca (MFR) e seca das raízes (MSR) obtidas com o uso do produto Score foram maiores e estatisticamente diferentes dos demais tratamentos. Isso pode estar relacionado ao modo de ação do difenoconazol, no qual é um fungicida inibidor da desmetilação, impedindo que a enzima 14- α -sterol desmetilase possibilite a síntese do ergosterol, componente essencial na membrana plasmática dos fungos (KARTASHOV et al., 2019).

Além de atuar sobre enzimas como ureases, proteases, fosfatases e desidrogenases, causando a inibição do desenvolvimento de hifas e germinação de esporos (FILIMON et al., 2015), proporcionando a redução da população dos patógenos no sistema da planta, apesar dos danos evidentes.

Contudo, segundo Kartashov et al. (2019), o uso de fungicidas sintéticos de forma excessiva afim de se acompanhar a intensa produção agrícola, resulta em efeitos residuais e redução da biodiversidade da micoflora do solo, além de promover a evolução da resistência de organismos patogênicos as plantas.

Com esse conceito e levando em conta que não houve diferença estatisticamente significativa entre o Score e Supress-L na média de severidade, é possível se propor o manejo combinado (difenoconazol + *T. longibrachiatum*), considerando que o solo e suas demais barreiras dissipam o agente químico, não apresentando totalmente o efeito observado nos ensaios de sensibilidade *in vitro* sobre *T. longibrachiatum*.

Em estudo de Yu et al. (2018), analisaram o manejo alternativo de *T. hamatum* e difenoconazol sobre *Sclerotinia sclerotiorum*, observando atividades aditivas quando combinados, pois atuam por modos e mecanismos diferentes, não havendo interferência cruzada e possibilitando a redução de doses aplicadas do fungicida sintético, evitando o desenvolvimento de resistências em campo.

Os tratamentos à base de *Trichoderma* spp. não apresentaram diferenças estatísticas entre si com as variáveis biológicas analisadas. Já na produtividade em campo, baseado em toneladas por hectare, os tratamentos Score e Supress-L apresentaram maiores médias de rendimento de campo dentre os tratamentos, levando em conta que para o mercado consumidor os melões precisa apresentar níveis de qualidade quanto ao peso, forma, massa e aparência, o que gera uma redução de cerca de 30% do rendimento em campo para o melão ideal (rendimento comercial). Tornando-se distintos os valores de rendimento de ‘campo’ para o ‘comercial’ (CHITARA & CHITARA, 2005).

Após todas as avaliações, as raízes das plantas foram submetidas a plaqueamento e isolamento fúngico para confirmação dos Postulados de Koch. Havendo incidência de quatro gêneros de patógenos radiculares, em que *Macrophomina* sp. e *Fusarium* sp. se destacaram em maior predominância (Gráfico 2). Pode estar relacionado tanto a composição genética como estrutural dos patógenos de produzirem estruturas de resistência, suportando altas temperaturas e adversidades ambientais, possibilitando sua permanência no solo e caracterizando-se como microrganismos cosmopolitas nativos de solo (SALES JÚNIOR et al., 2012; SALVIANO et. al., 2017). Em pesquisa, Sales Júnior et al. (2012) relatam a sobrevivência de espécies de *Macrophomina* em ervas daninhas em áreas produtoras de melão, em especial nos estados do Rio Grande do Norte (RN) e Ceará (CE), tornando-se um problema para culturas que operam em forma de safra, como o melão.

No presente estudo foi possível a recuperação de espécies de *Trichoderma* nos tratamentos com Quality (*T. asperellum*), Trichodermil (*T. harzianum*) e Supress-L (*T. longibrachiatum*) a taxas de 11%, 4% e 2%, respectivamente, após o cultivo do meloeiro amarelo ‘Natal’ em campo, deixando evidente que há diferenças a nível de espécie quanto a resistência a temperaturas mais elevadas (≤ 40 °C). Como demonstra Domingues et al. (2016)

em estudo, no qual analisaram o crescimento micelial de *T. asperellum* a diferentes temperaturas, apresentando inibição a temperatura menores que 7 °C e maiores que 42 °C, com alta atividade de desenvolvimento micelial na amplitude de 17 a 32 °C.

Tais taxas de reisolamento estão ligadas tanto a traços genéticos como também a adaptabilidade natural da espécie, no qual ambas as cepas presentes nos produtos Quality (*T. asperellum* URM 5911) e Supress-L (*T. longibrachiatum* CMIAT 236) são nativas da região Nordeste, em especial o isolado de *T. longibrachiatum* CMIAT 236, que foi isolado do solo da fazenda Califórnia (Agrícola Famosa, Mossoró – RN), agregando níveis de tolerância a temperaturas mais elevadas.

Assim, com a finalidade de se obter um manejo mais efetivo que combine diferentes mecanismos de ação e que seja cada vez mais positivo para o meio ambiente e produtores, sugere-se que mais trabalhos sejam realizados verificando-se diferentes cultivares e agentes sintéticos, a fim de se confirmar os presentes dados e gerar demais contribuições para a sociedade.

6 CONCLUSÃO

F. falciforme e *M. phaseolina* apresentaram-se altamente patogênicos em mudas de meloeiro amarelo 'Natal'. Nos ensaios *in vitro*, *Ceratobasidium* sp. apresentou baixa sensibilidade a difenoconazol, assim como *T. harzianum* e ambos *T. longibrachiatum* a fludioxonil, todos os isolados foram suscetíveis ao fluazinam, mas não a Procimidona. Todos as espécies de *Trichoderma* spp. demonstraram potencial antagônico em presença de fitopatógenos radiculares.

Nos ensaios em campo, os tratamentos (biológicos e químico) apresentaram-se efetivos no controle de fitopatógenos radiculares com baixa incidência e severidade de doenças, com médias de produtividade de campo maiores para com os produtos Score e Supress-L, além de se comprovar a sobrevivência no solo das espécies dos produtos Quality, Trichodermil e Supress-L, por meio do reisolamento radicular.

Com base nas variáveis estudadas, o manejo combinado de produtos químicos e biológicos é uma forma positiva para se ter uma produção agrícola de qualidade e com menor impacto ambiental.

REFERÊNCIAS

- AEGERTER, B. J.; GORDON, T. R.; DAVIS, R. M. Occurrence and pathogenicity of fungi associated with melon root rot and vine decline in California. **Plant Disease**, v. 84, p. 224–230, 2000.
- AGROFIT. (2021). **Sistemas de agrotóxicos fitossanitários**. Pesquisa em: <http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em Junho de 2021.
- AGROFIT. **Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários**. Disponível em: <agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>. Acesso em Setembro de 2021.
- AJITOMI, A.; MINOSHIMA, A.; TAKUSHI, T.; TRUONG, H. H.; OOSHIRO, A.; YAMASHIRO, M.; ARASAKI, C.; HIROOKA, Y. First report of mango (*Mangifera indica*) stem-end rot caused by two *Diaporthe* species and their susceptibility to procymidone. **Journal of General Plant Pathology**, v. 86, p. 237-244, 2020.
- ALEANDRI, M.P.; MARTIGNONI, D.; REDA, R.; ALFARO-FERNÁNDEZ, A.; FONT, M. I.; ARMENGOL, J.; CHILOSI, G. Involvement of *Olpidium bornovanus* and *O. virulentus* in the occurrence of melon root rot and vine decline caused by *Monosporascus cannonballus* in Central Italy. **Journal of Plant Pathology**, v. 99, p. 169-176, 2017.
- ALMEIDA, D. **Manual de culturas hortícolas**. Lisboa: Editorial Presença, v. 2, 326 p., 2006.
- AMBRÓSIO, M. M. Q.; DANTAS, A. C. A.; MARTINEZ-PEREZ, E.; MEDEIROS, A. C.; NUNES, G. H. S.; PICÓ, M. B. Screening a variable germoplasm collection of *Cucumis melo* L. for seedling resistance to *Macrophomina phaseolina*. **Euphytica**, v. 206, p. 287-300, 2015.
- ANDRADE, D. E. G. T.; MICHEREFF, S. J.; BIONDI, C. M.; NASCIMENTO, C. W. A.; JÚNIOR, R. S. Frequência de fungos associados ao colapso do meloeiro e relação com características físicas, químicas e microbiológicas dos solos. **Summa Phytopathologica**, v. 31, n. 4, p. 327-333, 2005.
- BALARDIN, R. R. ELEVAGRO. **Trichoderma no controle biológico**. 2020. Acesso em:<<https://elevagro.com/materiais-didaticos/trichoderma-no-controle-biologico/>> em Jul. de 2020.
- BARAKAT, R.; AL-MASRI, M. Effect of *Trichoderma harzianum* in Combination with Fungicides in Controlling Gray Mould Disease (*Botrytis cinerea*) of Strawberry. **American Journal of Plant Sciences**, v. 8, 2017.
- BARBOSA, M. A. G.; TERAÓ, D.; BATISTA, D. C. **Sistema de Produção de Melão**. Embrapa Semiárido, Sistemas de Produção, n. 5, ISSN 1807-0027, versão eletrônica Ago/2010. Acesso em: <http://www.cpatosa.embrapa.br:8080/sistema_producao/spmelao/doencas.html> em jul. de 2020.

BELLE, R. B.; FONTANA, D. C. **Patógenos de solo: principais doenças vasculares e radiculares e formas de controle.** Enciclopédia Biosfera, Centro Científico Conhecer – Goiânia, v. 15, n. 28, p. 779, 2018.

BEN SALEM, I.; ARMENGOL, J.; BERBEGEL, M.; BOUGHALLEB-M'HAMDI, N. Development of a screening test for resistance of cucurbits and Cucurbita hybrid rootstocks to *Monosporascus cannonballus*. Tunis. **Journal of Plant Protection**, v. 10, p. 23–33, 2015.

BERSCHING, K.; JACOB, S. The Molecular Mechanism of Fludioxonil Action Is Different to Osmotic Stress Sensing. **Journal of Fungi**, v. 7, n. 393, 2021.

BLÜMKE, A.; SODE, B.; ELLINGER, D.; VOIGT, C. A. Reduced susceptibility to *Fusarium* head blight in *Brachypodium distachyon* through priming with the *Fusarium* mycotoxin deoxynivalenol. **Molecular Plant Pathology**, v. 16, p. 472–483, 2015.

BRANDÃO FILHO, J. V. T.; VASCONCELOS, M. A. S. A. **Cultura do meloeiro.** In: GOTO, R.; TIVELLI, S. W. (Ed.). Produção de Hortaliças em ambiente protegido: condições subtropicais. São Paulo: Fundação Editora da UESP, cap. 6, p. 161-193, 1998.

BRANHAM, S. E.; LEVI, A.; KATAWCZIK, M.; FEI, Z.; WECHTER, W. P. Construction of a genome-anchored, high-density genetic map for melon (*Cucumis melo* L.) and identification of *Fusarium oxysporum* f. sp. *melonis* race 1 resistance QTL. **Theoretical and Applied Genetics**, v. 131, p. 829–837, 2018.

CARBONE, I.; KOHN, L. M. A method for designing primer sets for speciation studies in filamentous ascomycetes. **Mycologia**, v. 91, p. 533-556, 1999.

CARDOSO, A. M. S. 113 p. **Espécies de *Fusarium* associadas a cucurbitáceas no Brasil.** Tese apresentada à Universidade Federal de Lavras, 113 p., 2019.

CARVALHO, C.; KIST, B. B.; BELING, R. R. **Anuário Brasileiro De Horti&Fruti 2020.** Santa Cruz do Sul: Editora Gazeta Santa Cruz, 96p., ISSN 2178-0897, 2019.

CAVALCANTE NETO, J. G.; FERREIRA, K. T. C.; ARAGÃO, F. A. S.; ANTÔNIO, R. P.; NUNES, G. H. S. Potential of parents and hybrids experimental of the yellow melon. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 50, n. 2, 2020.

CAVALCANTE, A. L. A.; NEGREIROS, A. M. P.; TAVARES, M. B.; BARRETO, É. S.; ARMENGOL, J.; SALES JÚNIOR, R. Characterization of Five New *Monosporascus* Species: Adaptation to Environmental Factors, Pathogenicity to Cucurbits and Sensitivity to Fungicides. **Journal of Fungi**, v. 6, p. 169, 2020.

CHET, I. **Microbial control of plant diseases.** In: Environmental Microbiology. New York: Wiley, Liss, p335-354, 1992.

CHITARRA, M. I. F.; CHITARRA, A. B. **Pós-colheita de frutos e hortaliças: fisiologia e manuseio.** Lavras: UFLA, p. 785, 2005.

COHEN, R.; PIVONIA, S.; CROSBY, K. M.; MARTYN, R. D. Advances in the biology and management of *Monosporascus* vine decline and wilt of melons and other cucurbits. **Horticultural Reviews**, v. 39, p. 77–120, 2012.

Collections, ARS, USDA. Acesso em: < <https://nt.ars-grin.gov/fungalatabases/> > verificado em Setembro de 2021.

CÚNDOM, M. A.; MAZZA, S.M.; GUTIÉRREZ, S. A. Short communication. Selection of *Trichoderma* spp. Isolates against *Rhizoctonia solani*. **Spanish Journal of Agricultural Research**, v. 1, n. 4, p. 79-81, 2003.

DESJARDINS, A. E. **Fusarium Mycotoxins: Chemistry, Genetics and Biology**. St. Paul, American Phytopathological Society, v. 56, n. 2, 268pp., 2007.

DHINGRA, O. D.; SINCLAIR, J. B. **Biology and pathology of *Macrophomina phaseolina***. Viçosa, Brazil: Imprensa Universitária – UPV, 1 ed., 166p., 1978.

DINOLFO, M. I.; CASTAÑARES, E.; STENGLEIN, S. A. *Fusarium*–Plant Interaction: State of the Art – a Review. *Plant Protection Science*, v. 53, n. 2, p.61–70, 2017.

DOMINGUES, M. V. P. F.; MOURA, K. E.; SALOMÃO, D.; ELIAS, L. M.; PATRICIO, F. R. A. Effect of temperature on mycelial growth of *Trichoderma*, *Sclerotinia minor* and *S. sclerotiorum*, as well as on mycoparasitism. **Summa Phytopathol**, v. 42, n. 3, 2016.

DUSI, A. N.; TASAKI, S.; VIEIRA, J. U. Metodologia para avaliação de resistência a *Didymella bryoniae* em melão. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 12, n. I, p. 43-44, 1994.

ELKABETZ, M.; PARIS, H. S.; BURGER, Y; HANAN, A; COHEN, R. Two genes for resistance to *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-cucumerinum* in melon (*Cucumis melo*, Cucurbitaceae). **Scientia Horticulturae**, v. 201, p. 57–60, 2016.

EMBRAPA. Pesquisa, Desenvolvimento e Inovação. **Trichoderma se destaca como principal agente de biocontrole de doenças de plantas**. 2018. Acesso em:< <https://www.embrapa.br/busca-de-noticias/-/noticia/32156318/trichoderma-se-destaca-como-principal-agente-de-biocontrole-de-doencas-de-plantas> > em Jul. de 2020.

European Commission. (2021). **EU Pesticides database**. Pesquisa em: < https://ec.europa.eu/food/plant/pesticides/eu-pesticides-database/active-substances/?event=as.details&as_id=631 > Acesso em: Julho de 2021.

FAO – Food and Agriculture Organization of the United Nations. **FAOSTAT – Crops and livestock products**. 2019. Acesso em: <<http://www.fao.org/faostat/en/#data/QCL>> em Setembro de 2021.

FARR, D. F.; ROSSMAN, A. Y. (2021) **Fungal Databases, U.S. National Fungus FERREIRA, D F. SISVAR: A COMPUTER ANALYSIS SYSTEM TO FIXED EFFECTS SPLIT PLOT TYPE DESIGNS. REVISTA BRASILEIRA DE BIOMETRIA**, v. 37, n. 4, p. 529-535, 2019.

FILHO, E. B.; MACEDO, L. P. M. **Fundamentos de Controle Biológico de Insetos-Praga**. Natal, IFRN Editora, 108p., 2010.

FILIMON, M. N.; VOLA, S. O.; VLADOIU, D. L.; ISVORAN, A.; OSTAFE, V. Temperature dependent effect of difenoconazole on enzymatic activity from soil. **Journal of the Serbian Chemical Society**, v. 80, p. 1127-1137, 2015.

GASPAR, A. P.; MITCHELL, P. D.; CONLEY, S. P. Economic risk and profitability of soybean fungicide and insecticide seed treatments at reduced seeding rates. **Crop Science**, v. 55, n. 2, p. 924-933, 2015.

GONÇALVES, C. R.; ALFENAS, A. C.; MAFIA, R. G. Armazenamento de microrganismos em cultura com Ênfase em fungos Fitopatogênicos. In A. C. Alfenas, & R. G. Mafia (Eds.), **Métodos em fitopatologia**, ed. 2, pp. 93–105, 2016.

GONZÁLEZ, V.; GARCÍA-MARTÍNEZ, S.; RUIZ, J. J.; FLORES-LEÓN, A.; PICÓ, B.; GARCÉS CLAVER, A. First report of *Neocosmospora falciformis* causing wilt and root rot of Muskmelon in Spain. **Plant Disease**, v. 104, n. 4, 1256, 2020.

GUPTA, G. K.; SHARMA, S. K.; RAMTEKE, R. Biology, epidemiology and management of the pathogenic fungus *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid with special reference to charcoal rot of soybean (*Glycine max* (L.) Merrill). **Journal of Phytopathology**, v. 160, p. 167–180, 2012.

HAMADA, M. S.; YIN, Y.; MA, Z. Sensitivity to iprodione, difenoconazole and fludioxonil of *Rhizoctonia cerealis* isolates collected from wheat in China. **Crop Protection**, v. 30, p. 1028-1033, 2011.

HUDA-SHAKIRAH, A. R.; KEE, Y. J.; HAFIFI, A. B. M.; AZNI, N. N. M.; ZAKARIA, L.; MOHD, M. H. Identification and Characterization of *Macrophomina phaseolina* Causing Leaf Blight on White Spider Lilies (*Crinum asiaticum* and *Hymenocallis littoralis*) in Malaysia. **Mycobiology**, v. 47, n. 4, p. 408–414, 2019.

IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Produção Agrícola – Lavoura Temporária 2019**. Acesso em: < <https://cidades.ibge.gov.br/brasil/pesquisa/14/10193> > em Setembro de 2021.

JAKLITSCH, W. M.; VOGLMAYR, H. Biodiversity of *Trichoderma*/Hypocreaceae in southern Europe. **Studies in Mycology**, v. 80, p. 1–87, 2015.

KARTASHOV, M. I.; SHCHERBAKOVA, L. A.; STATSYUK, N. V.; DZHAVAKHIYA, V. G. "Co-application of Difenoconazole with Thymol Results in Suppression of a *Parastagonospora Nodorum* Mutant Strain Resistant to this Triazole". **International scientific and practical conference - AgroSMART - Smart solutions for agriculture**, KnE Life Sciences, p. 1097-1106, 2019.

KARTHIKENYAN, M.; RADHIKA, K.; MATHIYAZHAGAN, S.; BHASKARAN, R.; SAMIYAPPAN, R.; VELAZHAHAN, R. Induction of phenolics and defense-related enzymes in coconut (*Cocos nucifera* L.) roots treated with biocontrol agentes. **Brazilian Journal of Plant Physiology**, v.18, p. 367-377, 2006.

KESH, H.; KAUSHIK, P. Advances in melon (*Cucumis melo* L.) breeding: An update. **Scientia Horticulturae**, v. 282, 2021.

KHIRALLAH, W.; MOUDEN, N.; SELMAOUI, K.; ACHBANI E. H.; BENKIRANE, R.; TOUHAMI, A. O.; DOUIRA, A. COMPATIBILITY OF *TRICHODERMA* SPP. WITH SOME FUNGICIDES UNDER *IN VITRO* CONDITIONS. **International Journal of Recent Scientific Research**, v. 7, n. 2, p. 9060-9067, 2016.

KIRST, B. B.; CARVALHO, C.; BEDING, R. R. **Anuário brasileiro de Horti&Fruti 2021**. Santa Cruz do Sul: Editora Gazeta Santa Cruz, 104 p., ISSN 2107-0897, 2021.

KORSTEN L.; JAGER E. E. Mode of action of *Bacillus subtilis* for control of avocado post harvest pathogens. **South African Avocado Growers Association Yearbook**, v. 18, p. 124–130, 1995.

LAURENCE, M. H.; BURGESS, L. W.; SUMMERELL, B. A.; LIEW, E. C. Y. High levels of diversity in *Fusarium oxysporum* from non-cultivated ecosystems in Australia. **Fungal Biology**, v. 116, p. 289–297, 2012.

LI, T.; XIU, Q.; ZHANG, J.; WANG, J. X.; DUAN, Y. B.; ZHOU, M. G. Pharmacological Characteristics and Efficacy of Fluazinam Against *Corynespora cassiicola*, Causing Cucumber Target Spot in Greenhouses. **Plant Disease**, v. 104, n. 9, p. 2449-2454, 2020.

LOPES, J. F.; CARVALHO, S. I. C.; PESSOA, H. B. S. V. **Recursos genéticos de melão e pepino na Embrapa Hortaliças**. In: QUEIROZ, M. A. de; GOEDERT, C. O.; RAMOS, S. R. R., (Ed.). Recursos genéticos e melhoramento de plantas para o Nordeste brasileiro. Petrolina: EMBRAPA-CPATSA/Brasília: EMBRAPA-CENARGEN, 1999.

LORITO, M.; HARMAN, G. E.; HAYES, C. K.; BRODWAY, R. M.; WOO, S. L.; DI PIETRO, A. Chitinolytic enzymes produce by *Trichoderma harzianum*. Antifungal activity of purified endochitinase and chitobiosidase. **Phytopathology**, v. 83, p. 302-307, 1993.

MACHADO, A. R.; PINHO, D. B.; SOARES, D. J.; MEDEIROS-GOMES, A. A.; PEREIRA, O. L. Bayesian analyses of five gene regions reveal a new phylogenetic species of *Macrophomina* associated with charcoal rot on oilseed crops in Brazil. **European Journal of Plant Pathology (in press)**, v. 153, n. 1, p. 89–100, 2018.

MCLEAN, K. L.; HUNT, J.; STEWART, A. COMPATIBILITY OF THE BIOCONTROL AGENT *TRICHODERMA HARZIANUM* C52 WITH SELECTED FUNGICIDES. **New Zealand Plant Protection**, v. 54, p. 84-88, 2001.

MEDEIROS, A. C.; MELO, D. R. M.; AMBRÓSIO, M. M. Q.; NUNES, G. H. S.; COSTA, J. M. Methods of inoculation of *Rhizoctonia solani* and *Macrophomina phaseolina* in melon (*Cucumis melo*). **Summa Phytopathologica**, v. 41, p. 281–286, 2015.

MEDEIROS, E. V.; SALES JÚNIOR, R.; MICHEREFF, S. J.; BARBOSA, M. R. Quantificação de ascósporos de *Monosporascus cannonballus* em solos não cultivados de Caatinga e em áreas de cultivo de melão do Rio Grande do Norte e Ceará. **Fitopatologia Brasileira**, v. 31, p. 500–504, 2006.

MEDEIROS, R. V.; SILVA, K. J. P.; OLIVEIRA, L. A.; FERREIRA, H. A.; JÚNIOR, R. S. *Monosporascus cannonballus* density in soils cultivated with different crops in Rio Grande do Norte State, Brazil. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, v. 3, n. 1, p. 1 – 5, 2008.

MEYER, M. C.; MAZARO, S. M.; SILVA, J. C. **Trichoderma: uso na agricultura**. Brasília, DF: Embrapa, 538 p., 2019.

MELO, M. P.; MATOS, K. S.; MOREIRA, S. I.; SILVA, F. F.; CONCEIÇÃO, G. H.; NECHET, K. L.; HALFELD-VIEIRA, B. A.; BESERRA JÚNIOR, J. E. A.; VENTURA, J. A.; COSTA, H.; FURTADO, E. L.; ALVES, E.; CERESINI, P. C. Two new *Ceratobasidium* species causing white thread blight on tropical plants in Brazil, **Tropical Plant Pathology**, v. 43, p. 559–571, 2018.

MOKHTARI, W.; CHTAINA, N.; HALMSCHLAGER, E.; VOLGMAYR, H.; STAUFFER, C.; JAKLITSCH, W. Potential antagonism of some *Trichoderma* strains isolated from Moroccan soil against three phytopathogenic fungi of great economic importance. **Rev. Mar. Sci. Agron. Vét.**, v. 5, n. 3, p. 248-254, 2017.

MUNKVOLD, G. P.; WATRIN, C.; SCHELLER, M.; ZEUN, R.; OLAYA, G. **Benefits of chemical seed treatments on crop yield and quality**. In: Global perspectives on the health of seeds and plant propagation material. Springer, Dordrecht, p. 89 – 103, 2014.

NASCIMENTO, S. R. C.; SILVA, F. H. A.; CRUZ, B. L. S.; DANTAS, A. M. M.; AMBRÓSIO, M. M. Q.; SENHOR, R. F. Sobrevivência de estrutura de resistência de *Macrophomina phaseolina* e *Sclerotium rolfsii* em solo tratado biologicamente. **Revista AgroAmbiente On-line**, v. 10, n. 1, p. 50 - 56, 2016.

NASEBY, D. C.; PASCUAL, J. A.; LYNCH, J. M. Effect of biocontrol strains of *Trichoderma* on plant growth, *Phytium ultimum* populations, soil microbial communities and soil enzyme activities. **Journal of Applied Microbiology**, v. 88, p. 161-9, 2000.

NATAKANI, A. K. Diversidade genética de *Rhizoctonia* spp. e a análise de sequências multilocos. 2006. 98 f. Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrônomicas, 2006.

NEGREIROS, A. M. P.; MELO, N. J. A.; MEDEIROS, H. L. S.; SILVA, F. H. A.; ARMENGOL, J.; SALES JÚNIOR, R. Characterization of adaptability components of Brazilian isolates of *Macrophomina pseudophaseolina*, **Journal of Phytopathology**, v. 00, p. 1–10, 2020.

NEGREIROS, A. M. P.; SALES JÚNIOR, R.; LEÓN, M.; MELO, N. J. A.; MICHEREFF, S. J.; AMBRÓSIO, M. M. Q.; MEDEIROS, H. L. S.; ARMENGOL, J. Identification and pathogenicity of *Macrophomina* species collected from weeds in melon fields in Northeastern Brazil. **Journal of Phytopathology**, v. 167, p. 326–337, 2019a.

NEGREIROS, A. M. P.; SALES JÚNIOR, R.; RODRIGUES, A. P. M. S.; LEÓN, M.; ARMENGOL, J. Prevalent weeds collected from cucurbit fields in Northeastern Brazil reveal new species diversity in the genus *Monosporascus*. **Annals Applied Biology**, v. 174, p. 349–363, 2019b.

FERREIRA, D. F. SISVAR: A COMPUTER ANALYSIS SYSTEM TO FIXED EFFECTS SPLIT PLOT TYPE DESIGNS. **REVISTA BRASILEIRA DE BIOMETRIA**, [S.l.], v. 37, n. 4, p. 529-535, ISSN 1983-0823, 2019.

FONSÊCA NETO, J.; MACÊDO, A. M. D.; SILVA, F. H. A.; CRUZ, B. L. S.; AMBRÓSIO, M. M. Q.; NASCIMENTO, S. R. C. Efeito de adubo verde e *Trichoderma harzianum* na sobrevivência de *Fusarium solani* e no desenvolvimento do meloeiro. **Revista AgroAmbiente On-line**, v. 10, n. 1, p. 44 - 49, 2016.

NISCHWITZ, C.; CHITRAMPALAM, P.; OLSEN, M. *Ceratobasidium* Root Rot: A New Disease of Watermelon (*Citrullus lanatus*) in Arizona. **Plant Health Progress**, doi: 10.1094/PHP-2013-1125-01-BR, 2013.

NOGUEIRA, G. A.; SILVA, S. G. A.; LINHARES, C. M. S.; AMBRÓSIO, M. M. Q.; NUNES, G. H. S. Métodos de inoculação de *Fusarium solani* e *Sclerotium rolfsii* em meloeiro, **Summa Phytopathology**, Botucatu, v. 45, n. 1, p. 59-63, 2019.

NORONHA, M. A.; MICHEREFF, S. J.; MARIANO, R. L. R. Efeito do tratamento de sementes de caupi com *Bacillus subtilis* no controle de *Rhizoctonia solani*. **Fitopatologia Brasileira** v. 20, p. 174-178, 1995.

O'DONNELL, K.; SUTTON, D. A.; FOTHERGILL, A.; MCCARTHY, D.; RINALDI, M. G.; BRANDT, M. E.; ZHANG, N.; GEISER, D. M. Molecular phylogenetic diversity, multilocus haplotype nomenclature, and in vitro antifungal resistance within the *Fusarium solani* species complex. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 46, p. 2477–2490, 2008.

OLIVEIRA, F. I. C. de; NUNES, A. C.; SILVA, F. D.; SILVA, G. T. M. A.; ARAGAO, F. A. S. de. **A cultura do melão**. In: FIGUEIRÊDO, M. C. B. de; GONDIM, R. S.; ARAGÃO, F. A. S. de (Ed.). Produção de melão e mudanças climáticas: sistemas conservacionistas de cultivo para redução das pegadas de carbono e hídrica. Brasília, DF: Embrapa, 2017, p. 17-32, parte 1, cap. 1, Biblioteca(s): Embrapa Agroindústria Tropical, 2017.

ORTIZ, S.; GULART, C. ELEVAGRO. **Trichoderma: que fitopatógenos ele controla?** 2017. Acesso em: < <https://elevagro.com/materiais-didaticos/trichoderma-que-fpatogenos-ele-controla/> > em Jul. 2020.

PARRA, J. R. **Situação do Controle Biológico no Brasil**. Workshop Desafios da Pesquisa em Controle Biológico na Agricultura no Estado de São Paulo. Dept. de Entomologia e Acarologia, ESALQ/USP – FAPESP – Biblioteca Virtual, 2016.

PIVONIA, S.; GERSTL, Z.; MADUEL, A.; LEVITA, R.; COHEN, R. Management of *Monosporascus* sudden wilt of melon by soil application of fungicides. **European Journal of Plant Pathology**, v. 128, p. 201–209, 2010.

PORTO, M.A.F.; AMBRÓSIO, M.M.Q.; NASCIMENTO, S.R.C.; CRUZ, B.L.S.; TORRES, R.M. Interaction of *Fusarium solani*, *Macrophomina phaseolina* and *Rhizoctonia solani* as root rot pathogens of *Cucumis melo*. **Summa Phytopathologica**, v. 45, n. 4, p. 355-360, 2019.

PUNJA, Z. K.; UTKHEDE, R. S. Using fungi and yeasts to manage vegetable crop diseases. **Trends in Biotechnology**, v. 21, p. 400-7, 2003.

SALES JÚNIOR, R.; BALBINO, D. A. D.; NEGREIROS, A. M. P.; BARBOZA, H. S.; MEDEIROS, E. V.; ARMENGOL, J. Cotton, cowpea and sesame are alternative crops to cucurbits in soils naturally infested with *Monosporascus cannonballus*. **Journal of Phytopathology**, v. 166, p. 396–402, 2018.

SALES JÚNIOR, R.; BELTRÁN, R.; VICENT, A.; ARMENGOL, J.; GARCÍA-JIMÉNEZ, J.; MEDEIROS, E. V. Controle biológico de *Monosporascus cannonballus* com *Chaetomium* [Biological control of *Monosporascus cannonballus* by *Chaetomium*]. **Fitopatologia Brasileira**, v. 32, p. 70-74, 2007.

SALES JÚNIOR, R.; NASCIMENTO, I. J. B.; FREITAS, L. S. R.; BELTRÁN ARMENGOL, J.; VICENT, A.; GARCÍA-JIMÉNEZ, J. First report of *Monosporascus cannonballus* on melon in Brazil. **Plant Disease**, v. 88, p. 84, 2004.

SALES JÚNIOR, R.; OLIVEIRA, O. F.; MEDEIROS, E. V.; GUIMARÃES, I. M.; CORREIA, K. C.; MICHEREFF, S. J. Ervas daninhas como hospedeiras alternativas de patógenos causadores do colapso do meloeiro [Weeds as alternative hosts of melon collapse pathogens]. **Revista Ciência Agronômica**, v. 43, p. 195-198, 2012.

SALES JÚNIOR, R.; RODRIGUES, A. P. M. S.; NEGREIROS, A. M. P.; AMBRÓSIO, M. M. Q.; BARBOZA, H. S.; BELTRÁN, R. Weeds as potential hosts for fungal root pathogens of watermelon. **Revista Caatinga**, v. 32, p. 1–6, 2019.

SALES JÚNIOR, R.; SANTANA, C. V. S.; NOGUEIRA, D. R. S.; SILVA, K. J. P.; GUIMARÃES, I. M.; MICHEREFF, S. J.; ARMENGOL, J. First report of *Monosporascus cannonballus* on watermelon in Brazil. **Plant Disease**, v. 94, p. 278, 2010.

SALES JÚNIOR, R.; NUNES, G. H. S.; SILVA, K. J. P.; COSTA, G. G.; GUIMARÃES, I. M.; MICHEREFF, S. J. Caracterização morfológica de fontes de resistência de meloeiro a *Rhizoctonia solani*. **Horticultura Brasileira**, v. 33, p. 196-202, 2015.

SALVIANO, A. M.; FÁRIA, C. M. B.; TERAÓ, D.; SILVA, D. J.; BATISTA, D. C. **A cultura do melão**. Brasília, DF: Embrapa, 3a ed., 202 p., 2017.

SANDOVAL-DENIS, M.; GUARNACCIA, V.; POLIZZI, G.; CROUS, P. W. Symptomatic *Citrus* trees reveal a new pathogenic lineage in *Fusarium* and two new *Neocosmospora* species. **Persoonia**, v. 40, p. 1–25, 2018.

SANTOS, C. C.; OLIVEIRA, F. A.; SANTOS, M. S.; TALAMINI, V.; FERREIRA, J. M. S.; SANTOS, F. J. Influência de *Trichoderma* spp. sobre o crescimento micelial de *Thielaviopsis paradoxa*. **Scientia Plena**, v. 8, n. 4, 2012.

SARR, M. P.; NDIAYE, M.; GROENEWALD, J. Z.; CROUS, P. W. Genetic diversity in *Macrophomina phaseolina*, the causal agent of charcoal rot. **Phytopathologia Mediterranea**, v. 53, p. 250–268, 2014.

SCHEMBERGER, M. O.; STROKA, M. A.; REIS, L.; LOS, K. K. S.; ARAUJO, G. A. T.

- SCHMIDT, S. M.; LUKASIEWICZ, J.; FARRER, R.; DAM, P. V.; BERTOLDO, C. Comparative genomics of *Fusarium oxysporum* f. sp. *melonis* reveals the secreted protein recognized by the Fom-2 resistance gene in melon. **New Phytology**, v. 209, n. 1, p. 307–318, 2016.
- SEO, Y.; KIM, Y. H. Potential Reasons for Prevalence of *Fusarium* Wilt in Oriental Melon in Korea. **Plant Pathology Journal**, v. 33, n. 3, p. 249–263, 2017.
- SFEIR, M. Z. T.; GALVÃO, C. W.; ETTO, R. M.; BAPTISTÃO, A. R. G.; AYUB, R. A. Transcriptome profiling of non-climacteric ‘yellow’ melon during ripening: insights on sugar metabolism. **BMC Genomics** volume, v. 21, n. 262, 2020.
- SILVA JR, F. S.; LOPES, M. C.; FARIAS, E. S.; SARMENTO, R. A.; PEREIRA, P. S.; PICANÇO, M. C. Standardized sampling plan for common blossom thrips management in melon fields from north Brazil. **Crop Protection**, v. 134, 2020.
- SILVA, S. G. A. 56f. ANÁLISE FILOGENÉTICA E REAÇÃO DE GENÓTIPOS DE MELOEIRO À LINHAGENS DO COMPLEXO DE ESPÉCIES *Fusarium solani*. Tese (Doutorado) apresentado a Universidade Federal Rural do Semi-Árido. 56f., 2020.
- SKIDMORE A. M.; DICKINSON C. H. Colony interactions and hyphal interference between *Septoria nodorum* and phylloplane fungi. **Transaction of the British Mycological Society**, v. 66, pp. 57–64, 1976.
- SONGA, W.; HILLOCKS, R. J.; MWANGO’MBES, A.; BURUCHARA, R.; RONNO, W. K. Screening common bean accessions for resistance to charcoal rot (*Macrophomina phaseolina*) in eastern Kenya. **Experimental Agriculture**, Cambridge, v. 33, n. 4, p. 459-468, 1997.
- SUMMERELL, B. A. Resolving *Fusarium*: Current Status of the Genus. **Annual Review of Phytopathology**, v. 57, n. 15, p. 1–15, 2019.
- SUTTON, G. F.; COMPTON, S. G.; COETZEE, J. A. Naturally occurring phytopathogens enhance biological control of water hyacinth (*Eichhornia crassipes*) by *Megamelus scutellaris* (Hemiptera: Delphacidae), even in eutrophic water. **Biological Control**, v. 103, p. 261-268, 2016.
- TERAO, D.; VIANA, F. M. P.; GUIMARÃES, J. A.; AZEVEDO, F. R.; AMORIM, S. G. **Manejo integrado de doenças do meloeiro**. In: BRAGA SOBRINHO, R.; GUIMARÃES, J. A.; FREITAS, J. de A. D. de; TERAU, D. (Org.). Produção integrada de melão. Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical; Banco do Nordeste do Brasil, 2008, cap. 18, p. 207-225.
- THRANE, C.; FUNCK JENSEN, D.; TRONSMO, A. Substrate colonization, strains competition, enzyme production *in vitro*, and biocontrol of *Pythium ultimum* by *Trichoderma* spp. Isolates P1 and T3. **European Journal of Plant Pathology**, v. 106, p. 215-20, 2000.
- TOLÊDO-SOUZA, E. D. D.; LOBO JÚNIOR, M.; SILVEIRA, P. M. D.; Café Filho, A. C. Interações entre *Fusarium solani* f. sp. *phaseoli* e *Rhizoctonia solani* na severidade da

podridão radicular do feijoeiro. **Pesquisa Agropecuária Tropical, Brasília**, v. 39, n. 1, p. 13-17, 2009.

TONIN, R. F. B.; AVOZANI, A.; DANELLI, A. L. D.; REIS, E. M.; ZOLDAN, S. M.; GARCÉS-FIALLOS, F. R. *In vitro* mycelial sensitivity of *Macrophomina phaseolina* to fungicides. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 43, p. 460–466, 2013.

VARGAS, P. F.; CARDOSO, A. F.; CHARLO, H. C.O.; CASTOLDI, R.; BRAZ, L.T. REUSE OF SUBSTRATE IN THE PROTECTED CULTIVATION OF MUSKMELON. **Surgical & Cosmetic Dermatology**, v. 34, n. 3, 2021.

WATANABE, S.; KUMAKURA, K.; KATO, H.; IYOZUMI, H.; TOGAWA, M.; NAGAYAMA, K. Identification of *Trichoderma* SKT-1, a biological control agent against seed-borne pathogens of rice. **Journal of General Plant Pathology**, v. 71, p. 351-356, 2005.

YÜ, D.; LI, C.; HUANG, Y.; HUANG, Z. Joint Action of *Trichoderma hamatum* and Difenoconazole on Growth of a Phytopathogen *Sclerotinia sclerotiorum* under Laboratory Conditions. **Pakistan Journal of Zoology**, v. 50, n. 6, p. 2249-2259, 2018.

ZHANG, S.; XU, B.; ZHANG, J.; GAN, Y. Identification of the antifungal activity of *Trichoderma longibrachiatum* T6 and assessment of bioactive substances in controlling phytopathogens. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 147, p. 59-66, 2018.