



UNIVERSIDADE ESTADUAL DO SUDOESTE DA BAHIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA
ÁREA DE CONCENTRAÇÃO EM FITOTECNIA

**MANEJO INTEGRADO DA SECA DA MANGUEIRA:
EFEITOS DE *Trichoderma harzianum*, FOSFITO DE
POTÁSSIO E DIFENOCONAZOL SOBRE *Ceratocystis
fimbriata* E NAS RESPOSTAS MORFOFISIOLÓGICAS
DE *Mangifera indica***

RONIERE SOUSA LIMA

**VITÓRIA DA CONQUISTA
BAHIA – BRASIL
2025**

RONIERE SOUSA LIMA

**MANENJO INTEGRADO DA SECA DA MANGUEIRA: EFEITOS DE
Trichoderma harzianum, FOSFATO DE POTÁSSIO E
DIFENOCONAZOL SOBRE *Ceratocystis fimbriata* E NAS RESPOSTAS
MORFOFISIOLÓGICAS DE *Mangifera indica***

Dissertação apresentada à Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, *Campus* de Vitória da Conquista, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Agronomia, área de concentração em Fitotecnia, para obtenção do título de “Mestre”.

Orientador: Prof. Dr. Quelmo Silva de Novaes

VITÓRIA DA CONQUISTA
BAHIA – BRASIL
2025

L711m

Lima, Roniere Sousa.

Manejo integrado da seca da mangueira: efeitos de *Trichoderma harzianum*, fosfito de potássio e difenoconazol sobre *Ceratocystis fimbriata* e nas respostas morfofisiológicas de *Mangifera indica* / Roniere Sousa Lima, 2025.

66f. ; il. color.

Orientador (a): Dr. Quelmo Silva de Novaes.

Dissertação (mestrado) – Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Área de concentração em Fitotecnia. Vitória da Conquista, 2025.

Inclui referência F. 55 – 66

1. Controle biológico. 2. Resistência induzida. 3. Doença vascular. 4. Bioestimulante. 5. Fitopatígeno. I. Novaes, Quelmo Silva de. II. Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, Programa de Pós – Graduação em Agronomia. III. T.

CDD: 634.44

Catálogo na fonte: Karolyne Alcântara Profeta – CRB 5/2134

UESB – Campus Vitória da Conquista – BA



UNIVERSIDADE ESTADUAL DO SUDESTE DA BAHIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA
Área de Concentração em Fitotecnia
Campus de Vitória da Conquista, BA.

DECLARAÇÃO DE APROVAÇÃO

TÍTULO: “MANEJO INTEGRADO DA SECA DA MANGUEIRA: EFEITOS DE *Trichoderma harzianum*, FOSFITO DE POTÁSSIO E DIFENOCONAZOL SOBRE *Ceratocystis fimbriata* E NAS RESPOSTAS MORFOFISIOLÓGICAS DE *Mangifera indica*”

AUTOR (A): Roniere Sousa Lima

Aprovado como parte das exigências para obtenção do Título de MESTRE EM AGRONOMIA, ÁREA DE CONCENTRAÇÃO EM FITOTECNIA, pela seguinte Banca Examinadora:

Documento assinado digitalmente
gov.br QUELMO SILVA DE NOVAES
Data: 31/07/2025 10:26:43-0300
verifique em <https://validar.itl.gov.br>

Quelmo Silva de Novaes, D.Sc. (UESB)

Documento assinado digitalmente
gov.br RAFAEL JOSE VILELA DE OLIVEIRA
Data: 31/07/2025 10:54:41-0300
verifique em <https://validar.itl.gov.br>

Rafael José Vilela de Oliveira, D.Sc. (CETENE)

Documento assinado digitalmente
gov.br ALCEBIADES REBOUÇAS SÃO JOSÉ
Data: 31/07/2025 21:50:26-0300
verifique em <https://validar.itl.gov.br>

Alcebiades Rebouças São José, D.Sc. (UESB)

Data de realização: 31 de Julho de 2025.

A Deus.

*Eu sou a videira, vós as varas;
quem está em mim, e eu nele, esse
dá muito fruto; porque sem mim
nada podeis fazer.*

João 15:5

DEDICO

AGRADECIMENTOS

A Deus, por ter sustentado minha fé, me guiado nos momentos de dúvida e fortalecido minha caminhada com sabedoria, graça e amor. Sem Ele, nada disso seria possível;

Aos meus pais, pelo amor incondicional, pelos conselhos e por sempre acreditarem no meu potencial, mesmo quando eu duvidei de mim mesmo. Ao meu irmão, pelo apoio silencioso, mas sempre presente;

À minha noiva Fernanda, pela parceria em todos os momentos, pela paciência nas horas difíceis e por ser meu alicerce emocional ao longo dessa jornada;

Ao meu orientador Quelmo, pela paciência, pelos ensinamentos tanto acadêmicos quanto de vida, e por confiar no meu trabalho, mesmo diante das dificuldades;

Aos meus amigos e colegas do Laboratório de Fitopatologia: Maria Eduarda, Natália Deniz e Ana Júlia, que se tornaram verdadeiros irmãos ao longo dessa caminhada. Compartilhar os desafios e as conquistas com vocês tornou essa experiência muito mais leve e significativa;

À Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia – UESB, por ter proporcionado a estrutura necessária para o desenvolvimento deste trabalho e pela formação acadêmica sólida;

Aos professores do Programa de Pós-Graduação em Agronomia (Fitotecnia), pelo conhecimento compartilhado, pelas contribuições científicas e pelo exemplo de compromisso com o ensino e a pesquisa;

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão de bolsa de estudo.

RESUMO

LIMA, R.S. **Manejo integrado da seca da mangueira: efeitos de *Trichoderma harzianum*, fosfito de potássio e difenoconazol sobre *Ceratocystis fimbriata* e nas respostas morfofisiológicas de *Mangifera indica*.** Vitória da Conquista – BA, UESB, 2025. 66 p. (Dissertação: Mestrado em Agronomia; Área de Concentração: Fitotecnia).*

A seca da mangueira, causada pelo fungo *Ceratocystis fimbriata*, representa uma das principais ameaças à produção de manga no Brasil, sendo responsável por perdas significativas em áreas comerciais. Este estudo teve como objetivo avaliar os efeitos de *Trichoderma harzianum*, fosfito de potássio e difenoconazol no manejo da seca da mangueira causada por *Ceratocystis fimbriata*, com base em análises *in vitro* da inibição micelial do patógeno e em respostas morfofisiológicas de mudas de mangueira artificialmente inoculadas. Foram realizadas análises de severidade da doença, características morfológicas, índice SPAD. Os testes *in vitro* mostraram que o *Trichoderma harzianum* apresentou forte antagonismo com alta inibição por compostos voláteis e interação direta. O fungicida inibiu cerca de 80% do crescimento do patógeno, enquanto o fosfito não apresentou inibição micelial significativa em doses mais baixas, mas, na maior dose, a inibição ultrapassou os 50%. Por outro lado, nos testes *in vivo*, os tratamentos com fosfito e *T. harzianum* promoveram ganhos significativos em variáveis morfológicas e fisiológicas, com destaque para o aumento no comprimento radicular e na estabilidade do índice SPAD, especialmente quando aplicados de forma preventiva. A combinação entre fosfito e *T. harzianum* apresentou resultados dependentes do tempo de aplicação. Conclui-se que o uso de agentes biológicos e bioestimulantes constitui uma alternativa promissora e sustentável para o manejo da seca da mangueira, com potencial para reduzir a dependência de fungicidas químicos e contribuir para sistemas de produção mais resilientes.

Palavras-chave: Controle biológico; resistência induzida; doença vascular; bioestimulante; fitopatógeno.

* **Orientador:** Prof. Dr. Quelmo Silva de Novaes, UESB.

ABSTRACT

LIMA, R.S. **Integrated management of mango wilt: effects of *Trichoderma harzianum*, potassium phosphite, and difenoconazole on *ceratocystis fimbriata*. And on the morphophysiological responses of *mangifera indica*.** Vitória da Conquista – BA, UESB, 2025. 66 p. (Dissertation: Master Science in Agronomy; Area of Concentration: Crop Science.)*

Mango wilt, caused by the fungus *Ceratocystis fimbriata*, is one of the main threats to mango production in Brazil, leading to significant losses in commercial areas. This study aimed to evaluate the effects of *Trichoderma harzianum*, potassium phosphite, and difenoconazole in the management of mango wilt caused by *Ceratocystis fimbriata*, based on in vitro analyses of mycelial growth inhibition and morphophysiological responses of artificially inoculated mango seedlings. Disease severity, morphological characteristics, SPAD index, and enzymatic activity were analyzed. The in vitro tests showed that the fungicide inhibited approximately 80% of pathogen growth, while phosphite did not show significant mycelial inhibition at lower doses, but inhibition exceeded 50% at the highest dose. On the other hand, *T. harzianum* demonstrated strong antagonism, with high inhibition through volatile compounds and direct interaction. In in vivo tests, treatments with phosphite and *T. harzianum* led to significant improvements in morphological and physiological variables, especially root length and SPAD index stability, notably when applied preventively. The combination of phosphite and *T. harzianum* showed time-dependent effects. It is concluded that the use of biological agents and biostimulants represents a promising and sustainable alternative for managing mango wilt, with the potential to reduce reliance on chemical fungicides and contribute to more resilient production systems.

Keywords: Biological control, induced resistance, vascular disease, biostimulant, phytopathogen.

* **Adviser:** Prof. Dr. Quelmo Silva de Novaes, UESB.

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1-** Planta com sintomas da seca da mangueira (A), tronco com sintomas da doença (B), “sanduíches” de cenoura em câmaras úmida (C) e colônia isolada em placa contendo BDA.....24
- Figura 2-** Cultura pareada montada em placa de petri contendo meio BDA (A), *Trichoderma harzianum* cultivada em placa de petri contendo meio BDA com os discos formados com auxílio de um furador de rolhas de 8mm (B).....27
- Figura 3 -** Transferência dos disco de micélio do fungo *Ceratocystis fimbriata* em placas de Petri para testes in vitro (A), adição do fosfito de potássio em meio BDA.....29
- Figura 4-** Aplicação dos tratamentos em mudas de *Mangifera indica* (A e B).....31
- Figura 5-** Inoculação do fungo *Ceratocystis fimbriata*, com auxílio de uma seringa manual (A), e planta inoculada (B).31
- Figura 6-** Escala de notas da severidade da doença causada pelo fungo *Ceratocystis fimbriata*, em que: 1-Planta assintomática; 2- Leve escurecimento da área da inoculação; 3- Escurecimento expandiu além da área da inoculação, leve murcha; 4- Escurecimento acentuado e necrose parcial do tecido próximo à inoculação, com murcha progressiva; 5- Morte da parte aérea ou colapso total da muda.32
- Figura 7-** Teste de patogenicidade sendo realizado em muda de mangueira (A), formação de peritécios de *Ceratocystis fimbriata* sobre isca de cenoura (B), sintomas sendo apresentados após inoculação do patógeno (C).35
- Figura 8 -** Características morfológicas de *Ceratocystis fimbriata*. Peritécio (A), hifa septada (B), ascósporos em forma de chapéu (C), conídio primário (D), conídio secundário (E) e clamidiósporo globoso (F).....36
- Figura 9-** Árvore filogenética baseada na região ITS de isolados de *Ceratocystis fimbriata*37
- Figura 10-** Ensaio in vitro envolvendo *Trichoderma harzianum* e *Ceratocystis fimbriata* em diferentes configurações de antagonismo e avaliação de compostos voláteis. Crescimento de *T. harzianum* em meio BDA (isolado puro) (A). Confronto direto entre *T. harzianum* (esquerda) e *Ceratocystis fimbriata* (direita), evidenciando inibição do patógeno (B). Vista lateral de placas seladas para avaliação da produção de compostos voláteis (C). Ensaio de VOCs: à esquerda, crescimento de *Trichoderma harzianum*; à direita, inibição do crescimento de *Ceratocystis fimbriata* na presença de compostos voláteis produzidos por *T. Harzianum* (D).38
- Figura 11-** Porcentagem de inibição do crescimento micelial (PICM%) de *Ceratocystis fimbriata* promovida por *Trichoderma harzianum* por meio das técnicas de cultura dupla e produção de compostos voláteis (VOCs). As letras indicam diferenças estatísticas significativas entre os tratamentos pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).....39
- Figura 12-** Inibição micelial de *Ceratocystis fimbriata* em função das doses de fosfito de potássio, com valores médios e erro-padrão. A linha indica a regressão linear ajustada ($y = 3,87 + 0,063x$; $R^2 = 0,955$; $p < 0,001$), demonstrando aumento proporcional da inibição com o incremento das doses.41
- Figura 13-** Progressão da severidade da doença da murcha da mangueira causada por *Ceratocystis fimbriata* aos 7, 14, 21 e 28 dias após a inoculação (DAI), conforme os diferentes tratamentos aplicados no mesmo dia da inoculação. As barras representam a

média das notas de severidade e os segmentos verticais indicam o erro padrão da média. Tratamentos: Bioestimulante (Bio), Controle negativo (Doentes), Difenconazol (Fungicida), *Trichoderma harzianum* (*T. harzianum*), *Trichoderma harzianum*+Bioestimulante (*T.harzianum*+Bio).....44

Figura 14 - Notas médias de severidade da doença em plantas de mangueira submetidas a diferentes tratamentos fitossanitários, aplicados sete dias antes da inoculação com *Ceratocystis fimbriata*, avaliadas aos 7, 14, 21 e 28 dias após a inoculação (DAI). Barras representam erro padrão da média (n = 8). Tratamentos: Bioestimulante (Bio), Controle negativo (Doentes), Difenconazol (Fungicida), *Trichoderma harzianum* (*T.harzianum*), *Trichoderma harzianum*+Bioestimulante (*T.harzianum*+Bio).....45

Figura 15- Índice SPAD de folhas de mudas de mangueira (*Mangifera indica* L.) tratadas com bioestimulante (Bio), Controle negativo (Doentes), Difenconazol (Fungicida), Controle positivo (Sadias), *Trichoderma harzianum* (*T. Harzianum*), combinação de *T. harzianum* e bioestimulante (*T. harzianum*+Bio). Os tratamentos foram aplicados 7 dias antes da inoculação com *Ceratocystis fimbriata* e avaliados aos 7, 14, 21 e 28 dias após a inoculação (DAI). Barras indicam o erro padrão da média (EP). Letras iguais sobre as barras não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).51

Figura 16- Índice SPAD de folhas de mudas de mangueira (*Mangifera indica* L.) tratadas com bioestimulante (Bio), Controle negativo (Doentes), Difenconazol (Fungicida), Controle positivo (Sadias),*Trichoderma harzianum* (*T. harzianum*), combinação de *T. harzianum* e bioestimulante (*T. harizianum*+Bio). Os tratamentos foram aplicados no mesmo dia da inoculação com *Ceratocystis fimbriata*, e avaliados aos 7, 14, 21 e 28 dias após a inoculação (DAI). Barras indicam o erro padrão da média. Letras iguais sobre as barras não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).52

LISTA DE TABELAS

Tabela 1– Média da inibição do crescimento micelial (PICM, %) de *Ceratocystis fimbriata* em função de diferentes tratamentos com bioestimulante (fosfito de potássio) e difenoconazol, em ensaio in vitro.....42

Tabela 2 – Efeitos de tratamentos aplicados no mesmo dia da inoculação sobre altura de plantas, comprimento de raiz, massa seca de parte aérea e raiz em mudas de mangueira inoculadas com *Ceratocystis fimbriata*48

Tabela 3 – Efeitos de tratamentos aplicados sete dias antes da inoculação sobre altura de plantas, comprimento de raiz, massa seca de parte aérea e raiz em mudas de mangueira inoculadas com *Ceratocystis fimbriata*49

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	12
2 REFERENCIAL TEÓRICO	14
2.1 A cultura da mangueira	14
2.2 Principais doença fúngicas da mangueira	15
2.3 <i>Ceratocystis fimbriata</i> : a seca da mangueira	16
2.4 Estratégias de manejo contra <i>Ceratocystis fimbriata</i>	17
2.5 Controle biológico com <i>Trichoderma harzianum</i>	18
2.6 Indução de resistência com fosfito de potássio	20
2.7 Controle químico	22
3 MATERIAL E MÉTODOS	23
3.1 Local do experimento	23
3.3 Obtenção do isolado	23
3.4 Obtenção de mudas de mangueira	25
3.5 Caracterização morfológica	25
3.6 Caracterização molecular do isolado de <i>Ceratocystis fimbriata</i>	25
3.7 Teste de patogenicidade	26
3.8 Avaliação in vitro da eficácia dos tratamentos sobre <i>Ceratocystis fimbriata</i>	27
3.8.1 Avaliação in vitro do antagonismo de <i>Trichoderma harzianum</i> por cultura dupla	27
3.8.2 Avaliação da inibição de <i>Ceratocystis fimbriata</i> por compostos voláteis de <i>Trichoderma harzianum</i>	28
3.8.3 Avaliação in vitro da atividade do fosfito de potássio e do fungicida difenoconazol sobre <i>Ceratocystis fimbriata</i>	28
3.9 Efeito In Vivo	30
3.9.1 Tratamentos fitossanitários	30
3.9.2 Avaliações	32
3.9.2.1 Severidade de sintomas da doença	32
3.9.2.2 Características morfofisiológicas relacionadas ao crescimento	33
3.9.2.3 Determinação do índice SPAD	33
3.9.2.4 Análise estatística dos dados	33
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	34
5 CONCLUSÃO	54
6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	55

1. INTRODUÇÃO

A mangueira (*Mangifera indica* L.) é uma das frutíferas tropicais mais cultivadas no Brasil, destacando-se por sua expressiva importância econômica e social, especialmente nas Regiões Nordeste e Sudeste do país. A cultura exerce um papel fundamental na agricultura familiar, com destaque para o semiárido, onde a Bahia se consolida como o maior produtor nacional (IBGE, 2023). Além de sua relevância produtiva, a mangicultura contribui significativamente para o desenvolvimento regional, promovendo inclusão socioeconômica e movimentando diversos segmentos ligados ao agronegócio (Sousa e Cunha, 2010).

A mangueira é susceptível a diversas doenças fúngicas que comprometem sua produtividade e longevidade (Mustafa et al., 2024). Dentre essas destaca-se a seca-da-mangueira, causada pelo fungo *Ceratocystis fimbriata*. É uma enfermidade de difícil controle, caracterizada por sintomas como escurecimento vascular, murcha e morte progressiva da planta. O patógeno pode ser disseminado por ferimentos mecânicos e insetos, e sua instalação no sistema vascular dificulta o sucesso dos métodos tradicionais de manejo (Roux e Wingfield, 2009). Os danos agrônômicos e econômicos associados à doença, somados à dificuldade de erradicação do patógeno em campo, exigem estratégias alternativas que vão além do uso exclusivo de fungicidas químicos.

Diante disso, cresce o interesse por práticas sustentáveis e inovadoras que promovam a sanidade vegetal sem causar impactos negativos ao ambiente ou à saúde humana, dentre as quais destaca-se o uso de bioestimulantes, como o fosfito de potássio, que atua na indução de resistência em plantas; e de agentes de controle biológico, como *Trichoderma harzianum*, conhecido por sua capacidade de inibir patógenos e estimular o crescimento vegetal.

Embora o uso de bioestimulantes, como o fosfito de potássio, e de agentes biológicos, como *Trichoderma harzianum*, já tenha sido investigado em diferentes culturas sob condições controladas, o uso de *Trichoderma* sp. e do fosfito de potássio como biocontrole para a seca da mangueira é recente, e os resultados são promissores, mas ainda iniciais, necessitando de estudos mais aprofundados sobre o tema (Brito et al., 2020; Araújo et al., 2015).

Essa fragilidade evidencia a necessidade de diversificação nas estratégias de manejo, incentivando pesquisas que explorem métodos complementares, como o

controle biológico e a indução de resistência, capazes de atuar de forma integrada e sustentável na prevenção da doença.

Neste contexto, parte-se da hipótese de que o fosfito de potássio e o *Trichoderma harzianum* (cepa ESALQ 1306), aplicados isoladamente ou em combinação, são eficazes no controle da seca da mangueira causada por *Ceratocystis fimbriata*, além de promoverem benefícios fisiológicos e de crescimento às plantas, independentemente do momento de aplicação em relação à inoculação do patógeno.

O presente trabalho teve como objetivo avaliar a eficácia de *Trichoderma harzianum* (ESALQ 1306), fosfito de potássio e difenoconazol, aplicados isoladamente ou em combinação, no manejo da seca da mangueira causada por *Ceratocystis fimbriata*, bem como seus efeitos fisiológicos e de crescimento em mudas artificialmente inoculadas, considerando diferentes momentos de aplicação em relação à inoculação do patógeno.

2 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 A cultura da mangueira

A mangueira (*Mangifera indica* L.) ocupa posição de destaque na fruticultura brasileira, sendo cultivada em praticamente todas as regiões do país, com ênfase nas Regiões Norte e Nordeste. Existem cerca de 1600 cultivares de mangueira conhecidas mundialmente, com sua comercialização ocorrendo em mais de 80 países (Mandal et al., 2020). As principais cultivares de manga cultivadas comercialmente no Brasil incluem Tommy Atkins, Palmer, Keitt e Kent, cada uma com características distintas em conformação da copa, precocidade, produtividade, qualidade dos frutos e necessidades nutricionais (Rezende et al., 2022).

O fruto é comercializado quase exclusivamente *in natura*, mas também está disponível em compotas, suco integral e polpa congelada. A polpa é utilizada na produção de doces, geleias, sucos e néctares, além de poder ser incorporada em sorvetes, misturas de sucos, licores e outros produtos.

A maior parte da cultura da manga está localizada no continente asiático, com uma produção que representa 75% de toda a manga produzida no mundo, logo depois vem as Américas com 14%, África com 10% e o 1% restante está distribuído entre alguns países na Europa e Austrália (Guerra, 2020). No Brasil, a cultura da manga ultrapassou 1.7 milhões de toneladas em 2023, como estado da Bahia representando 40% da produção total do país, destacando-se como o principal estado produtor, com uma área colhida de 33.346 hectares (IBGE, 2023). A produção está localizada principalmente no vale do Submédio São Francisco, com aproximadamente 70% da produção gerada em Petrolina - PE e Juazeiro-BA (IBGE, 2023).

Ao todo, o Brasil apresenta uma área de 80.465 mil hectares para produção de manga, com um rendimento médio de 21.849 kg por hectares (IBGE, 2024). Em 2023, a exportação de mangas brasileiras alcançou um marco histórico, com um faturamento de US\$ 315 milhões e um volume exportado de 266 mil toneladas, representando um aumento de 15% em relação ao ano anterior (AGROSTAT/MAPA, 2024). A região do Vale do São Francisco foi responsável por mais de 90% da produção, com destaque para os estados da Bahia (47,36%) e Pernambuco (45,42%).

Na Bahia, municípios como Juazeiro, Casa Nova e Livramento de Nossa Senhora são reconhecidos não apenas pela quantidade produzida, mas também pela qualidade dos frutos, que possuem elevada aceitação no mercado interno e externo. No município de

Livramento de Nossa Senhora, a cultura da manga se consolida como eixo central da agricultura familiar e do agronegócio local, gerando empregos diretos e indiretos, movimentando o comércio e influenciando diretamente o Produto Interno Bruto (PIB) agropecuário regional

Entre os fatores que impulsionaram esse crescimento estão a quebra de safra no Peru e o aumento do preço internacional da fruta (Embrapa, 2024). O desempenho promissor continuou em 2024, com um crescimento significativo nos primeiros meses, quando foram exportadas 24,5 mil toneladas, comparadas às 16,8 mil toneladas no mesmo período de 2023, reforçando o protagonismo do Brasil no mercado global de mangas (Embrapa, 2024).

2.2 Principais doença fúngicas da mangueira

A mangueira (*Mangifera indica*), produzida em regiões tropicais e subtropicais de todo o mundo, está sujeita a uma combinação de doenças fúngicas e bacterianas, problemas causados por nematoides, além de doenças fisiológicas. No entanto, os principais problemas fitossanitários que impactam sua produção no Brasil incluem a antracnose, a podridão-radicular, podridão-de-pedúnculo, a seca-da-mangueira e a malformação da mangueira.

A antracnose, causada por espécies do complexo *Colletotrichum gloeosporioides* (teleomorfo *Glomerella cingulata*), é considerada a doença mais destrutiva da cultura, afetando flores, folhas e frutos, podendo provocar perdas de até 100 % em pomares não manejados (Dofuor et al., 2023). Os sintomas incluem lesões escuras e deprimidas em frutos, manchas foliares, queda de flores e frutos verdes, com infecções latentes que se manifestam posteriormente no pós-colheita (Batista et al., 2016).

Podridões radiculares são causadas por fungos do gênero *Lasiodiplodia*, especialmente *L. theobromae* (El-Ganainy et al., 2022). Essas doenças provocam murcha, clorose, necrose de ramos, lesões colapsando os tecidos vasculares, exsudação de goma e morte de partes aéreas da planta (Batista et al., 2016). Em condições de campo, os sintomas chegam a afetar até 40 % dos indivíduos em pomares não tratados (El-Ganainy et al., 2022).

A podridão-de-pedúnculo, causada principalmente por *Botryosphaeria dothidea*, provoca escurecimento e apodrecimento na região do pedúnculo dos frutos, sendo um problema grave da pós-colheita (Santos et al., 2018).

Diversos patógenos, considerados secundários, também afetam a cultura da mangueira, embora com menor impacto econômico em comparação às principais doenças. *Alternaria alternata* provoca manchas foliares escuras, geralmente observadas na face inferior das folhas, e pode causar lesões ao redor das lenticelas dos frutos, que se aprofundam sob alta umidade (Lima, 2007; Batista et al., 2016). A mancha-cinza-da-folha, causada por *Pestalotiopsis mangiferae*, inicia-se com manchas irregulares amareladas que evoluem para áreas branco-acinzentadas com acérvulos pretos, podendo também afetar frutos maduros (Milan, 2020).

O controle eficiente dessas doenças envolve manejo integrado, como remoção de resíduos e panículas doentes, adoção de boas práticas agrícolas e uso criterioso de fungicidas (Batista et al., 2023; Dofuor et al., 2023).

2.3 *Ceratocystis fimbriata*: a seca da mangueira

O gênero *Ceratocystis* é classificado na classe Pyrenomycetes, pertencente à ordem Ophiostomatales, dentro da subdivisão Ascomycotina e da família Ceratocystidaceae (Beer et al., 2014). Esse grupo de fungos é caracterizado pela formação de peritécios que podem ser superficiais ou parcialmente imersos no substrato, apresentando formato globoso, pescoços alongados e bordas fimbriadas, com coloração variando de castanho a preto (Brito et al., 2021). Os ascósporos possuem forma elipsoidal, são hialinos e envoltos por uma estrutura gelatinosa que lhes confere uma aparência semelhante a um chapéu (Brito et al., 2021). Esses esporos são produzidos em ascos evanescentes, cujas paredes se dissolvem facilmente, permitindo sua liberação através do ostíolo em uma matriz gelatinosa (Engelbrecht e Harrington et al., 2005).

Na fase assexuada, formam-se dois tipos de esporos, os endoconídios hialinos, de formato cilíndrico e dispostos em cadeias, podendo em alguns casos apresentar-se como endoconídios de forma barril. Além disso, são produzidos clamidósporos terminais, que também se organizam em cadeias, com formas que variam entre obovadas e ovais, possuindo paredes espessas e coloração marrom (Johnson et al., 2005).

A “seca da mangueira” ou “mal do Recife” foi relatada pela primeira vez na década de 1930, em Pernambuco. A doença foi responsável por causar o declínio de plantas em pomares de mangueira, como ocorreu em Jardinópolis, SP, onde, nas décadas de 1950 e 1960, devastou pomares das variedades Haden e Bourbon (Embrapa, 2023). Ao longo dos anos, a doença causou perdas econômicas substanciais (até 60%) na indústria de manga no Brasil, Omã e Paquistão (Galdino et al., 2016; Hassan e Nazami, 2017). A

doença foi registrada pela primeira vez fora do Brasil nas décadas de 1990, em Omã e no Paquistão (Al Adawi et al., 2006; Galdino et al., 2016).

Ceratocystis fimbriata é um fungo ascomiceto amplamente distribuído, que causa doenças vasculares em várias culturas de importância econômica. Ele foi inicialmente descrito como patógeno em batata-doce, mas atualmente é reconhecido por sua capacidade de infectar uma ampla gama de hospedeiros, incluindo eucaliptos, seringueiras, cacau e mangueiras (Harrington et al., 2014).

A infecção ocorre por meio de feridas nos tecidos das plantas, onde os esporos do fungo encontram um ambiente propício para germinação e colonização. Uma vez estabelecido, o fungo invade os vasos do xilema, obstruindo o transporte de água e nutrientes, o que leva ao murchamento, necrose e eventual morte da planta (Ferreira et al., 2011).

A colebroca, *Hypocryphalus mangiferae*, popularmente chamada de “broca-da-mangueira”, atua como o principal vetor do *Ceratocystis fimbriata* em plantações de manga (Paz et al., 2007; Ferreira, 2013). Nos troncos e ramos atacados, é possível identificar pequenos orifícios com cerca de 1,0 mm de diâmetro, resultantes da ação das coleobrocas, frequentemente acompanhados pela liberação de serragem e pela exsudação de resina de consistência gomosa, que é sinal do ataque do inseto.

Uma característica marcante de *Ceratocystis fimbriata* é sua adaptabilidade e alta capacidade de sobrevivência no ambiente. O fungo forma estruturas resistentes, como conídios e clamidósporos, que permanecem viáveis no solo e em restos culturais por longos períodos. Essa habilidade aumenta o desafio de manejo, pois cria um reservatório contínuo de inóculo (Lutfiana et al., 2025).

Estudos genéticos recentes mostram que *Ceratocystis fimbriata* apresenta alta variabilidade genética, o que contribui para sua adaptabilidade a diferentes condições ambientais e resistência a métodos de controle tradicionais (Valderato et al., 2015). Essa diversidade genética também está associada à emergência de linhagens com maior virulência, aumentando os danos em culturas economicamente importantes (Baker et al., 2003; Oliveira et al., 2015).

2.4 Estratégias de manejo contra *Ceratocystis fimbriata*

Atualmente o manejo da seca-da-mangueira causada por *Ceratocystis fimbriata* baseia-se principalmente em práticas preventivas, como a utilização de mudas saudáveis,

eliminação de plantas doentes, desinfecção de ferramentas e controle da coleobroca, que favorecem a disseminação do patógeno por meio de ferimentos nos tecidos vegetais (Batista et al., 2008; Cassol et al., 2024). Em cultivos comerciais, também é comum a adoção de medidas, como a rotação de áreas e barreiras sanitárias. Há também a utilização de porta-enxertos resistentes a doença, que são utilizadas atualmente como o principal método de controle. Entre os porta-enxertos mais utilizados, destacam-se as variedades ‘Espada’ e ‘Coquinho’, sendo a ‘Espada’ tradicionalmente reconhecida por sua tolerância à seca-da-mangueira (Ribeiro et al., 1986; Oliveira et al., 2010). No entanto, estudos têm indicado que a variedade ‘Ubá’ (também conhecida como Jasmin), apresenta níveis significativos de resistência ao patógeno, reforçando seu potencial como porta-enxerto em programas de manejo da doença (Ribeiro et al., 1986; Galli et al., 2011; Nunes, 2015).

Diante desse cenário, estratégias alternativas ao manejo convencional vêm sendo exploradas, especialmente aquelas voltadas à indução de resistência e ao controle biológico. A natureza vascular e sistêmica da doença, associada à sua progressão silenciosa e letal, exige abordagens que atuem de forma preventiva e integrada, com mecanismos múltiplos de ação.

Como alternativa mais sustentável, o controle biológico utilizando *Trichoderma* spp. tem se destacado por sua ação multifatorial. Esses microrganismos atuam por meio do micoparasitismo direto, competição por espaço e nutrientes, produção de enzimas hidrolíticas e compostos voláteis, além de estimular a defesa da planta hospedeira (Konappa et al., 2022). Cepas selecionadas vêm sendo utilizadas em diversos sistemas agrícolas e apresentam resultados promissores na redução da severidade de doenças e promoção de crescimento (Silva et al., 2021; Pereira et al., 2019).

Complementando essas estratégias, a indução de resistência tem ganhado espaço como ferramenta promissora no manejo de doenças em fruteiras tropicais. Estudos envolvendo o uso de fosfito de potássio como indutor de resistência têm sido conduzidos em diversas culturas, visando o controle de *Ceratocystis fimbriata* e outros fitopatógenos de importância econômica (Araújo et al., 2015; Tunes et al., 2019).

2.5 Controle biológico com *Trichoderma harzianum*

O controle biológico com *Trichoderma* sp., especialmente *T. harzianum*, representa uma das estratégias mais promissoras e sustentáveis no manejo de doenças em culturas agrícolas. Esse gênero fúngico é reconhecido por sua capacidade de antagonismo frente a uma ampla gama de fitopatógenos, atuando por diferentes mecanismos, como

micoparasitismo, antibiose, competição por nutrientes e indução de resistência na planta hospedeira (Konappa et al., 2022; Zeilinger e Atanasova, 2020).

O micoparasitismo é um dos mecanismos mais bem documentados, caracterizado por um processo em que o *Trichoderma* reconhece quimicamente a presença do patógeno, adere à sua parede celular, enovela suas hifas e, em seguida, secreta enzimas como quitinases, glucanases e proteases, que degradam o patógeno e permitem sua colonização (Zeilinger e Atanasova, 2020; Shenouda e Cox, 2021). Esse processo também favorece a absorção de nutrientes pelas espécies de *Trichoderma*, impedindo o crescimento de organismos competidores.

A antibiose é outro mecanismo relevante, no qual *Trichoderma* secreta compostos bioativos, como viridina, gliovirina, 6-pentil- α -pirona e ácido harziânico, com comprovada atividade antifúngica (Konappa et al., 2022; Nandini et al., 2021). Muitos desses metabólitos secundários são responsáveis por inibir a germinação e o crescimento de patógenos, sendo também associados ao efeito bioestimulante do fungo sobre as plantas (Nakkeeran et al., 2021).

Além do controle direto, *T. harzianum* é conhecido por ativar respostas de defesa em plantas por meio de mecanismos de resistência sistêmica induzida (RSI) e adquirida (RSA), dependendo da via de sinalização envolvida. A RSI é mediada principalmente por ácido jasmônico e etileno, enquanto a RSA ocorre via ácido salicílico. Ambas as vias podem ser desencadeadas pela presença de *Trichoderma*, conforme demonstrado por Alkooranee et al. (2017) e Galletti et al. (2020), que observaram a ativação de genes associados à defesa após inoculação com diferentes cepas.

Esses efeitos não se limitam à proteção contra patógenos. Diversos estudos relatam que *Trichoderma* promove o crescimento vegetal por meio da produção de hormônios, como ácido indolacético e ácido giberélico, além de compostos que estimulam a absorção de nutrientes (Al-Askar et al., 2016; Sharma et al., 2022). Essa capacidade de atuar como bioestimulante se manifesta no aumento da biomassa radicular, na altura de plantas e na concentração de clorofila, sendo relatada em culturas como soja, tomate e milho (Conte et al., 2022; Ji et al., 2020; Khan et al., 2017).

Além disso, a aplicação de *Trichoderma* tem demonstrado efeitos positivos sob condições de estresse abiótico, como salinidade e déficit hídrico, promovendo maior acúmulo de solutos compatíveis, antioxidantes e regulação estomática (Macías-Rodríguez et al., 2020; Fu et al., 2017). Essa multifuncionalidade torna o gênero uma ferramenta valiosa não apenas para o manejo de doenças, mas também para a resiliência das plantas,

frente a condições adversas.

Contudo, vale ressaltar que os efeitos benéficos de *Trichoderma* estão intimamente ligados à cepa utilizada, suas características genéticas e à interação com o ambiente e a planta hospedeira (Dou et al., 2022; Vicente et al., 2022). Por isso, a seleção criteriosa da cepa e a compreensão dos mecanismos envolvidos são fundamentais para o sucesso de sua aplicação em programas de manejo integrado.

2.6 Indução de resistência com fosfito de potássio

O cultivo de plantas em larga escala frequentemente favorece a ocorrência de doenças, uma vez que proporciona condições ambientais propícias para o desenvolvimento e disseminação de fitopatógenos. No entanto, as plantas possuem mecanismos de defesa sofisticados para se proteger contra patógenos e insetos, que podem ser classificados em defesas constitutivas, ou seja, sempre presentes e induzidas que geralmente são ativadas após o ataque. Entre as barreiras físicas estão a cutícula, paredes celulares reforçadas, tricomas e espinhos, que dificultam a entrada de agentes nocivos (Mostafa et al., 2022; Biswas et al., 2025).

No âmbito bioquímico, as plantas produzem compostos secundários tóxicos, como alcaloides, fenóis e terpenoides, além de proteínas relacionadas à patogênese, como quitinases, glucanases e fitoalexinas, que inibem o crescimento de patógenos (Kaur et al., 2022; Mostafa et al., 2022; Biswas et al., 2025). Quando percebem o ataque, ativam vias de sinalização envolvendo hormônios, como ácido salicílico, jasmonato e etileno, que coordenam respostas locais e sistêmicas (Iqbal et al., 2021; Mostafa et al., 2022).

A geração de espécies reativas de oxigênio (ROS) e o fortalecimento da parede celular também são respostas rápidas para limitar a propagação do invasor (Kaur et al., 2022; Iqbal et al., 2021). Além disso, plantas podem liberar compostos voláteis que atraem inimigos naturais de herbívoros, caracterizando a defesa indireta (Aljbory e Chen, 2017; War et al., 2012). O “priming” ou condicionamento de defesa permite que a planta responda mais rapidamente a ataques subsequentes (Martinez-Medina et al., 2016). Essas estratégias, combinadas, tornam as plantas capazes de resistir e se adaptar a uma ampla variedade de ameaças bióticas.

Deste modo, o processo de resistência das plantas pode ocorrer de duas formas principais: Primeiro uma resposta rápida, ativada imediatamente após o reconhecimento do patógeno; e uma resistência posterior, induzida por elicitores. A planta pode entrar em um estado de resistência induzida, mediado por elicitores, que podem ser moléculas do

próprio patógeno ou de origem externa, que ativam vias de sinalização e levam à expressão de genes de defesa, tornando a resposta mais eficiente em infecções subsequentes (Nishad et al., 2020; Xiao Yu et al., 2024).

A exposição prévia das plantas a um elicitador permite que, em caso de tentativa de colonização por um patógeno, os tecidos vegetais atuem suas respostas de defesa de forma mais rápida e eficaz. Um produto é considerado um elicitador quando, ao ser aplicado em pequenas concentrações em plantas ou culturas de células vegetais, seja capaz de estimular respostas de defesa, como a produção de metabólitos secundários ou a ativação de genes relacionados à resistência a estresses bióticos e abióticos (Meena et al., 2022; Ramirez-Estrada et al., 2016).

Diversos produtos utilizados na agricultura, incluindo alguns fertilizantes, podem atuar como indutores de resistência nas plantas, contribuindo para a redução da incidência e severidade de doenças fúngicas. Um bom exemplo é o fosfito de potássio, um composto utilizado principalmente na agricultura como fertilizante e agente de controle de doenças de plantas. Ele atua de duas formas: diretamente, inibindo o crescimento de patógenos como fungos e oomicetos; e indiretamente, estimulando as defesas naturais das plantas (Machinandiarena et al., 2012; Wang et al., 2024; Saldarriaga-Gómez et al., 2025).

Estudos mostram que o fosfito de potássio reduz significativamente a severidade de algumas doenças, sendo tão eficaz quanto fungicidas tradicionais em alguns casos (Liljeroth et al., 2016; Gilardi et al., 2020; Reis et al., 2024).

O fósforo (P), devido à sua alta reatividade, não é encontrado na natureza em sua forma elementar, estando geralmente associado a outros elementos, como oxigênio (O) e hidrogênio (H). O fosfito corresponde a uma forma molecular específica, na qual o fósforo está ligado a três átomos de oxigênio e um de hidrogênio. Essa configuração química confere ao composto propriedades distintas de solubilidade e disponibilidade para absorção pelas plantas, influenciando diretamente tanto o metabolismo quanto os processos fisiológicos vegetais. Ainda não existem evidências de que a planta utiliza a molécula de fosfito como fonte de P, por isso o fosfito é utilizado como um ativador de defesa da planta (McDonald et al., 2006; Liu et al., 2021).

Os fosfitos são compostos caracterizados por sua elevada solubilidade e mobilidade sistêmica, sendo rapidamente absorvidos pelos tecidos vegetais e eficientemente translocados das folhas para as raízes. Sua aplicação está relacionada à indução de mecanismos de defesa nas plantas, promovendo a síntese de fitoalexinas e outros metabólitos naturais, associados à resistência induzida. Esses efeitos fisiológicos

podem estar atrelados a alterações nos perfis químico-hormonais das plantas (Lovatt e Mikkelsen, 2006).

A eficácia do fosfito no controle de patógenos já foi amplamente demonstrada, incluindo a redução do crescimento micelial radial, diminuição da biomassa fúngica e inibição da formação de estruturas de resistência, como oósporos em *Pythium aphanidermatum* e escleródios em *Athelia rolfsii* (Yáñez Juárez et al., 2018). Adicionalmente, evidências apontam seu efeito positivo no manejo da podridão da coroa em abobrinhas, provocada por *Phytophthora capsici* (Gilardi et al., 2020).

2.7 Controle químico

O controle químico ainda é uma das ferramentas mais utilizadas no manejo de doenças fúngicas em culturas agrícolas, principalmente pela rapidez de ação e eficiência contra patógenos agressivos. Dentre os fungicidas disponíveis, destaca-se o difenoconazol, um triazol sistêmico pertencente ao grupo dos inibidores da desmetilação (DMI), que atua na biossíntese de ergosterol, comprometendo a integridade da membrana celular dos fungos (FRAC, 2023).

Devido ao seu amplo espectro de ação e mobilidade translaminar, o difenoconazol tem sido utilizado com sucesso no controle de doenças fúngicas, incluindo alface e acelga, morango, trigo, entre outras (Gao et al., 2022; Abdo et al., 2023; Bajoriya et al., 2023).

Ensaio *in vitro* demonstram atividade fungistática significativa do produto, frente a isolados de *Ceratocystis fimbriata*, indicando seu potencial como controle preventivo ou de suporte no manejo integrado (Dong-Jin, 2013; Scruggs et al., 2017). Além disso, aplicações pós-colheita de difenoconazol em raízes infectadas também mostraram bons resultados no controle da doença, sendo comparável ou superior a outros fungicidas testados (Scruggs et al., 2017).

Dessa forma, o difenoconazol pode ser uma ferramenta auxiliar no manejo da seca da mangueira, principalmente quando associado a outras estratégias. Contudo, seu uso em campo deve considerar aspectos como resistência fúngica, impacto ambiental e seletividade.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Local do experimento

O estudo foi realizado no Laboratório de Fitopatologia e em telado de sombrite com cobertura plástica, pertencente ao Departamento de Fitotecnia e Zootecnia da Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia – UESB, Campus de Vitória da Conquista, Bahia.

3.2 Isolamento e preparo do isolado de *Trichoderma harzianum*

O isolado de *Trichoderma harzianum*, utilizado neste estudo, corresponde à linhagem ESALQ 1306, proveniente de produto comercial formulado (Trichodermil SC®, Koppert Biological Systems). Este isolado é amplamente reconhecido por sua eficácia no controle biológico de fitopatógenos.

Para a multiplicação do agente, alíquotas do produto foram semeadas em placas de Petri contendo meio BDA (batata-dextrose-ágar), sob condições assépticas em câmara de fluxo laminar. As placas foram incubadas a 28 °C, por até sete dias, sob fotoperíodo de 12 horas, para o crescimento e esporulação do microrganismo.

Após o período de incubação, foi preparado um inóculo líquido a partir da raspagem das estruturas fúngicas, com espátula esterilizada, as quais foram suspensas em água destilada estéril. A suspensão foi filtrada em camada dupla de gaze para remoção de fragmentos miceliais e padronizada com auxílio de câmara de Neubauer para concentração de aproximadamente 1×10^7 conídios·mL⁻¹.

Essa suspensão foi utilizada para aplicação nos tratamentos designados com *Trichoderma harzianum*, sendo aplicada diretamente no substrato, próximo à região do colo da planta, conforme delineamento experimental.

3.3 Obtenção do isolado

A coleta de amostras de tecidos vegetais infectados por *Ceratocystis fimbriata* foi realizada no dia 15 de janeiro de 2025, em plantas hospedeiras que apresentavam sintomas típicos da doença, localizadas em um pomar no município de Livramento de Nossa Senhora – BA. Foram coletadas quatro amostras de fragmentos de tronco e raízes, provenientes de plantas sintomáticas. Todo o material foi acondicionado em sacos plásticos esterilizados e transportado ao Laboratório de Fitopatologia da Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia (UESB), Campus de Vitória da Conquista – BA.

Como método complementar de isolamento, foi empregada a técnica de isca de cenoura, conforme descrita por Moller e Devay (1968) e adaptada por Piveta (2013). Cenouras frescas foram lavadas em água corrente para remoção de impurezas. Em seguida, foram cortadas em fatias com aproximadamente 1 cm de espessura.

As fatias foram posicionadas sobre os fragmentos vegetais, previamente higienizados, formando um “sanduíche”, e acondicionadas em câmaras úmidas, montadas em béqueres, contendo algodão embebido em água destilada esterilizada, para manutenção da umidade. As câmaras foram incubadas a 25 °C, entre 48 a 72 horas, com o objetivo de estimular a migração do patógeno para os tecidos da cenoura.

Após o período de incubação, com o auxílio de uma lupa para identificar se os peritécios foram translocados para as iscas de cenoura, a massa de ascósporos extrudada pela ponta do ostíolo dos peritécios, formados na superfície das cenouras, foi cuidadosamente coletado com auxílio do cabo de Kolle, adaptado com ponta de agulha de injeção descartável, e transferida asepticamente, sob câmara de fluxo laminar, para placas de Petri contendo meio BDA (batata-dextrose-ágar). As placas foram incubadas a 25 °C, por até 7 dias, para o crescimento, isolamento e purificação dos isolados de *Ceratocystis fimbriata*. Na Figura 1, é possível observar plantas sintomáticas em campo, além da câmara úmida contendo as iscas de cenoura e da placa de petri já com o isolado do fungo.



Figura 1- Planta com sintomas da seca da mangueira (A), tronco com sintomas da doença (B), “sanduíches” de cenoura em câmaras úmida (C) e colônia isolada em placa contendo BDA.

3.4 Obtenção de mudas de mangueira

Mudas comerciais de mangueira (*Mangifera indica* L.) da cultivar Coquinho, reconhecida por sua suscetibilidade à murcha causada por *Ceratocystis fimbriata*, foram adquiridas com aproximadamente 120 dias de desenvolvimento e altura média de 1,5 metro. As mudas apresentavam coloração verde uniforme, boa sanidade e ausência de sintomas fitopatológicos visíveis no momento da aquisição.

As plantas foram transplantadas para vasos com capacidade aproximada de 5 litros, previamente preenchidos com substrato composto por solo, esterco curtido de curral e adubação com superfosfato simples, cujas quantidades foram corrigidas proporcionalmente ao volume de cada recipiente. Os vasos apresentavam adequada drenagem e foram dispostos em telado de sombreamento, sob condições protegidas.

Após o transplante, as mudas foram irrigadas manualmente, duas vezes ao dia (manhã e fim de tarde), utilizando-se água potável, de forma a manter o substrato com umidade constante, sem provocar encharcamento. Os tratos culturais e a manutenção das mudas seguiram as recomendações agrônômicas para a espécie até o momento da aplicação dos tratamentos experimentais.

3.5 Caracterização morfológica

Para a caracterização morfológica de *Ceratocystis fimbriata*, fragmentos miceliais foram obtidos de culturas em BDA, entre 7 e 10 dias, a 25 °C. As amostras foram transferidas com agulha estéril para lâminas contendo solução de azul de algodão em lactofenol e analisadas no microscópio óptico Axiostar Plus (Carl Zeiss®, Alemanha), com objetivas 40x e 100x. Foram observadas estruturas típicas do gênero, como peritécios globosos com pescoço alongado e borda fimbriada, hifas septadas, conídios barrel-shaped (doliiformes) e ascósporos hialinos. A identificação foi baseada nas descrições clássicas taxonômicas (Baker e Harrington, 2005).

3.6 Caracterização molecular do isolado de *Ceratocystis fimbriata*

Para a extração de DNA, a biomassa fúngica foi cultivada em placas de Petri contendo meio de cultura PDA, por sete dias, a 28 °C. O protocolo utilizado seguiu a metodologia descrita por Oliveira et al. (2016). Para amplificar a região ITS (ITS1- 5.8s-ITS2), foram utilizados os primers ITS1 e ITS4 (White et al., 1990). Posteriormente, as amostras foram sequenciadas, utilizando-se os mesmos conjuntos de primers PCR na

Plataforma Multiusuária de Sequenciamento de DNA do Centro de Biociências da Universidade Federal de Pernambuco, Recife, Brasil.

As reconstruções filogenéticas foram obtidas por meio da análise de dados de sequência de ITS. A sequência obtida foi alinhada com outras sequências fúngicas relacionadas do GenBank, utilizando-se o MEGA, versão 5.05 (Tamura et al., 2007). Antes da análise filogenética, o modelo ótimo de substituição de nucleotídeos foi estimado, utilizando-se o Topali 2.5 (Milne et al., 2004). A análise de máxima verossimilhança (1.000 replicações de bootstrap) foi realizada utilizando-se o PhyML (Guindon e Gascuel, 2003), acessado através do Topali v. 2.5.

3.7 Teste de patogenicidade

O teste de patogenicidade foi realizado com o objetivo de confirmar que o isolado obtido de plantas de mangueira, com sintomas típicos de seca em campo, correspondia ao agente causal *Ceratocystis fimbriata*. Embora os sintomas observados no campo indicassem a presença do patógeno, a confirmação foi necessária para validar o diagnóstico e assegurar que o isolado utilizado nos ensaios posteriores era patogênico e representativo. Para isso, plantas sadias foram inoculadas com o isolado, avaliando-se o desenvolvimento dos sintomas característicos da doença e cumprindo-se os postulados de Koch. Para isso, foram utilizadas quatro mudas sadias de mangueira da cultivar Coquinho, reconhecida por sua suscetibilidade à doença. Duas plantas adicionais foram utilizadas como controle negativo, sendo inoculadas com água estéril.

A inoculação foi realizada por meio da perfuração do caule, a aproximadamente 10 cm acima da superfície do substrato, utilizando-se agulha de injeção esterilizada. Em seguida, foi aplicada uma suspensão de esporos do patógeno, preparada a partir de colônias cultivadas em meio BDA e ajustada a $1,6 \times 10^6$ esporos/mL.

Após a inoculação, o orifício foi protegido com plástico filme PVC para evitar ressecamento e entrada de contaminantes. As plantas inoculadas foram mantidas em telado de sombreamento, sob irrigação regular e monitoramento diário.

O aparecimento de sintomas característicos da murcha-de-ceratocystis foi avaliado visualmente ao longo de 30 dias após a inoculação (30DAI), incluindo escurecimento vascular, murcha e morte da parte aérea. A confirmação da patogenicidade foi realizada mediante reisolamento do patógeno, a partir dos tecidos sintomáticos, seguindo os mesmos procedimentos descritos anteriormente para isolamento em BDA, com incubação a 25 °C, por até 7 dias, com fotoperíodo de 12 horas.

3.8 Avaliação *in vitro* da eficácia dos tratamentos sobre *Ceratocystis fimbriata*

3.8.1 Avaliação *in vitro* do antagonismo de *Trichoderma harzianum* por cultura dupla

O antagonismo direto de *Trichoderma harzianum* (isolado ESALQ 1306), frente ao isolado de *Ceratocystis fimbriata*, foi avaliado por meio do método de cultura dupla (dual culture), conforme Dennis e Webster (1971), com adaptações. Discos miceliais (8 mm de diâmetro) de colônias ativas de *T. harzianum* e *Ceratocystis fimbriata* foram posicionados em lados opostos de placas de Petri contendo meio BDA, com distância de aproximadamente 5 cm entre os inóculos, como demonstrado na Figura 2. No grupo controle, foram semeadas apenas com o patógeno. As culturas foram incubadas em BOD a 25 °C, sob fotoperíodo de 12 horas, por um período de sete dias. O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado (DIC), com 15 repetições por tratamento. A avaliação consistiu na mensuração do crescimento radial de *Ceratocystis fimbriata* na presença e ausência do antagonista. Os dados foram utilizados para o cálculo do percentual de inibição do crescimento micelial (PICM):

$$\text{PICM} = \frac{C - T}{C} \times 100$$

Em que:

C = diâmetro médio da colônia do patógeno no controle (sem antagonista),

T = diâmetro médio da colônia do patógeno na presença de *T. harzianum*.



Figura 2- Cultura pareada montada em placa de petri contendo meio BDA (A), *Trichoderma harzianum* cultivada em placa de petri contendo meio BDA com os discos formados com auxílio de um furador de rolhas de 8mm (B).

3.8.2 Avaliação da inibição de *Ceratocystis fimbriata* por compostos voláteis de *Trichoderma harzianum*

A inibição de *Ceratocystis fimbriata* por compostos voláteis, produzidos por *Trichoderma harzianum*, foi avaliada por meio da técnica de placas pareadas base to base, onde as bases das placas de petri são postas uma sobre as outras.

Discos miceliais de 8 mm, obtidos da margem ativa das colônias, foram incubados separadamente em placas de Petri contendo meio BDA. Os discos de *Trichoderma harzianum* foram colocados em um dos lados da placa com 12 horas de antecedência em relação ao patógeno, a fim de evitar que os esporos do antagonista se depositassem sobre o inóculo do patógeno, uma vez que o *Trichoderma* foi posicionado acima deste. Após 12 horas, uma placa contendo *T. harzianum* e outra contendo *Ceratocystis fimbriata* foram acopladas com as bases voltadas uma para a outra (tampas retiradas), de modo a permitir a difusão dos compostos voláteis sem contato físico direto entre os fungos. As bordas foram seladas com papel filme PVC para evitar a dispersão dos voláteis para o ambiente. Placas contendo apenas *Ceratocystis fimbriata* foram utilizadas como controle.

As unidades experimentais foram mantidas em BOD a 25 °C, sob fotoperíodo de 12 horas, durante sete dias. O delineamento experimental foi o inteiramente casualizado (DIC), com quinze repetições, e repetido duas vezes em períodos diferentes. A eficácia dos compostos voláteis foi determinada pela mensuração do crescimento micelial de *Ceratocystis fimbriata*, com cálculo do percentual de inibição baseado no diâmetro médio das colônias já citado acima.

3.8.3 Avaliação in vitro da atividade do fosfito de potássio e do fungicida difenoconazol sobre *Ceratocystis fimbriata*

A atividade do fosfito de potássio sobre o crescimento micelial de *Ceratocystis fimbriata* foi avaliada *in vitro* pelo método de incorporação do produto ao meio de cultura BDA (batata-dextrose-ágar). Foram testadas cinco concentrações do produto: 0 (controle), 50, 100, 200, 400 e 800 $\mu\text{L}\cdot\text{mL}^{-1}$. As soluções foram preparadas com água destilada esterilizada e incorporadas ao meio BDA ainda líquido (a aproximadamente 45 °C), sob agitação constante, para garantir homogeneidade. O meio foi então vertido em placas de Petri (90 mm de diâmetro) em câmara de fluxo laminar, com posterior solidificação.

Discos miceliais de *Ceratocystis fimbriata* com 8 mm de diâmetro, retirados da margem ativa de colônias com sete dias de crescimento, foram colocados centralmente

sobre o meio solidificado. As placas foram incubadas em câmara tipo BOD, a 25 °C, sob fotoperíodo de 12 horas.

O delineamento experimental adotado foi o inteiramente casualizado (DIC), com 12 repetições por tratamento, totalizando 72 unidades experimentais. O experimento foi repetido em dois períodos distintos, sob as mesmas condições ambientais, visando maior consistência dos resultados. A avaliação foi realizada a cada 48 horas, totalizando 7 avaliações em 14 dias após a incubação, por meio da medição do diâmetro médio das colônias em dois eixos perpendiculares.

Além dos tratamentos com fosfito de potássio, foi conduzido um ensaio *in vitro* com o fungicida Difenconazol, com o objetivo de avaliá-lo como controle químico. Para isso, o produto foi adicionado diretamente ao meio BDA ainda líquido e autoclavado, resfriado até aproximadamente 45 °C, antes do seu vertimento nas placas de Petri. A dose utilizada foi de 0,4 µL por placa, padronizada com base no volume total de meio preparado, de forma a garantir uma concentração homogênea do fungicida no ágar.

Após a solidificação do meio tratado, um disco de micélio ativo de *Ceratocystis fimbriata* (8 mm de diâmetro) foi inoculado no centro das placas. As placas foram mantidas em incubação a 25 ± 2 °C, sob luz difusa, durante o mesmo período do experimento com o fosfito de potássio apresentado na Figura 3. Os resultados foram expressos em percentual de inibição do crescimento micelial (PICM), calculado pela fórmula:

$$\text{PICM} = \frac{C-T}{C} \times 100$$

Em que:

C representa o diâmetro médio da colônia no controle (0 µL·mL⁻¹),

T representa o diâmetro médio da colônia em cada tratamento.



Figura 3 - Transferência dos disco de micélio do fungo *Ceratocystis fimbriata* em placas de Petri para testes *in vitro* (A), adição do fosfito de potássio em meio BDA.

3.9 Efeito In Vivo

3.9.1 Tratamentos fitossanitários

O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado (DIC), em esquema fatorial 6×2 , com 4 repetições por combinação e duas repetições do experimento, totalizando 96 unidades experimentais.

Os tratamentos avaliados foram: (1) controle negativo, sem aplicação de produtos e sem inoculação do patógeno; (2) controle positivo, sem aplicação de produtos, mas com inoculação de *Ceratocystis fimbriata*; (3) aplicação de *Trichoderma harzianum* ESALQ 1306, via solo; (4) aplicação de fosfito de potássio, via foliar; (5) aplicação combinada de *T. harzianum* ESALQ 1306 e fosfito de potássio, aplicados respectivamente via solo e foliar; e (6) aplicação do fungicida difenoconazol, via foliar.

Todos os tratamentos foram aplicados em dois momentos distintos: a primeira aplicação foi realizada sete dias antes da inoculação com o patógeno, e a segunda aplicação ocorreu no mesmo dia da inoculação. O *T. harzianum* foi aplicado diretamente no solo, ao centro do vaso, na concentração de aproximadamente 1×10^7 conídios·mL⁻¹. O fosfito de potássio foi aplicado por via foliar, na dose de 3 mL/L, utilizando borrifador manual até o ponto de escorrimento. O fungicida também foi aplicado via foliar, na dose de 0,5 mL/L, com o mesmo critério de aplicação (Figura 4).

As doses foram misturadas com água destilada autoclavada, sendo utilizados 800 mL por tratamento, distribuídos de acordo com o número de vasos tratados em cada repetição. As aplicações foram realizadas separadamente, conforme a especificidade de cada produto e o momento previsto no protocolo experimental.

Com o objetivo de acompanhar o progresso da doença e os efeitos dos tratamentos, foram realizadas avaliações semanais aos 7, 14, 21 e 28 dias, após a inoculação (DAI), utilizando-se uma escala de severidade previamente estabelecida para quantificação da intensidade dos sintomas nas mudas.



Figura 4- Aplicação dos tratamentos em mudas de *Mangifera indica* (A e B).

A inoculação do patógeno *Ceratocystis fimbriata* foi realizada utilizando-se uma suspensão de esporos previamente ajustada, para a concentração de $1,6 \times 10^5$ esporos/mL, com o auxílio de uma câmara de Neubauer. Para a inoculação, foram realizados cortes de aproximadamente 0,5 mm de profundidade na região menos lenhosa da planta, local de tecido mais jovem e susceptível, utilizando bisturi devidamente higienizado. Em seguida, com o auxílio de uma seringa de 3 mL acoplada a uma agulha, foram injetados cerca de 0,3 mL da suspensão, diretamente dentro do corte, assegurando o contato do inóculo com o tecido vascular. Imediatamente após a aplicação, a área inoculada foi envolta com filme de PVC estéril, a fim de manter a umidade local e favorecer o estabelecimento do patógeno (Figura 5).



Figura 5- Inoculação do fungo *Ceratocystis fimbriata*, com auxílio de uma seringa manual (A), e planta inoculada (B).

3.9.2 Avaliações

3.9.2.1 Severidade de sintomas da doença

A severidade dos sintomas provocados por *Ceratocystis fimbriata* foi avaliada visualmente com base em uma escala adaptada de notas, variando de 1 a 5, desenvolvida especificamente para mudas de *Mangifera indica*, considerando a região de inoculação herbácea próxima às folhas. As avaliações foram realizadas semanalmente aos 7, 14, 21 e 28 dias após a inoculação (DAI), registrando-se os sintomas visuais na área de inoculação e na parte aérea da planta. A escala foi definida da seguinte forma:

1. Planta assintomática, sem alterações visíveis na área de inoculação ou parte aérea;
2. Leve escurecimento na área da inoculação, sem murcha ou outros sintomas sistêmicos;
3. Escurecimento expandiu além da área da inoculação, leve murcha;
4. Escurecimento acentuado e necrose parcial do tecido próximo à inoculação, com murcha progressiva;
5. Morte da parte aérea ou colapso total da muda, indicando infecção sistêmica avançada.

As mudas foram avaliadas a partir do sétimo dia após a inoculação do patógeno, contabilizando quatro avaliações de severidade.



Figura 6- Escala de notas da severidade da doença causada pelo fungo *Ceratocystis fimbriata*, em que: 1-Planta assintomática; 2- Leve escurecimento da área da inoculação; 3- Escurecimento expandiu além da área da inoculação, leve murcha; 4- Escurecimento acentuado e necrose parcial do tecido próximo à inoculação, com murcha progressiva; 5- Morte da parte aérea ou colapso total da muda.

3.9.2.2 Características morfofisiológicas relacionadas ao crescimento

A altura de planta foi determinada utilizando-se um trena, posicionada paralelamente ao caule, medindo-se desde o substrato até a gema apical do fuste.

As raízes foram retiradas cuidadosamente e o excesso de terra retirado em água corrente; posteriormente, com o auxílio de uma trena, o comprimento foi mensurado.

A massa seca de folhas, caule e raízes foi obtida a partir da secagem de cada uma dessas partes em estufa, com circulação forçada de ar, a $70\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 5$, até atingir massa constante, seguida de pesagem em balança de precisão.

3.9.2.3 Determinação do índice SPAD

A avaliação da clorofila foliar relativa foi realizada com o auxílio de um medidor portátil SPAD-502 (Minolta Co., Japão), que fornece o índice SPAD (Soil Plant Analysis Development), utilizado como estimativa indireta da concentração de clorofila. Para padronização, as leituras foram feitas na terceira folha completamente expandida, a contar do ápice do ramo mais vigoroso de cada planta. Em cada folha, foram obtidas três medições em regiões distintas da lâmina, evitando a nervura central, sendo o valor médio dessas três leituras considerado representativo para cada indivíduo.

As coletas foram conduzidas entre 8h e 10h da manhã, visando reduzir os efeitos de variações microclimáticas no momento da medição. Os valores obtidos serviram como indicadores do estado fisiológico e nutricional das plantas, permitindo inferir sobre o impacto dos diferentes tratamentos na atividade fotossintética e na qualidade funcional do dossel foliar.

3.9.2.4 Análise estatística dos dados

Os dados coletados foram submetidos à análise de variância, utilizando-se o teste F ao nível de 5% de probabilidade. As médias foram comparadas entre si pelo Teste de Tukey ao nível de 5%. As análises foram realizadas utilizando-se o *software* RStudio (v 4.5.1).

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

O isolamento do patógeno, a partir de tecidos infectados de mangueira, foi bem-sucedido, utilizando-se o método de isca de cenoura, que possibilitou a recuperação de colônias com características morfológicas compatíveis com o gênero *Ceratocystis*. As colônias apresentaram crescimento mediano, com cerca de 14 dias para colonizar a placa de petri em meio BDA, com micélio branco inicialmente, tornando-se cinza a partir do quarto dia, além da formação de frutificações típicas (peritécios) com longos pescoços, características condizentes com as descrições de Fourie et al. (2014). Este resultado confirma a eficiência do método de isca de cenoura como ferramenta para o isolamento e purificação do patógeno em amostras provenientes de campo, conforme também relatado por Piveta (2013).

A inoculação artificial do isolado em mudas sadias resultou na manifestação dos sintomas típicos da murcha causada por *Ceratocystis fimbriata*, incluindo murcha progressiva, escurecimento vascular e necrose dos tecidos próximos ao ponto de inoculação, observados a partir do sétimo dia após a inoculação (DAI). Esses sintomas são compatíveis com os relatados por Shukla et al. (2018) em mangueiras infectadas naturalmente, corroborando a patogenicidade do isolado e atendendo aos postulados de Koch. A confirmação da patogenicidade foi fundamental para validar o isolado utilizado nos experimentos subsequentes de manejo, garantindo que os tratamentos fossem avaliados frente a um agente causal ativo e devidamente identificado. A figura 7 representa o teste de patogenicidade realizado com os sintomas presentes nas mudas de mangueira, assim como peritécios presentes fisgados na isca de cenoura. A obtenção e confirmação do isolado de *Ceratocystis fimbriata* asseguraram a padronização dos ensaios posteriores, permitindo a avaliação dos tratamentos biológicos em condições controladas e com um patógeno de comprovada virulência.

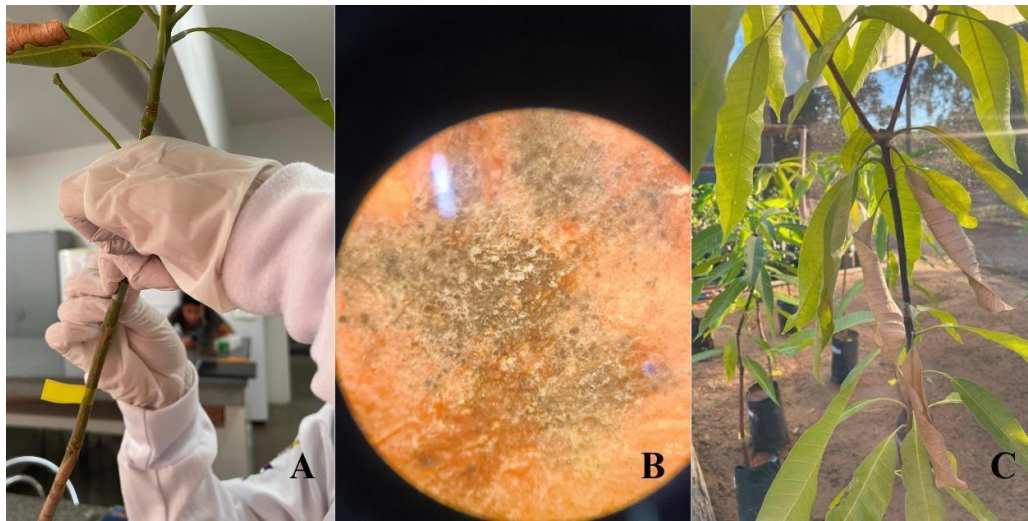


Figura 7- Teste de patogenicidade sendo realizado em muda de mangueira (A), formação de peritécios de *Ceratocystis fimbriata* sobre isca de cenoura (B), sintomas sendo apresentados após inoculação do patógeno (C).

A identificação morfológica do isolado de *Ceratocystis fimbriata* foi realizada por meio da observação direta das estruturas fúngicas, sob microscopia óptica, a partir de colônias cultivadas em meio BDA e de peritécios formados em iscas de cenoura. As análises revelaram a presença de estruturas características do gênero, corroborando as descrições presentes na literatura e ilustradas na Figura 8, conforme Araújo et al. (2014).

É importante destacar que as espécies de fungos do gênero *Ceratocystis* são amplamente reconhecidas por infectar diversas culturas em diferentes regiões do mundo, causando doenças severas, como murcha vascular, cancro e apodrecimento (Harrigton et al., 2011; Nasution et al., 2019). Até hoje, foram identificadas aproximadamente 15 espécies desse gênero (Fourie et al., 2014), cujas diferenças morfológicas, associadas a hospedeiros distintos, são geralmente sutis e não determinantes para a especialização (Fourie et al., 2018; Fernandes et al., 2024). Entre essas espécies, *Ceratocystis fimbriata* continua sendo reconhecida como a principal responsável pela infecção em mangueiras em várias regiões do mundo (Shukla et al., 2018; Brito et al., 2019).

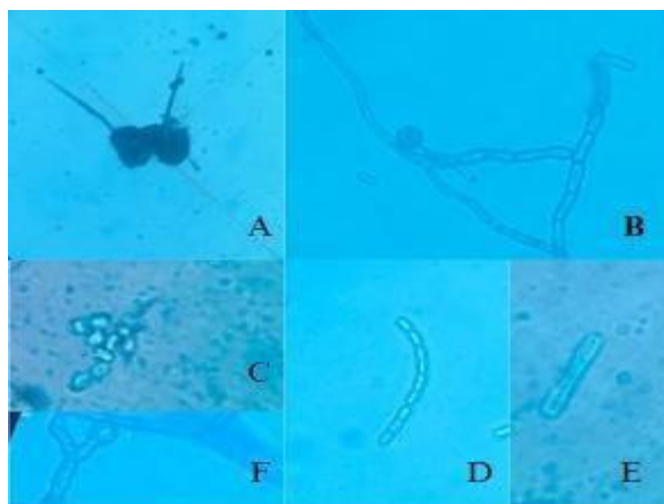


Figura 8 - Características morfológicas de *Ceratocystis fimbriata*. Peritécio (A), hifa septada (B), ascósporos em forma de chapéu (C), conídio primário (D), conídio secundário (E) e clamidiósporo globoso (F).

A análise molecular, baseada na região ITS (ITS1-5.8S-ITS2), posicionou o isolado obtido neste estudo dentro do clado formado por *Ceratocystis fimbriata*, agrupando-se com elevada similaridade a outros isolados depositados no GenBank. Observa-se que o isolado se encontra no mesmo ramo que diferentes acessos de *C. fimbriata* (MHC3, WRC, MHC5, MHC6, MHC4 e MHC2) (Figura 9), sustentado por valores de *bootstrap* elevados ($\geq 82\%$), o que confere robustez à filogenia e confirma a identidade do patógeno.

Na árvore obtida, o grupo de *C. fimbriata* forma um clado bem definido e separado de espécies morfológicamente semelhantes, como *C. fimbriatomima*, *C. papilata* e *C. tsitsikammensis*. Esse padrão de agrupamento indica que, embora espécies do complexo *C. fimbriata* compartilhem características fenotípicas semelhantes, a análise molecular permite uma distinção segura entre elas.

Portanto, os dados moleculares confirmam a identificação morfológica inicial do isolado como *Ceratocystis fimbriata*, validando sua utilização nos ensaios posteriores de inoculação e de avaliação de tratamentos de controle.

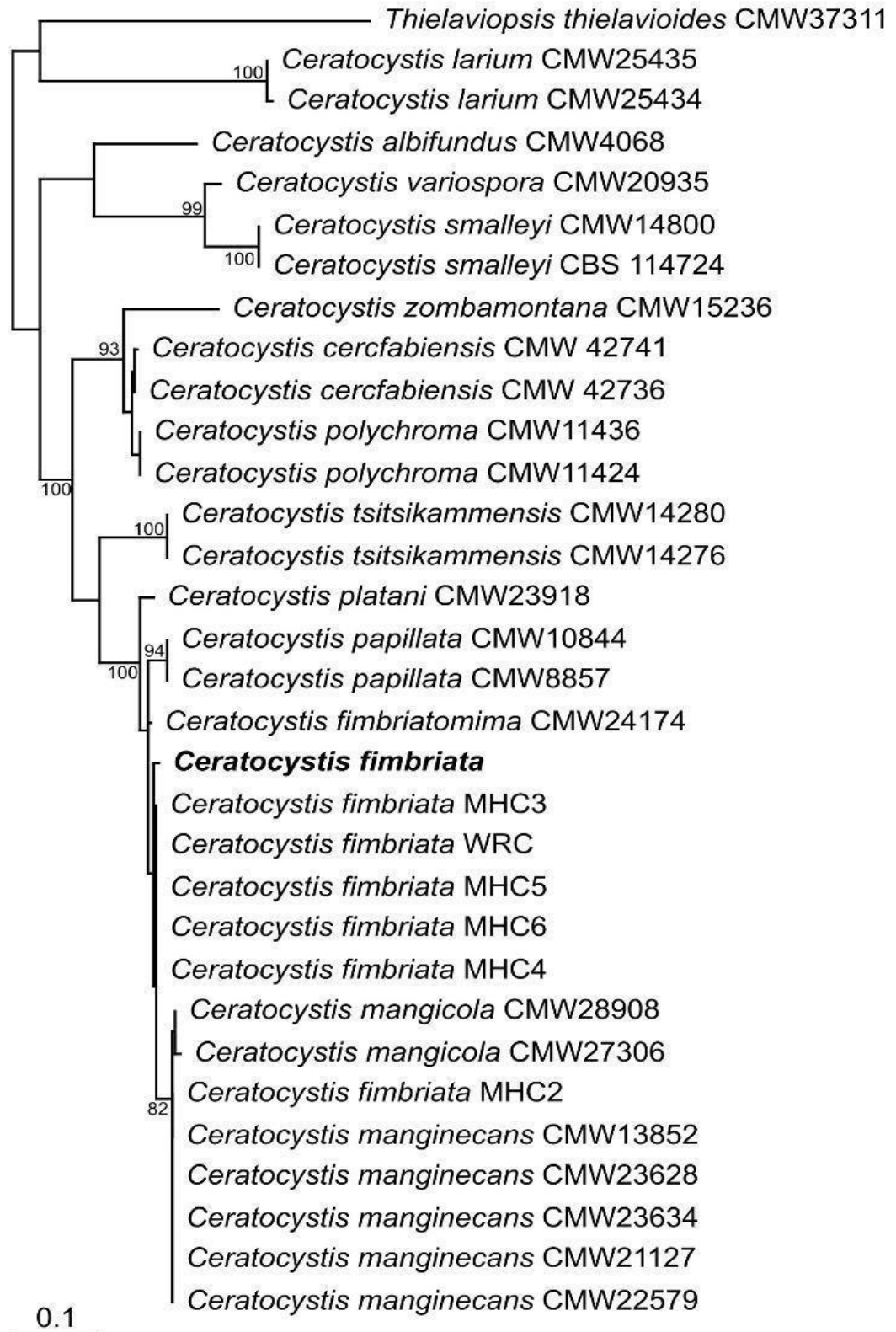


Figura 9- Árvore filogenética baseada na região ITS de isolados de *Ceratocystis fimbriata*

Nos ensaios *in vitro* de cultura dupla, *Trichoderma harzianum* apresentou crescimento acelerado em relação a *Ceratocystis fimbriata*, cobrindo cerca de 80% da placa aos 5 dias de incubação. Enquanto que no ensaio *in vitro* de inibição por produção de compostos voláteis, a inibição do crescimento micelial se aproximou dos 90%, apresentando diferenças estatisticamente significativas em relação ao controle ($p < 0,05$) (Figura 10). Visualmente, observou-se a formação de halos de inibição e sobreposição micelial, indicando interação competitiva e possível micoparasitismo (Figura 9).

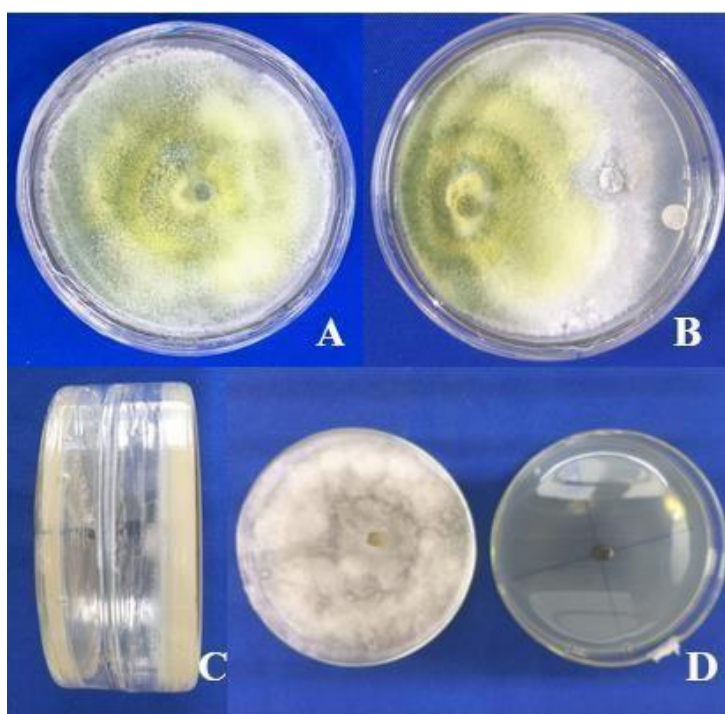


Figura 10- Ensaios *in vitro* envolvendo *Trichoderma harzianum* e *Ceratocystis fimbriata* em diferentes configurações de antagonismo e avaliação de compostos voláteis. Crescimento de *T. harzianum* em meio BDA (isolado puro) (A). Confronto direto entre *T. harzianum* (esquerda) e *Ceratocystis fimbriata* (direita), evidenciando inibição do patógeno (B). Vista lateral de placas seladas para avaliação da produção de compostos voláteis (C). Ensaio de VOCs: à esquerda, crescimento de *Trichoderma harzianum*; à direita, inibição do crescimento de *Ceratocystis fimbriata* na presença de compostos voláteis produzidos por *T. Harzianum* (D).

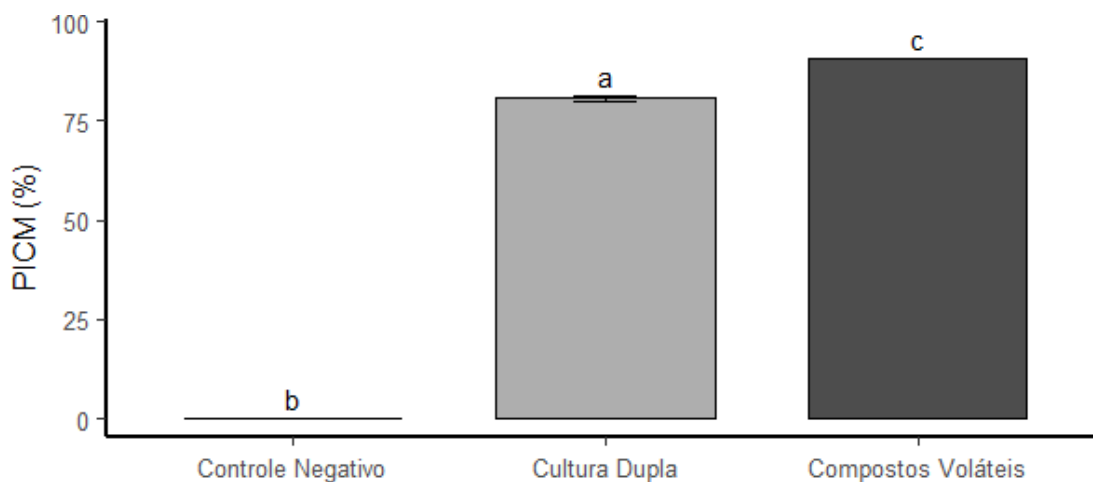


Figura 11- Porcentagem de inibição do crescimento micelial (PICM%) de *Ceratocystis fimbriata* promovida por *Trichoderma harzianum* por meio das técnicas de cultura dupla e produção de compostos voláteis (VOCs). As letras indicam diferenças estatísticas significativas entre os tratamentos pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).

A eficácia desses mecanismos está associada a um conjunto de estratégias bioquímicas e fisiológicas. No micoparasitismo, *Trichoderma* cresce em direção ao patógeno, reconhece e enovela suas hifas, penetrando-as com auxílio de enzimas hidrolíticas, como quitinases, β -1,3-glucanases e proteases (Rajani et al., 2021; Muhibuddin et al., 2021). Além disso, atua por competição por espaço e nutrientes, além da produção de compostos antifúngicos não voláteis, incluindo peptídeos, poliquetídeos, terpenos e alcaloides (De la Osa et al., 2024).

No mecanismo por VOCs, *Trichoderma* sp. libera uma diversidade de compostos, como álcoois, cetonas, ésteres, terpenos e metabólitos específicos, a exemplo de 6-pentil-2H-piran-2-ona (6-PP), 1-octen-3-ol, 2-pentilfurano e α -farneseno. Esses voláteis são capazes de inibir a germinação de esporos e o crescimento micelial, desorganizar membranas celulares, alterar a expressão de genes relacionados à patogenicidade e metabolismo dos patógenos, além de ativar genes de defesa e enzimas como quitinases e glucanases nas plantas, contribuindo para a indução de resistência (Phoka et al., 2020; You et al., 2022; Zhang et al., 2020).

Esses resultados evidenciam o potencial de *Trichoderma harzianum* na supressão de fitopatógenos por diferentes mecanismos de ação. A inibição direta, frequentemente avaliada por meio da técnica de cultura dupla, tem sido amplamente reportada na literatura com taxas superiores a 70%. Por exemplo, *Trichoderma asperellum* foi capaz

de inibir 98% do crescimento de *Botrytis cinerea* e 91% de *Sclerotinia sclerotiorum* (Kamaruzzaman et al., 2022). Da mesma forma, *T. atroviride* e *T. asperellum* atingiram índices de inibição de 76% e 81%, respectivamente, em contato direto contra diversos patógenos (Stracquadiano et al., 2020).

No que se refere à ação por VOCs, estudos também têm demonstrado elevada eficácia. Elsherbiny et al. (2020) relataram que *T. atroviride* inibiu o crescimento de *Phytophthora infestans* em 80% e 81,4% em meio de cultura; e superou 93% de inibição em tubérculos de batata pela liberação de compostos voláteis. Já *T. harzianum* foi capaz de inibir 65% do crescimento de *Verticillium dahliae* por meio de VOCs, segundo Reghmit et al. (2021).

Dessa forma, os resultados *in vitro* confirmam o potencial de *T. harzianum* ESALQ 1306 como agente biocontrolador de *Ceratocystis fimbriata*, justificando sua utilização nos experimentos subsequentes em mudas de mangueira, onde foram avaliadas a eficácia do controle e os efeitos sobre o desenvolvimento das plantas em condições controladas.

Após avaliar a capacidade do *Trichoderma harzianum* em inibir o crescimento do patógeno por diferentes mecanismos, foram conduzidos testes *in vitro* com fosfito para investigar se esse composto químico apresentaria efeito semelhante ou complementar. A atividade inibitória *in vitro* do fosfito de potássio foi testada nas concentrações de 50, 100, 200, 400 e 800 $\mu\text{L mL}^{-1}$. A aplicação de fosfito de potássio promoveu inibição significativa do crescimento micelial de *Ceratocystis fimbriata* em condições *in vitro* (Figura 11). Houve uma relação linear positiva entre o aumento das doses aplicadas (50 a 800 $\mu\text{L L}^{-1}$) e o percentual de inibição do crescimento micelial (PICM), expressa pela equação $y=3,87+0,06x$ e com alto coeficiente de determinação ($R^2 = 0,955$). Esse resultado indica uma resposta dose-dependente, com efeito cumulativo do fosfito sobre o desenvolvimento do patógeno.

Doses inferiores a 200 $\mu\text{L L}^{-1}$ resultaram em inibição micelial modesta (<25%), sugerindo baixa eficácia direta nessas concentrações. Por outro lado, a dose máxima testada (800 $\mu\text{L L}^{-1}$) foi responsável por inibir mais de 57% do crescimento do micélio, demonstrando efeito fungistático mais expressivo. A presença de barras de erro, relativamente estreitas, reforça a consistência dos dados obtidos.

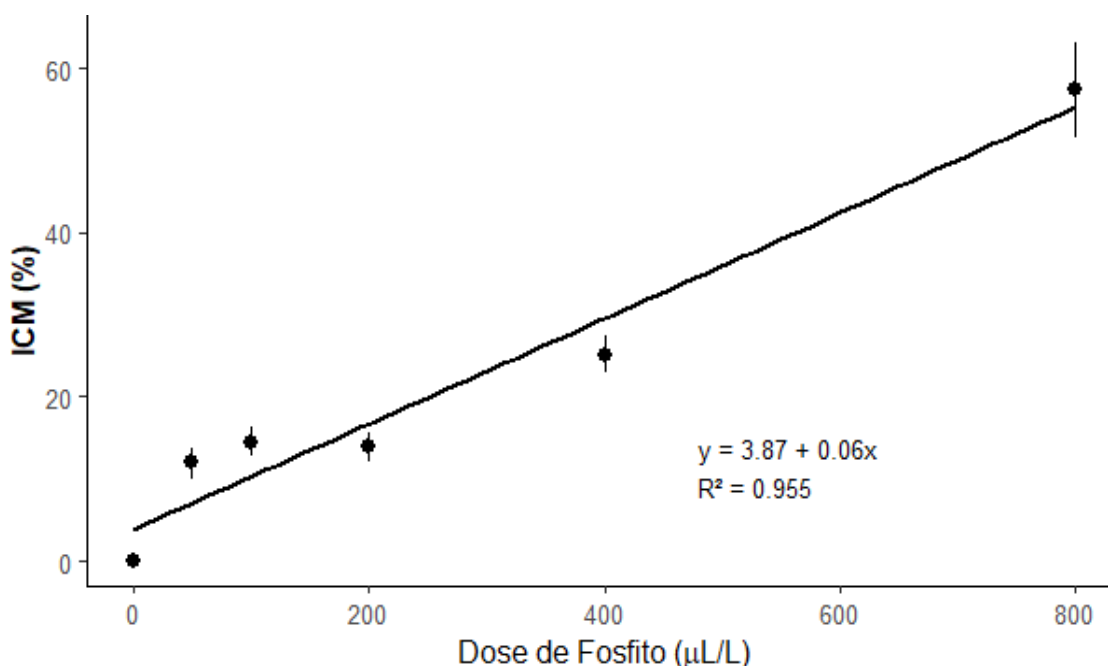


Figura 12- Inibição micelial de *Ceratocystis fimbriata* em função das doses de fosfito de potássio, com valores médios e erro-padrão. A linha indica a regressão linear ajustada ($y = 3,87 + 0,063x$; $R^2 = 0,955$; $p < 0,001$), demonstrando aumento proporcional da inibição com o incremento das doses.

Esses achados indicam que, embora o fosfito de potássio não atue como fungicida total em meio de cultura, ele exerce efeito inibitório direto relevante sobre o crescimento de *Ceratocystis fimbriata*, principalmente em doses mais elevadas. Estudos anteriores já haviam demonstrado efeito antifúngico do fosfito sobre outros fitopatógenos (Costa et al., 2017; Rodrigues et al., 2019), mas há variações importantes na sensibilidade entre diferentes espécies, o que reforça a necessidade de ensaios específicos para cada patossistema.

Os resultados corroboram a literatura que aponta os fosfitos como compostos com ação dupla, atuando tanto como fonte de fósforo assimilável quanto como elicitador de respostas de defesa nas plantas e com efeito direto sobre patógenos. Liu et al. (2023) destacam que o fosfito altera a comunidade fúngica do solo e exerce ação antifúngica indireta, reduzindo o crescimento de fitopatógenos. Nesse cenário, o incremento linear no ICM (%) observado indica que, mesmo em condições sem interação com a planta hospedeira, o fosfito tem potencial de limitar o desenvolvimento do *Ceratocystis fimbriata*, possivelmente por efeitos fisiológicos diretos no metabolismo do patógeno ou pela indução de estresses osmóticos e nutricionais.

Por fim, é importante destacar que o padrão linear obtido sugere que, dentro do intervalo testado (0 a 800 µL/L), não foi atingido o ponto de saturação da resposta do

patógeno ao fosfito, ou seja, doses ainda maiores poderiam gerar níveis superiores de inibição, até certo limite biológico. Contudo, o uso agrônômico de fosfitos deve considerar o equilíbrio entre eficácia fitossanitária e viabilidade econômica, além do risco de fitotoxicidade em concentrações elevadas, quando aplicadas em plantas. Assim, os resultados desta avaliação reforçam a relevância do fosfito como ferramenta de controle direto, evidenciando que seu uso preventivo, e em doses adequadas, pode contribuir para reduzir a pressão do patógeno e potencializar outras estratégias de controle biológico ou químico.

Paralelamente, a aplicação do fungicida difenoconazol apresentou efeito significativo na inibição do crescimento micelial de *Ceratocystis fimbriata*, conforme demonstrado na Tabela 1. O difenoconazol apresentou a maior inibição micelial (77,92%), diferindo-se estatisticamente de todos os demais tratamentos, confirmando, assim, seu potencial de inibição direta sobre o patógeno.

Tabela 1– Média da inibição do crescimento micelial (PICM, %) de *Ceratocystis fimbriata* em função de diferentes tratamentos com bioestimulante (fosfito de potássio) e difenoconazol, em ensaio in vitro

Tratamento	Média (PICM %)
0 uL/L	0 ± 2.87 d
50 uL/L	11.94 ± 2.87 d
100 uL/L	14.51 ± 2.87 cd
200 uL/L	13.83 ± 2,87 cd
400 uL/L	25.15 ± 2.87 c
800 uL/L	57.36 ± 2.87 b
Difenoconazol (1 uL)	77.92 ± 2.87 a

Médias seguidas pela mesma letra na coluna pertencem ao mesmo grupo estatístico pelo teste de Tukey ($p < 0,05$). Valores apresentados como média ± erro padrão ($n = 6$).

O difenoconazol pertence ao grupo dos triazóis e atua principalmente como um inibidor da biossíntese de ergosterol, componente essencial da membrana plasmática dos fungos. Seu mecanismo de ação está baseado na inibição da enzima lanosterol 14 α -demetilase (CYP51), que interfere na conversão do lanosterol em ergosterol, resultando em desorganização da membrana, alteração da permeabilidade celular e, conseqüentemente,

inibição do crescimento micelial e morte do patógeno. Essa ausência de ergosterol, assim como o aumento de compostos intermediários promovem uma desorganização celular e formação de membranas alternativas, levando as células fúngicas ao colapso (Rodrigues, 2006).

Alguns estudos já haviam relatado a eficiência *in vitro* deste fungicida em outras culturas, como em macieiras e palmeiras, porém combatendo outros patógenos ao qual apresentaram inibição significativa em diferentes concentrações testadas (Obeng et al., 2025; Kadhira et al., 2025).

Um estudo com testes *in vitro*, utilizando isolados do fungo *Ceratocystis fimbriata*, confirmou maior eficiência na inibição do crescimento micelial na presença de produtos à base de difenocozanol, com um valor de concentração efetiva ($EC_{50} < 2,52 \mu\text{g/mL}$), indicando alta eficácia. Outros fungicidas, como Topsin-M, apresentaram EC_{50} mais altos (menos eficazes), enquanto tolclofosmethyl e flutolanil tiveram efeito muito inferior (Dong Jin, 2013).

Após a avaliação do efeito *in vitro* de *Trichoderma harzianum* e das doses de fosfito de potássio sobre o crescimento de *Ceratocystis spp*, foi conduzida a análise da eficácia dos tratamentos em mudas de mangueira, com base na escala de severidade da doença. Essa variável foi monitorada em diferentes intervalos após a inoculação (7, 14, 21 e 28 dias), com tratamentos sendo aplicados no mesmo dia da inoculação do patógeno e tratamentos, e sete dias antes da inoculação, permitindo comparar o desempenho dos tratamentos na redução dos sintomas típicos da murcha. A seguir, são apresentados os resultados referentes às notas de severidade, destacando-se os efeitos dos tratamentos e dos diferentes momentos de aplicação sobre a progressão da doença.

Nos tratamentos em que a aplicação foi realizada no mesmo dia da inoculação com *Ceratocystis spp*, não foram observadas diferenças estatísticas significativas ($p < 0,005$), demonstrada na Figura 12, entre os métodos de controle testados. Ao longo dos 28 dias após a inoculação (DAI), as notas atribuídas na escala de severidade apresentaram tendência de aumento contínuo para todos os tratamentos, indicando ausência de efeito supressivo sobre a evolução dos sintomas da murcha. Esses resultados sugerem que, quando aplicados de forma simultânea à infecção, os produtos biológicos e o fosfito de potássio não foram capazes de induzir resistência ou limitar a progressão do patógeno.

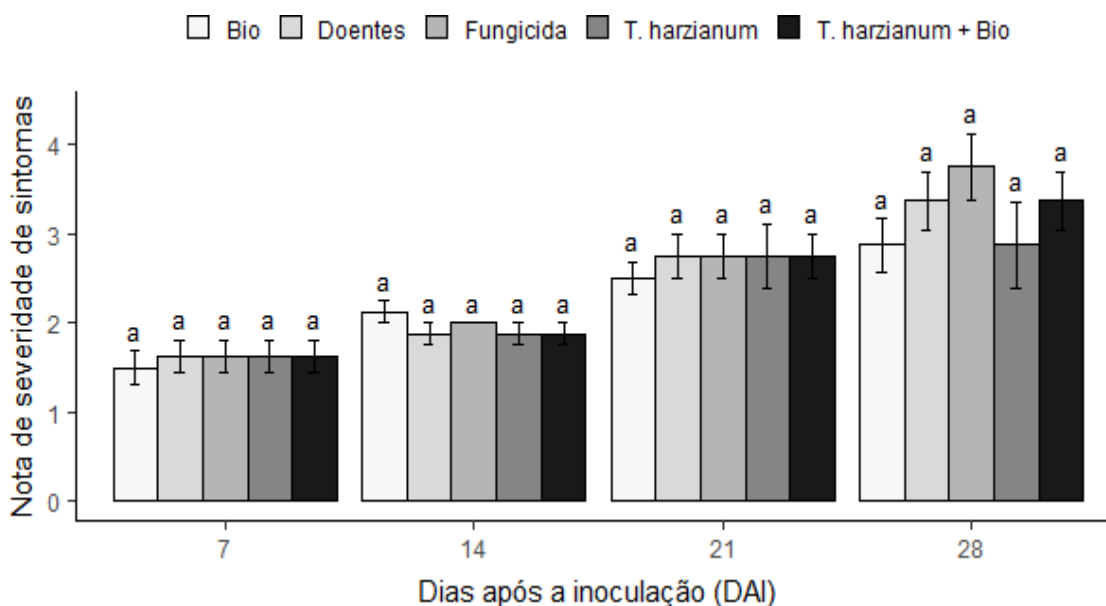


Figura 13 - Progressão da severidade da doença da murcha da mangueira causada por *Ceratocystis fimbriata* aos 7, 14, 21 e 28 dias após a inoculação (DAI), conforme os diferentes tratamentos aplicados no mesmo dia da inoculação. As barras representam a média das notas de severidade e os segmentos verticais indicam o erro padrão da média. Tratamentos: Bioestimulante (Bio), Controle negativo (Doentes), Difenconazol (Fungicida), *Trichoderma harzianum* (*T. harzianum*), *Trichoderma harzianum*+Bioestimulante (*T.harzianum*+Bio).

Quanto aos tratamentos que foram aplicados de maneira preventiva, esses apresentaram diferenças estatísticas significativas ($p < 0,005$), aos 7DAI, já desmonstraram diferenças entre os tratamentos, representados na Figura 13.

Aos 14 DAI, os tratamentos não apresentaram diferenças entre eles, porém, com a progressão da infecção, as diferenças se acentuaram aos 21 DAI, quando as plantas tratadas com *Trichoderma harzianum* isolado e a combinação com o bioestimulante começou a se destacar, mantendo níveis mais baixos de severidade em comparação aos demais tratamentos. O bioestimulante apresentou desempenho intermediário e a combinação dos dois produtos aparentava que iria conseguir segurar a progressão da doença.

Desse modo, o *Trichoderma harzianum* isolado foi o tratamento que mais reduziu os sintomas da doença, apresentando a menor média de severidade entre todos os grupos aos 28 DAI. A combinação com o bioestimulante, que em outros contextos poderia intensificar o efeito protetor, não apresentou vantagem adicional novamente neste caso. O fungicida não foi capaz de conter a doença com a mesma eficiência que o agente biológico.

Já o controle negativo teve aumento expressivo da severidade ao longo do tempo,

chegando a médias superiores a 4,0 aos 28 DAI. Esse comportamento reforça a agressividade do patógeno e a importância de estratégias de controle para mitigar seus efeitos.

De modo geral, os dados sugerem que a aplicação prévia de *Trichoderma harzianum* foi a abordagem mais eficaz para reduzir a severidade da seca da mangueira neste experimento, seguida do bioestimulante e da combinação de ambos, evidenciando o potencial desses agentes como ferramenta de biocontrole, quando utilizados preventivamente.

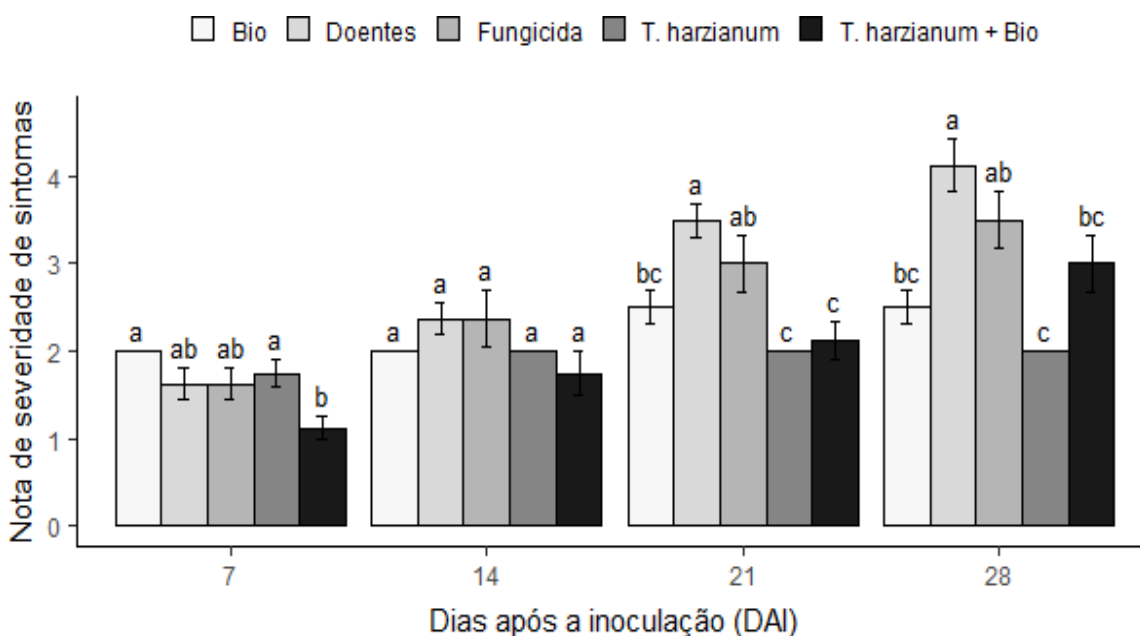


Figura 14 - Notas médias de severidade da doença em plantas de mangueira submetidas a diferentes tratamentos fitossanitários, aplicados sete dias antes da inoculação com *Ceratocystis fimbriata*, avaliadas aos 7, 14, 21 e 28 dias após a inoculação (DAI). Barras representam erro padrão da média (n = 8). Tratamentos: Bioestimulante (Bio), Controle negativo (Doentes), Difenconazol (Fungicida), *Trichoderma harzianum* (*T.harzianum*), *Trichoderma harzianum*+Bioestimulante (*T.harzianum*+Bio).

Os resultados demonstraram que o tratamento com *Trichoderma harzianum* obteve os melhores resultados para reduzir a severidade dos sintomas causados pelo patógeno, quando comparados aos outros tratamentos, principalmente quando foi aplicado de maneira preventiva. A utilização de *Trichoderma* sp. Reduz comprovadamente a severidade de sintomas de doenças em plantas, inclusive contra patógenos vasculares. La Spada et al. (2020) e Sallam et al. (2019) relataram a redução de sintomas causados por *Phytophthora* e *Fusarium* na cultura do tomate, utilizando diferentes espécies de *Trichoderma*.

Esses resultados positivos podem estar diretamente ligados à ação preventiva que esses agentes de biocontrole apresentam. Uma vez estabelecidos na planta, vários são os benefícios que eles promovem, como colonização das raízes e tecidos, ocupando nichos e competindo por espaço e nutrientes, o que dificulta a entrada e desenvolvimento do patógeno (Sood et al., 2020; Macías-Rodrigues et al., 2020). Embora não tenha sido avaliada diretamente neste estudo, a redução da severidade, observada nos tratamentos com *Trichoderma harzianum*, pode estar associada a mecanismos relatados na literatura, como a ativação de respostas de defesa e vias hormonais relacionadas ao ácido salicílico, jasmonato e etileno, que preparam a planta para uma resposta mais rápida e intensa frente a patógenos (Yao et al., 2023; Dutta et al., 2023).

Diante disso, estudos prévios indicam que cepas de *Trichoderma* podem secretar metabólitos e enzimas no ambiente radicular e nos tecidos, formando barreiras químicas que limitam a atividade de patógenos. Além disso, a colonização de vasos e tecidos próximos pode atuar como barreira física, retardando a progressão do patógeno. Esses efeitos têm sido associados ao estímulo da produção de enzimas de defesa e ao reforço da parede celular, o que limita o movimento de patógenos pelo xilema (La Spada et al., 2020; Sallam et al., 2019). Embora tais mecanismos não tenham sido diretamente avaliados neste estudo, eles podem ajudar a explicar a mitigação dos sintomas.

O bioestimulante apresentou redução da severidade, quando utilizado preventivamente. Esse padrão de resposta condiz com o perfil de ação relatado para o fosfito como indutor de resistência, cuja eficácia depende de tempo para ativação de mecanismos de defesa na planta. Embora este estudo não tenha quantificado diretamente compostos de defesa, os resultados sugerem que a aplicação antecipada pode ter favorecido respostas fisiológicas que limitaram o avanço dos sintomas. Araújo et al. (2015) relataram resultados semelhantes em mudas de mangueira tratadas com fosfito, com redução da necrose interna e maior acúmulo de compostos fenólicos e alcaloides em tecidos infectados por *Ceratocystis fimbriata*. Assim, os resultados obtidos corroboram a literatura, apontando que o fosfito, especialmente em aplicação preventiva, pode contribuir para o manejo fitossanitário da seca-da-mangueira em mudas de mangueira.

O fosfito é capaz de induzir resistência nas plantas, ativando vias de defesa (fenilpropanóides, ácido salicílico), aumento de compostos fenólicos e enzimas antioxidantes. Além disso, é capaz de favorecer o desempenho fisiológico da planta, aumentando a resistência ao estresse e à infecção (Cacique et al., 2017).

O tratamento realizado em conjunto entre *Trichoderma* e bioestimulante não

demonstrou eficiência na redução da escala de severidade da doença, como quando aplicadas isoladamente nos tratamentos aplicados no mesmo dia da inoculação. Esse comportamento pode estar relacionado à possível ação antimicrobiana do fosfito sobre o próprio *Trichoderma*, uma vez que compostos fosfitados, apesar de não serem fungicidas convencionais, podem interferir no crescimento e na atividade metabólica de microrganismos benéficos, especialmente em concentrações mais elevadas. Tal efeito já foi reportado por Bellini et al. (2012), os quais observaram que doses de fosfito comprometeram a colonização de fungos benéficos no solo.

Além disso, a ausência de efeito aditivo pode decorrer de uma interferência entre os mecanismos de resistência ativados por cada agente. Enquanto o fosfito de potássio atua predominantemente por meio da resistência sistêmica adquirida (RSA), ativando vias de sinalização associadas ao ácido salicílico, o *Trichoderma harzianum* está relacionado à resistência sistêmica induzida (RSI), mediada pelas vias de jasmonato e etileno. A ativação simultânea dessas rotas pode ocasionar interações antagonistas entre os sinais de defesa, resultando em uma resposta menos eficiente da planta (Shoresh et al., 2005; You et al., 2022).

Outro fator que pode ter contribuído para a ausência de sinergismo é o tempo e modo de aplicação. A eficácia do *Trichoderma* está diretamente ligada à sua capacidade de colonizar a rizosfera ou os tecidos vegetais antes da infecção pelo patógeno. A aplicação conjunta imediata com o fosfito pode ter comprometido essa colonização inicial, prejudicando o estabelecimento do microrganismo e, conseqüentemente, a expressão dos seus mecanismos de biocontrole.

Portanto, os dados indicam que, sob as condições do presente estudo, a combinação entre *T. harzianum* e fosfito de potássio não resultou em efeito sinérgico, e que a aplicação isolada dos agentes pode ser mais eficaz, quando o objetivo é maximizar a expressão dos mecanismos de defesa vegetal e a supressão do patógeno.

As variáveis morfológicas avaliadas, incluindo altura de planta, diâmetro do caule, massa seca aérea e radicular, foram analisadas para verificar o efeito dos diferentes tratamentos sobre o crescimento e desenvolvimento das mudas de mangueira infectadas por *Ceratocystis fimbriata*. Os resultados médios para os tratamentos aplicados no mesmo dia da inoculação encontram-se apresentados na Tabela 2 e refletem o impacto da doença e a resposta das plantas aos tratamentos aplicados. Apesar dos tratamentos ativos apresentarem efeitos positivos sobre o desenvolvimento morfológico das mudas de mangueira, inoculadas com *Ceratocystis fimbriata*, o controle positivo (plantas não

inoculadas) obteve, de forma geral, as maiores médias nas variáveis morfológicas, incluindo altura, massa seca da parte aérea e massa seca da raiz. Esse desempenho superior é esperado, uma vez que essas plantas não foram submetidas ao estresse causado pela infecção, mantendo seu pleno potencial fisiológico e crescimento irrestrito. O controle negativo apresentou os menores valores para todas as variáveis, evidenciando o efeito deletério da infecção sobre o crescimento.

Entretanto, um resultado de destaque foi observado no comprimento radicular cujo tratamento com *Trichoderma harzianum* isolado superou numericamente o controle positivo. Esse resultado reforça o potencial de *T. harzianum* como um agente promotor de crescimento radicular, mesmo em condições adversas, destacando-se como uma estratégia promissora, não apenas para o controle biológico, mas também para a melhoria do sistema radicular, o que pode refletir em maior resistência e resiliência da planta ao patógeno.

Tabela 2 – Efeitos de tratamentos aplicados no mesmo dia da inoculação sobre altura de plantas, comprimento de raiz, massa seca de parte aérea e raiz em mudas de mangueira inoculadas com *Ceratocystis fimbriata*

Tratamentos	Altura de plantas (cm)	Comprimento de raiz (cm)	Massa seca da parte aérea (g)	Massa seca da Raiz (g)
Controle Negativo	58,88 ± 16,03 b	20,25 ± 2,82 c	15,83 ± 7,21 c	12,12 ± 6,73 c
Controle Positivo	81,5 ± 7,43 a	27,88 ± 3,98 ab	24,95 ± 3,86 a	22,38 ± 4,24 a
Fosfito de Potássio	73,62 ± 5,58 a	27,88 ± 3,98 ab	21,2 ± 4,03 abc	15,88 ± 3,27 abc
<i>Trichoderma harzianum</i>	68,75 ± 1,91 ab	29,12 ± 1,89 a	24,62 ± 6,38 ab	19,88 ± 4,22 ab
<i>Trichoderma</i> + Fosfito	72,88 ± 8,41 a	28,75 ± 5,78 ab	17,39 ± 3,4 bc	16,12 ± 4,61 abc
Difenoconazol (Difenoconazol)	74,88 ± 6,69 a	23,25 ± 2,87 bc	21,77 ± 4,31 abc	14,12 ± 3,72 bc

Médias seguidas de letras iguais não diferem entre si, de acordo com o teste de Tukey ($p < 0,05$).

Para as plantas que receberam os tratamentos sete dias antes da inoculação com *Ceratocystis fimbriata*, de maneira geral, o controle positivo (sem inoculação) manteve-se entre os destaques, principalmente em relação à altura das plantas, apresentando a maior média entre todos os grupos, como demonstrado na Tabela 3.

Por outro lado, no comprimento radicular, observou-se um comportamento inverso

para o fungicida, que apresentou as menores médias, o que indica que possivelmente exerceu efeito fitotóxico ou inibidor sobre o desenvolvimento das raízes, quando aplicados antecipadamente.

No que se refere à massa seca da parte aérea, o destaque foi o tratamento com fosfito de potássio, que superou os demais tratamentos ativos. Esse resultado evidencia o potencial do fosfito como bioestimulante, promovendo acúmulo de biomassa mesmo em condições de estresse.

Em relação à massa seca da raiz, o maior valor foi observado no tratamento com *Trichoderma harzianum*, reforçando seu papel na promoção do crescimento radicular, especialmente quando aplicado de forma preventiva.

Em síntese, os resultados obtidos com a aplicação preventiva dos tratamentos indicam que a resposta morfológica das plantas é variável, de acordo com a natureza do agente utilizado, o tempo de aplicação e os compartimentos da planta avaliados.

Tabela 3 – Efeitos de tratamentos aplicados sete dias antes da inoculação sobre altura de plantas, comprimento de raiz, massa seca de parte aérea e raiz em mudas de mangueira inoculadas com *Ceratocystis fimbriata*

Tratamentos	Altura de plantas (cm)	Comprimento de raiz (cm)	Massa seca da parte aérea (g)	Massa seca da raiz(g)
Controle Negativo	58,88 ± 16,03 b	20,25 ± 2,82 c	15,83 ± 7,21 b	12,12 ± 6,73 c
Controle Positivo	81,5 ± 7,43 a	27,88 ± 3,98 ab	24,95 ± 3,86 ab	22,38 ± 4,24 b
Fosfito de Potássio	72,25 ± 8,50 ab	29,75 ± 3,54 a	26,47 ± 8,83 a	21,5 ± 8,67 b
<i>Trichoderma harzianum</i>	69,5 ± 6,68 ab	28,25 ± 2,71 ab	23,04 ± 8,97 ab	32,5 ± 7,27 a
<i>Trichoderma</i> + Fosfito	69,88 ± 6,10 ab	28,5 ± 2,56 a	24,29 ± 4,32 ab	19,88 ± 5,03 bc
Difenoconazol (Difenoconazol)	75,5 ± 9,49 a	23,62 ± 3,02 bc	24,18 ± 5,5 ab	17 ± 4,34 bc

Médias seguidas de letras iguais não diferem entre si, de acordo com o teste de Tukey ($p < 0,05$).

Para as plantas tratadas no mesmo dia da inoculação, não foram detectadas diferenças significativas entre os tratamentos para a maioria das variáveis, com exceção do crescimento radicular, no qual o tratamento com *Trichoderma harzianum* isolado promoveu aumento significativo do comprimento e da massa de raízes em comparação ao controle negativo. As plantas sadias, como esperado, mantiveram desempenho superior em todos os parâmetros, diferindo-se das plantas infectadas e da maioria dos tratamentos. A ausência de respostas expressivas dos tratamentos aplicados no mesmo dia pode estar

relacionada ao tempo insuficiente para que o *T. harzianum* se estabeleça na rizosfera e ative plenamente seus efeitos promotores e de indução de defesas, fenômeno que já foi observado em culturas como trigo e tomate (Liu et al., 2021), cuja aplicação tardia reduziu a eficácia de microrganismos benéficos na modulação do crescimento. Por outro lado, nas plantas tratadas sete dias antes da inoculação, os efeitos positivos dos tratamentos foram mais evidentes. O *T. harzianum* isolado destacou-se no aumento da massa seca radicular, enquanto o bioestimulante promoveu maior comprimento de raízes e incremento na massa seca da parte aérea. A combinação Trich+Bio apresentou efeito aditivo, principalmente sobre o comprimento radicular, sugerindo sinergia entre os mecanismos promovidos por ambos os agentes. Essa resposta pode ser explicada pela oportunidade de o *Trichoderma* colonizar a rizosfera antes do desafio patogênico, liberando metabólitos e reguladores de crescimento, como auxinas e sideróforos, solubilizando nutrientes e modulando a microbiota do solo, o que resulta em maior desenvolvimento do sistema radicular (Contreras-Cornejo et al., 2009; Tyskiewicz et al., 2022; Meng et al., 2019). Essas alterações morfofisiológicas, como o aumento da ramificação e do espessamento das raízes, contribuem para maior acúmulo de massa seca e melhor exploração do solo.

Além disso, mesmo sob estresse biótico imposto por *Ceratocystis fimbriata*, *T. harzianum* é capaz de modular rotas metabólicas ligadas ao crescimento radicular, favorecendo a absorção de água e nutrientes e atenuando os efeitos deletérios da infecção (Meng et al., 2019). Por sua vez, o bioestimulante (fosfito de potássio) pode ter favorecido a absorção de nutrientes e a eficiência de uso destes (Shahrajabian et al., 2021; Hamid et al., 2021), contribuindo para o maior acúmulo de biomassa aérea e comprimento radicular observado. A aplicação antecipada, portanto, potencializou tanto o estabelecimento do fungo benéfico quanto a ativação gradual dos efeitos do fosfito, explicando o desempenho superior desses tratamentos em comparação à aplicação simultânea à inoculação. Esses resultados reforçam a importância do tempo de antecedência na aplicação dos agentes biológicos e do bioestimulante para maximizar seus benefícios fisiológicos e de crescimento. Embora este estudo não tenha medido diretamente hormônios, enzimas ou compostos bioativos relacionados a esses mecanismos, a mitigação dos efeitos da doença e a preservação do crescimento sugerem que tais processos estejam envolvidos, em consonância com o que é descrito em diversos trabalhos (Contreras-Cornejo et al., 2009; Meng et al., 2019; Tyskiewicz et al., 2022).

Para o índice SPAD, que reflete a concentração relativa de clorofila nas folhas e serve como indicador do estado fisiológico das plantas, apresentou diferenças

significativas entre os tratamentos aplicados sete dias antes da inoculação com *Ceratocystis fimbriata* (Figura 14). Ao longo das avaliações (7, 14, 21 e 28 DAI), observou-se um padrão consistente no qual o controle negativo (plantas doentes) apresentou os menores valores de SPAD, diferindo-se dos demais tratamentos ($p \leq 0,05$), evidenciando maior comprometimento fisiológico pela infecção.

Na avaliação final, aos 28 DAI, o bioestimulante aplicado isoladamente, o *T. harzianum* isolado e a combinação Trich+Bio mantiveram níveis de clorofila próximos entre si (grupo “a”), não se diferindo estatisticamente das plantas saudias. Já o tratamento com fungicida apresentou valores intermediários (grupo “ab”), diferindo-se das plantas doentes (grupo “b”), mas mantendo SPAD inferior ao observado nos tratamentos biológicos e nas plantas saudias.

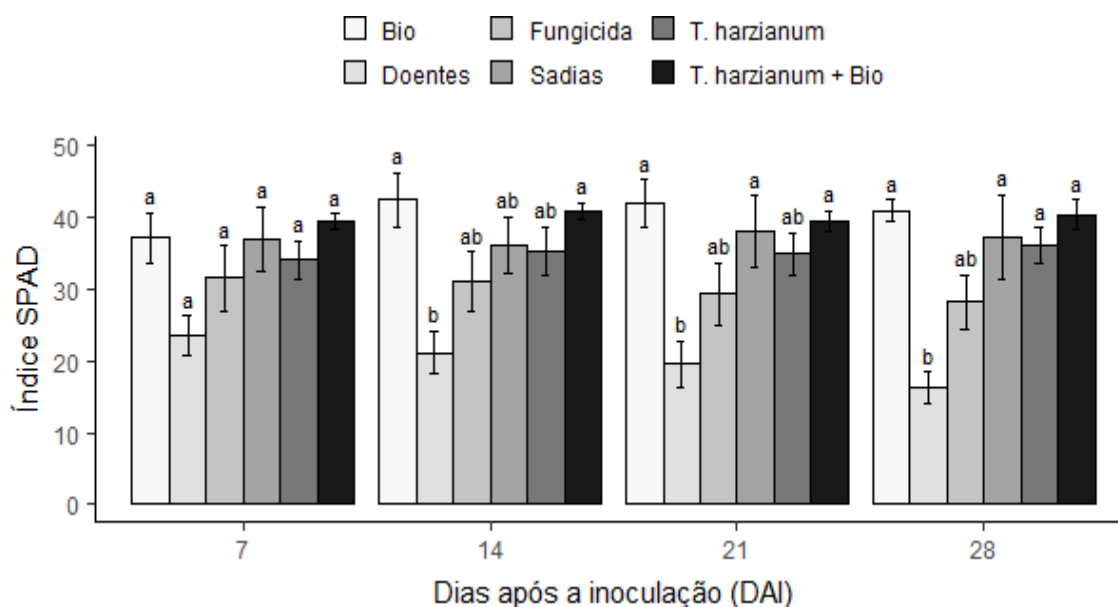


Figura 15 - Índice SPAD de folhas de mudas de mangueira (*Mangifera indica* L.) tratadas com bioestimulante (Bio), Controle negativo (Doentes), Difenconazol (Fungicida), Controle positivo (Sadias), *Trichoderma harzianum* (*T. Harzianum*), combinação de *T. harzianum* e bioestimulante (*T. harzianum*+Bio). Os tratamentos foram aplicados 7 dias antes da inoculação com *Ceratocystis fimbriata* e avaliados aos 7, 14, 21 e 28 dias após a inoculação (DAI). Barras indicam o erro padrão da média (EP). Letras iguais sobre as barras não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).

Para o grupo de plantas que foram tratadas no mesmo dia da inoculação, o controle negativo continuou com os menores valores, diferindo-se dos demais tratamentos ($p \leq 0,05$). Nas primeiras avaliações (7 e 14 DAI), o bioestimulante isolado manteve os maiores níveis de clorofila, diferindo-se das plantas doentes, enquanto os tratamentos com fungicida, *T. harzianum* isolado e a combinação Trich+Bio apresentaram valores

intermediários.

A partir dos 21 DAI, o tratamento com *T. harzianum* isolado se igualou ao do bioestimulante isolado, assim como as plantas sadias que começaram a apresentar um índice SPAD igual ao dos dois tratamentos citados. A combinação entre *Trichoderma* e bioestimulante não se diferiu do controle químico, mas apresentou médias superiores ao do controle negativo representados na Figura 15.

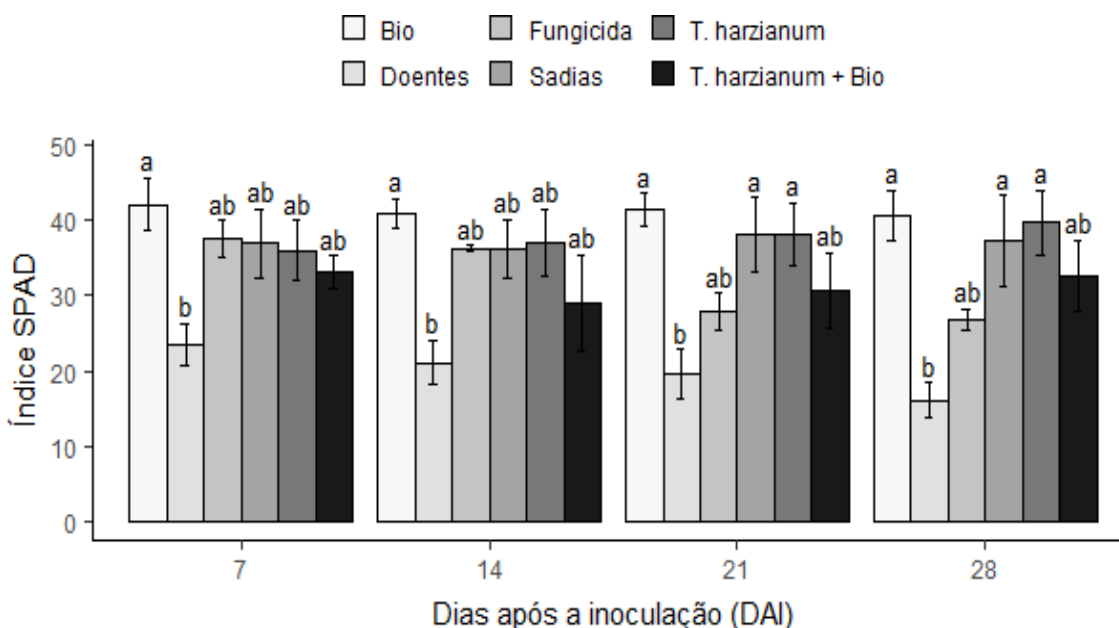


Figura 16 - Índice SPAD de folhas de mudas de mangueira (*Mangifera indica* L.) tratadas com bioestimulante (Bio), Controle negativo (Doentes), Difenconazol (Fungicida), Controle positivo (Sadias), *Trichoderma harzianum* (*T. harzianum*), combinação de *T. harzianum* e bioestimulante (*T. harzianum*+Bio). Os tratamentos foram aplicados no mesmo dia da inoculação com *Ceratocystis fimbriata*, e avaliados aos 7, 14, 21 e 28 dias após a inoculação (DAI). Barras indicam o erro padrão da média. Letras iguais sobre as barras não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).

O índice SPAD, que mensura o teor de clorofila foliar, é amplamente utilizado como indicador do estado nutricional e da eficiência fotossintética das plantas. Em condições de estresse por patógenos, é comum a redução desse índice, uma vez que a infecção compromete a síntese de clorofila e a atividade fotossintética, resultando em folhas amareladas, com menor crescimento e vigor (Clément et al., 2023). O *Ceratocystis fimbriata*, ao colonizar uma planta, pode causar danos irreversíveis no xilema, prejudicando a absorção de água e nutrientes, levando à murcha e ao amarelecimento das folhas, efeitos diretamente relacionados à obstrução dos vasos condutores e à consequente degradação da clorofila.

De modo geral, tanto nas plantas tratadas no mesmo dia da inoculação quanto nas tratadas preventivamente, observou-se que os tratamentos contendo *Trichoderma harzianum*, o bioestimulante à base de fosfito de potássio e a combinação de ambos apresentaram valores de SPAD superiores ao controle negativo e ao fungicida, indicando maior preservação da integridade foliar e melhor desempenho fisiológico. Estudos corroboram esses resultados ao demonstrar que bioestimulantes e espécies de *Trichoderma* sp. são capazes de aumentar significativamente o teor de clorofila, favorecendo o crescimento e a produtividade vegetal (Colla et al., 2015; Caruso et al., 2020). A aplicação conjunta dessas ferramentas potencializa esses efeitos, promovendo incrementos acentuados nos índices SPAD (Csótó et al., 2024), possivelmente devido à ativação de respostas de defesa e ao fortalecimento do estado fisiológico das plantas.

O fosfito de potássio, além de induzir mecanismos de defesa, reduz os efeitos deletérios de estresses bióticos ao preservar os tecidos fotossintetizantes e retardar a degradação da clorofila (Han et al., 2021). O potássio, presente na formulação, desempenha papel essencial na regulação estomática e no transporte de fotoassimilados, contribuindo para a manutenção da atividade fotossintética (Sun et al., 2024; Anil et al., 2022).

Paralelamente, o *T. harzianum* estimula o crescimento vegetal por meio da produção de fitormônios (auxinas, giberelinas e citocininas) e do aumento da disponibilidade e absorção de nutrientes cruciais para a síntese de clorofila, como magnésio e nitrogênio (Li et al., 2015; Tan et al., 2022).

Esses resultados reforçam que a adoção de estratégias preventivas, integrando agentes biológicos e bioestimulantes, pode reduzir substancialmente o impacto de *Ceratocystis fimbriata* e contribuir para a formação de plantas mais vigorosas e resilientes.

A utilização de *T. harzianum* e fosfito de potássio, em conjunto com práticas culturais e fitossanitárias adequadas, constitui uma alternativa promissora para programas de manejo integrado da seca da mangueira, diminuindo a dependência exclusiva de porta-enxertos e fungicidas não eficazes, favorecendo sistemas de produção mais sustentáveis e alinhados às exigências do setor frutícola.

5 CONCLUSÃO

Os resultados obtidos evidenciam que o uso de *Trichoderma harzianum* (ESALQ 1306) e do fosfito de potássio representa uma estratégia eficaz e sustentável no manejo de *Ceratocystis fimbriata* em mudas de mangueira. Em condições *in vitro*, o isolado de *T. harzianum* apresentou elevada capacidade de inibição do crescimento micelial do patógeno, enquanto, em condições de viveiro, a aplicação preventiva, realizada sete dias antes da inoculação, foi determinante para a mitigação da progressão dos sintomas da doença. Além da redução da severidade, observou-se melhora expressiva em parâmetros fisiológicos, como o índice SPAD e de crescimento radicular nas plantas tratadas nos dois períodos de aplicação dos tratamentos.

O bioestimulante também reduziu os sintomas causados pelo patógeno e apresentou bons resultados para dados morfológicos, como o crescimento radicular e a massa seca da parte aérea da planta, além de ter mantido o teor de clorofila no mesmo nível das plantas sadias.

Já o fungicida, apesar de ter tido ótimos resultados *in vitro*, não demonstrou potencial, quando aplicado *in vivo*, quase sempre alinhado com as plantas doentes; não foi eficaz em mitigar os sintomas causados pelo patógeno, demonstrando não ser uma opção validada para o combate em plantas infectadas por *Ceratocystis fimbriata*.

6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abdo, M.A.; Negm, S.E.; Hamada, M.S. Sensitivity of *Fusarium oxysporum* isolates collected from strawberry roots to DMI fungicides difenoconazole, tebuconazole and prochloraz. **Journal of Plant Protection and Pathology**. v. 14, n. 9, p. 275-280, 2023. <https://doi.org/10.21608/jppp.2023.230503.1171>

AGROSTAT. Estatísticas de Comércio Exterior do Agronegócio Brasileiro. Disponível em: <http://sistemasweb.agricultura.gov.br/pages/AGROSTAT.html>. Acesso em: 21/02/2025.

Al Adawi, A. O.; Deadman, M. L.; Al Rawahi, A. K.; Al Maqbali, Y. M.; Al Jahwari, A. A.; Al Saadi, B. A.; Al Amri, I. S.; Wingfield, M. J. Aetiology and causal agents of mango sudden decline disease in the Sultanate of Oman. **European Journal of Plant Pathology**, v. 116, n. 4, p. 247–254, 2006. <https://doi.org/10.1007/s10658-006-9056-x>.

Al-Askar, A. A.; Saber, W. I. A.; Ezzat, A. S.; Ghoneem, K. M.; Saber, W. I. *Trichoderma harzianum* WKY5 and its gibberellic acid control of *Rhizoctonia solani*, improve sprouting, growth and productivity of potato. **Egyptian Journal of Biological Pest Control**. Disponível em: <https://www.researchgate.net/publication/316936890>.

Aljbory, Z.; Chen, M. S. Indirect plant defense against insect herbivores: a review. **Insect Science**, 2018. <https://doi.org/10.1111/1744-7917.12436>.

Alkooranee, J. T.; Aledan, T. R.; Ali, A. K.; Lu, G.; Zhang, X.; Wu, J.; Fu, C.; Li, M. Detecting the hormonal pathways in oilseed rape behind induced systemic resistance by *Trichoderma harzianum* TH12 to *Sclerotinia sclerotiorum*. **PLoS ONE**, v. 12, n. 1, 2019. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0168850>.

Anil Kumar, S.; Kaniganti, P.S.; Hima Kumari, P.; Reddy, P.S.; Suravajhala, P.; Suprasanna, P.; Kavi Kishor, P.B. Functional and biotechnological cues of potassium homeostasis for stress tolerance and plant development. **Biotechnology and Genetic Engineering Reviews**, v. 40, n. 4, p. 3527–3570, 2022. <https://doi.org/10.1080/02648725.2022.2143317>

Araújo, L.; Silva Bispo, W. M.; Rios, V. S.; Fernandes, S. A.; Rodrigues, F. A. Induction of the phenylpropanoid pathway by acibenzolar-S-methyl and potassium phosphite increases mango resistance to *Ceratocystis fimbriata* infection. **Plant Disease**, v. 99, n. 4, p. 447–459, 2015. <https://doi.org/10.1094/PDIS-08-14-0788-RE>.

Araújo, L.; Bispo, W. M. S.; Cacique, I. S.; Moreira, W. R.; Rodrigues, F. A. Resistance in mango against infection by *Ceratocystis fimbriata*. *Phytopathology*, v. 104, n. 8, p. 820–833, 2014. <https://doi.org/10.1094/PHYTO-11-13-0316-R>.

Bajoriya, D.K.; Mishra, K.K.; Yadav, V.K. Evaluation of newer fungicides for the management of wheat stem rust caused by *Puccinia graminis* f. sp. tritici. **Journal of Cereal Research**, v. 15, n. 2, p. 277–283, 2023.

Biswas, A. P.; Insha, R. A. N.; Mazed, M. K.; Rahman, M. M.; Hossain, M. M. Unraveling the mechanisms of plant structural defenses against insect pests. *OnLine Journal of Biological Sciences*, 2024. <https://doi.org/10.3844/ojbsci.2025.186.199>.

Brito, R. A. S.; Cavalcante, G. P.; Stock, V. M.; Colman, A. A.; dos Santos, D. P.; Sermarini, R. A.; Maffia, L. A. Trichoderma species show biocontrol potential against Ceratocystis wilt in mango plants. **European Journal of Plant Pathology**, v. 158, n. 3, p. 781–788, 2020. <https://doi.org/10.1007/s10658-020-02095-6>.

Brito, N.M.; Duarte, H.S.S.; Bühner, C.B.; Auer, C.G.; Santos, Á.F. Morphophysiological characterization of *Ceratocystis fimbriata* isolates from yerba mate. **Ciência Rural**, v. 51, n. 3, e20200579, 2021. <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20200579>

Cacique, I.S.; Bispo, W.M.S.; Araujo, L.; Aucique-Pérez, C.E.; Rios, J.A.; Silva, L.C.; Rodrigues, F.Á. Potassium-modulated physiological performance of mango plants infected by *Ceratocystis fimbriata*. **Bragantia**, v. 76, n. 4, p. 521-535, 2017. <https://doi.org/10.1590/1678-4499.2016.264>

Caruso, G.; El-Nakhel, C.; Roupshael, Y.; Comite, E.; Lombardi, N.; Cuciniello, A.; Woo, S.L. *Diplotaxis tenuifolia* (L.) DC. yield and quality as influenced by cropping season, protein hydrolysates, and Trichoderma applications. **Plants**, v. 9, n. 6, p. 697, 2020. <https://doi.org/10.3390/plants9060697>

Cunha, L. G.C.; Semensato, L. R.; Vendruscolo, E. P.; Marques, M. A. Fosfito de potássio ameniza os sintomas de *Fusarium oxysporum* em bananeiras. **Agropecuária catarinense**, v. 33, n. 3, p. 29-32, 2020.

Clément, J.; Delisle-Houde, M.; Nguyen, T.T.A.; Dorais, M.; Tweddell, R.J. Effect of biostimulants on leafy vegetables (baby leaf lettuce and *Batavia lettuce*) exposed to abiotic or biotic stress under two different growing systems. **Agronomy**, v. 13, n. 3, p. 879, 2023. <https://doi.org/10.3390/agronomy13030879>

Colla, G.; Roupshael, Y.; Di Mattia, E.; El-Nakhel, C.; Cardarelli, M. Co-inoculation of *Glomus intraradices* and *Trichoderma atroviride* acts as a biostimulant to promote growth, yield and nutrient uptake of vegetable crops. **Journal Science Food Agriculture**. v. 95, p. 1706-1715, 2015. <https://doi.org/10.1002/jsfa.6875>

Conte, E. D.; Dal Magro, T.; Dal Bem, L. C.; Dalmina, J. C.; Matté, J. A.; Schenkel, V. O.; Schwambach, J. Use of *Trichoderma* sp. in no-tillage system: Effect on soil and soybean crop. **Biological Control**, v. 171, 2022. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2022.104941>.

Cortés Hernández, F. C.; Alvarado Castillo, G.; Sanchez Viveros, G. *Trichoderma* sp., una alternativa para la agricultura sostenible: una revisión. **Revista Colombiana de Biotecnología**, v. 25, n. 2, p. 62–76, 2023. <https://doi.org/10.15446/rev.colomb.biote.v25n2.111384>.

Contreras-Cornejo, H. A.; Macías-Rodríguez, L.; Cortés-Penagos, C.; López-Bucio, J. *Trichoderma virens*, a plant beneficial fungus, enhances biomass production and promotes lateral root growth through an auxin-dependent mechanism in arabidopsis. **Plant Physiology**. v. 149, n. 3, p. 1579–1592, 2009. <https://doi.org/10.1104/pp.108.130369>

- Costa, B.H.G.; Resende, M.L.V.; Monteiro, A.C.A.; Ribeiro Júnior, P.M.; Botelho, D.M.S.; Silva, B.M. Potassium phosphites in the protection of common bean plants against anthracnose and biochemical defence responses. **Journal of Phytopathology**, v. 165, p. 1-8, 2017. <https://doi.org/10.1111/jph.12665>
- Csótó, A., Tóth, G.; Riczu, P.; Zabiák, A.; Tarjányi, V.; Fekete, E.; Karaffa, L.; Sándor, E. Foliar Spraying with Endophytic *Trichoderma* Biostimulant Increases Drought Resilience of Maize and Sunflower. **Agriculture (Switzerland)**, v. 14, n. 12, 2024.. <https://doi.org/10.3390/agriculture14122360>
- Da Cruz Batista, D.; Terao, D.; Barbosa, M. A. G.; Barbosa, F. R. Seca-da-mangueira: detecção, sintomatologia e controle. Comunicado Técnico: Embrapa Semiárido, 2008.
- Díaz de la Osa, A., Almenares Casanova, M., Fernández Millares, B., Aguado Casas, M. E., Rojas, L., Zeilinger, S., & Hernández-Rodríguez, A. Secondary metabolites and extracellular proteases contribute to the antagonistic action of indigenous *Trichoderma* strains against *Botrytis cinerea*. **Fungal Biology**, v. 129, n. 1, 2025. <https://doi.org/10.1016/j.funbio.2024.101530>
- De Azevedo Silva, F.; De Oliveira Vieira, V.; Correia da Silva, R.; Guariz Pinheiro, D.; Antônio Soares, M. Introduction of *Trichoderma* sp. biocontrol strains against *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary change soil microbial community composition in common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) cultivation. **Biological Control**, v. 163, 2021. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2021.104755>.
- De Beer, Z. W.; Duong, T. A.; Barnes, I.; Wingfield, B. D.; Wingfield, M.J. Redefining *Ceratocystis* and allied genera. **Studies in Mycology**, v.79, p.187–219, 2014. <https://doi.org/10.1016/j.simyco.2014.10.001>
- De Oliveira, R. J. V.; Bezerra, J. L.; Lima, T. E. F.; Silva, G. A.; Cavalcanti, M. A. Q. *Phaeosphaeria nodulisporea*, a new endophytic coelomycete isolated from tropical palm (*Cocos nucifera*) in Brazil. **Nova Hedwigia**, v. 103, n. 1–2, p. 185–192, 2016. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/20163276306>
- Dennis, C.; Webster, J. Antagonistic properties of species-groups of *Trichoderma*: I. Production of non-volatile antibiotics. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 57, n. 1, p. 25-39, 1971.
- Dutta, P.; Mahanta, M.; Singh, S. B.; Thakuria, D.; Deb, L.; Kumari, A.; Upamanya, G. K.; Boruah, S.; Dey, U.; Mishra, A. K.; Vanlaltani, L.; VijayReddy, D.; Heisnam, P.; Pandey, A. K. Molecular interaction between plants and *Trichoderma* species against soil-borne plant pathogens. **In Frontiers in Plant Science**. v. 14, 2023. <https://doi.org/10.3389/fpls.2023.1145715>
- Dofuor, A. K.; Quartey, N. K.; Osabutey, A. F.; Antwi-Agyakwa, A. K.; Asante, K.; Boateng, B. O.; Ablormeti, F. K.; Lutuf, K.; Osei-Owusu, J.; Osei, J. H. N.; Loh, S. K.; Honger, J. O.; Mango anthracnose disease: the current situation and direction for future research. **Frontiers in Microbiology**. v. 14, 2023. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1168203>

Elsherbiny, E.A.; Amin, B.H.; Aleem, B.; Kingsley, K.L.; Bennett, J.W. Trichoderma volatile organic compounds as a biofumigation tool against late blight pathogen *Phytophthora infestans* in postharvest potato tubers. **Journal of Agricultural and**

El-Ganainy, S. M.; Ismail, A. M.; Iqbal, Z.; Elshewy, E. S.; Alhudaib, K. A.; Almaghasla, M. I.; Magistà, D. Diversity among *Lasiodiplodia* species causing dieback, root rot and leaf spot on fruit trees in Egypt, and a description of *Lasiodiplodia newvalleyensis* sp. nov. **Journal of Fungi**, v. 8, n. 11, 2022.

<https://doi.org/10.3390/jof8111203>.

Embrapa. Observatório do Mercado da Manga: exportações de manga. Brasília: Embrapa. Disponível em:

<https://www.embrapa.br/documents/1355026/60636822/Boletim%2BManga%2B-%2BExportacao%2BFevereiro%2B2024>. Acesso em: 18 jan. 2025.

Embrapa Semiárido. Cultivo da mangueira. Sistemas de Produção, 2ª ed., 2010.

Disponível em: https://www.cpatsa.embrapa.br/sistemas/sistema_producao/spmanga/. Acesso em julho de 2025.

Engelbrecht, C. J. B.; Harrington, T. C. Intersterility, morphology and taxonomy of *Ceratocystis fimbriata* on sweet potato, cacao and sycamore. **Mycologia**, v. 97, n. 1, p. 57–69, 2005. <https://doi.org/10.1080/15572536.2006.11832839>.

FAO. FAOSTAT: Crops. Disponível em: <https://www.fao.org/faostat/en/#data/QC>. Acesso em: 21 jan. 2024.

Fernandes, F. M.; Azevedo, D. M. Q.; da Silva Guimarães, L. M.; Oliveira, L. S. S.; Alfenas, R. F.; Júnior, J. H. Genetically differentiated populations of *Ceratocystis fimbriata* species complex points to host specialization in Brazil. **Plant Pathology**, v. 73, p. 1823–1836, 2024. <https://doi.org/10.1111/ppa.13951>.

Food Chemistry. v. 68, n. 31, p. 8163–8171, 2020.

<https://doi.org/10.1021/acs.jafc.0c03150>.

Fourie, A.; Wingfield, M. J.; Wingfield, B. D.; Barnes, I. Molecular markers delimit cryptic species in *Ceratocystis sensu stricto*. **Mycological Progress**, v. 14, n. 1, 2014.

<https://doi.org/10.1007/s11557-014-1020-0>

Fourie, A.; Wingfield, M. J.; Wingfield, B. D.; Van der Nest, M. A.; Loots, M. T.; Barnes, I. Inheritance of phenotypic traits in the progeny of a *Ceratocystis interspecific cross*. **Fungal Biology**, v. 122, n. 7, p. 717–729, 2018.

<https://doi.org/10.1016/j.funbio.2018.03.001>

FRAC – **Fungicide Resistance Action Committee**. FRAC Code List 2024: fungicides sorted by mode of action and resistance risk. Paris: FRAC, 2024. Disponível em:

<https://www.frac.info/media/kufnaceb/frac-code-list-2024.pdf>. Acesso em: 21 jun. 2025.

Fu, J.; Liu, Z.; Li, Z.; Wang, Y.; Yang, K. Alleviation of the effects of saline-alkaline stress on maize seedlings by regulation of active oxygen metabolism by *Trichoderma asperellum*. **PLoS ONE**, v. 12, n. 6, 2017. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0179617>.

Galdino, T. V. S.; Kumar, S.; Oliveira, L. S. S.; Alfenas, A. C.; Neven, L. G.; Al-Sadi, A. M.; Picanc, M. C. Mapping global potential risk of mango sudden decline disease caused by *Ceratocystis fimbriata*. **PLoS ONE**, v. 11, n. 7, 2016.

<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0159450>.

Galletti, S.; Paris, R.; Cianchetta, S. Selected isolates of *Trichoderma gamsii* induce different pathways of systemic resistance in maize upon *Fusarium verticillioides* challenge. **Microbiological Research**, v. 233, 2020.

<https://doi.org/10.1016/j.micres.2019.126406>.

Galli, J.A.; Martins, A.L.M.; Ito, M.F.; Braghini, M.T.; Narita, N.; Rossetto, C.J. Secada-mangueira XXII: sobrevivência de variedades poliembriônicas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 33, n. 4, p. 1119-1126, 2011.

<https://doi.org/10.1590/S0100-29452011000400018>

Gao, Q.; Hu, J.; Shi, L.; Zhang, Z.; Liang, Y. Dynamics and residues of difenoconazole and chlorothalonil in leafy vegetables grown in open-field and greenhouse. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 110, p. 104544, 2022.

<https://doi.org/10.1016/j.jfca.2022.104544>

Gilardi, G.; Pugliese, M.; Gullino, M. L.; Garibaldi, A. Effect of biocontrol agents and potassium phosphite against *Phytophthora crown rot*, caused by *Phytophthora capsici*, on zucchini in a closed soilless system. **Scientia Horticulturae**, v. 265, 2020.

<https://doi.org/10.1016/j.scienta.2020.109207>.

Gomes, C. A. F. C.; Pereira, F. B.; De Oliveira Garcia, F. A.; Garret, A. T. A.; De Siqueira, L.; Tambarussi, E. V. Inoculation of *Ceratocystis fimbriata* Ellis & Halsted in Eucalyptus sp. and evaluation of genetic diversity by ISSR markers. **Scientia Forestalis**, v. 47, n. 123, p. 579–587, 2019.

<https://doi.org/10.18671/scifor.v47n123.19>.

Guerra, Amilton Gurgel. **Tecnologia de Produção na Cultura da Manga**. Clube de Autores. Disponível em: <https://books.google.com.br/books?id=023xDwAAQBAJ>.

Acesso em: 18 jan. 2025. 2020.

Guindon, S.; Gascuel, O. A simple, fast, and accurate algorithm to estimate large phylogenies by maximum likelihood. **Systematic Biology**, v. 52, n. 5, 2003.

<https://doi.org/10.1080/10635150390235520>

Hamid, B.; Zaman, M.; Farooq, S.; Fatima, S.; Sayyed, R. Z.; Baba, Z. A.; Sheikh, T. A.; Reddy, M. S.; Enshasy, H.; El Gafur, A.; Suriani, N. L. Bacterial plant biostimulants: A sustainable way towards improving growth, productivity, and health of crops. **In Sustainability (Switzerland)** v.13, n. 5, p. 1-24, 2021.

<https://doi.org/10.3390/su13052856>

Hassan, Z. U.; Nazami, N. Potential risk to mango orchards: Mango sudden decline caused by *Ceratocystis fimbriata*. **Pakistan Journal of Phytopathology**, v. 29, n. 01, p. 181–185, 2017. Disponível em: <http://www.pakps.com>.

Harrington, T.C.; Thorpe, D.J.; Alfenas, A.C. Genetic variation and variation in aggressiveness to native and exotic hosts among Brazilian populations of *Ceratocystis*

fimbriata. **Phytopathology**, v. 101, n. 5, p. 555-566, 2011.
<https://doi.org/10.1094/PHTO-08-10-0228>

Harrington, T. C.; Kazmi, M. R.; Al-Sadi, A. M.; Ismail, S. I. Intraspecific and intragenomic variability of ITS rDNA sequences reveals taxonomic problems in *Ceratocystis fimbriata* sensu stricto. **Mycologia**, 106, 224–242. 2014.

IBGE. Produção Agrícola Municipal, 2020. Disponível em:
<http://www.ibge.gov.br/estadosat/>. Acesso em: 22 dez. 2024. 2023.

Iqbal, Z.; Iqbal, M. S.; Hashem, A.; Abd_Allah, E. F.; Ansari, M. I. Plant defense responses to biotic stress and its interplay with fluctuating dark/light conditions. **Frontiers in Plant Science**, 2021. <https://doi.org/10.3389/fpls.2021.631810>.

Ji, S.; Liu, Z.; Liu, B.; Wang, Y.; Wang, J. The effect of Trichoderma biofertilizer on the quality of flowering Chinese cabbage and the soil environment. **Scientia Horticulturae**, v. 262, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2019.109069>.

Johnson, J. A.; Harrington, T. C.; Engelbrecht, C. J. B. Phylogeny and taxonomy of the North American clade of the *Ceratocystis fimbriata* complex. **Mycologia**, v. 97, n. 5, p. 1067–1092, 2005. <https://doi.org/10.1080/15572536.2006.11832756>.

Kamaruzzaman, M.; Islam, M.S.; Mahmud, S.; Polash, S.A.; Sultana, R.; Hasan, M.A.; Wang, C.; Jiang, C. In vitro and in silico approach of fungal growth inhibition by *Trichoderma asperellum* HbGT6-07 derived volatile organic compounds. **Arabian Journal of Chemistry**, v. 14, 2021. <https://doi.org/10.1016/j.arabjc.2021.103290>.

Kaur, S.; Samota, M. K.; Choudhary, M.; Choudhary, M.; Pandey, A. K.; Sharma, A.; Thakur, J. How do plants defend themselves against pathogens – Biochemical mechanisms and genetic interventions. **Physiology and Molecular Biology of Plants**, 2022. <https://doi.org/10.1007/s12298-022-01146-y>.

Khadiri, M.; Boubaker, H.; Farhaoui, A.; Ezrari, S.; Radi, M.; Ezzouggari, R.; Mokri, F.; Barka, E. A.; Lahlali, R. In vitro Assessment of *Penicillium expansum* Sensitivity to Difenoconazole. **Microorganisms**, v. 12, n. 11, 2024.
<https://doi.org/10.3390/microorganisms12112169>

Khan, M. Y.; Haque, M. M.; Molla, A. H.; Rahman, M. M.; Alam, M. Z. Antioxidant compounds and minerals in tomatoes by Trichoderma-enriched biofertilizer and their relationship with the soil environments. **Journal of Integrative Agriculture**, v. 16, n. 3, p. 691–703, 2017. [https://doi.org/10.1016/S2095-3119\(16\)61350-3](https://doi.org/10.1016/S2095-3119(16)61350-3).

La Spada, F.; Stracquadanio, C.; Riolo, M.; Pane, A.; Cacciola, S. O. Trichoderma Counteracts the Challenge of *Phytophthora nicotianae* Infections on Tomato by Modulating Plant Defense Mechanisms and the Expression of Crinkler, Necrosis-Inducing Phytophthora Protein 1, and Cellulose-Binding Elicitor Lectin Pathogenic Effectors. **Front. Plant Sci.** V. 11, 2020. <https://doi.org/10.3389/fpls.2020.583539>

Li, R.-X.; Cai, F.; Pang, G.; Shen, Q.-R.; Li, R.; Chen, W. Solubilisation of phosphate and micronutrients by *Trichoderma harzianum* and its relationship with the promotion of

tomato plant growth. **PLoS ONE**, v. 10, n. 6, p. e0130081, 2015.
<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0130081>

Liljeroth, E.; Lankinen, Å.; Wiik, L.; Burra, D.D.; Alexandersson, E.; Andreasson, E. Potassium phosphite combined with reduced doses of fungicides provides efficient protection against potato late blight in large-scale field trials. **Crop Protection**, v. 86, p. 42-55, 2016. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2016.04.003>

Lima, M. F. Monitoramento de doenças da mangueira na produção integrada. II Simpósio de Manga do Vale do São Francisco, Petrolina-PE, 18-19 jul. 2007. Disponível em: <https://core.ac.uk/display/45486544>. Acesso em julho de 2025.

Liu, Y.; Burke, D.J.; Medeiros, J.S.; et al. Phosphite indirectly mediates protection against root rot disease via altering soil fungal community in *Rhododendron* species. **Plant and Soil**, v. 491, p. 467–478, 2023. <https://doi.org/10.1007/s11104-023-06129-w>

Liu, T.; Yuan, L.; Deng, S.; Zhang, X.; Cai, H.; Ding, G.; Xu, F.; Shi, L.; Wu, G.; Wang, C. Improved the Activity of Phosphite Dehydrogenase and its Application in Plant Biotechnology. **Frontiers in Bioengineering and Biotechnology**, v. 9, 2021. <https://doi.org/10.3389/fbioe.2021.764188>.

Lovatt, C. J.; Mikkelsen, R. L. Phosphite fertilizers: What are they? Can you use them? What can they do? **Better Crops**, v. 90, n.4, p. 11-13, 2006.

Lutfiana, E.; Rahayu, S.; Hardiyanto, E. B.; Indrioko, S.; Gafur, A. Characterization and pathogenicity evaluation of *Ceratocystis fimbriata* isolated from various hosts on *Acacia crassicarpa* seedlings. **Jurnal Ilmu Kehutanan**, v. 19, n. 1, p. 49–59, 2025. <https://doi.org/10.22146/jik.v19i1.9940>

Machinandiarena, M.F.; Lobato, M.C.; Feldman, M.L.; Daleo, G.R.; Andreu, A.B. Potassium phosphite primes defense responses in potato against *Phytophthora infestans*. **Journal of Plant Physiology**, v. 169, p. 1417–1424, 2012. <https://doi.org/10.1016/j.jplph.2012.05.005>

Machinandiarena, M. F.; Lobato, M. C.; Feldman, M. L.; Daleo, G. R.; Andreu, A. B. Potassium phosphite primes defense responses in potato against *Phytophthora infestans*. **Journal of Plant Physiology**, v. 169, n. 14, p. 1417–1424, 2012. <https://doi.org/10.1016/j.jplph.2012.05.005>.

Macías-Rodríguez, L.; Contreras-Cornejo, H. A.; Adame-Garnica, S. G.; Del-Val, E.; Larsen, J. The interactions of *Trichoderma* at multiple trophic levels: inter-kingdom communication. **Microbiological Research**, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.micres.2020.126552>.

Marincowitz, S.; Barnes, I.; De Beer, Z. W.; Wingfield, M. J. Epitypification of *Ceratocystis fimbriata*. **Fungal Systematics and Evolution**, v. 6, p. 289–298, 2020. <https://doi.org/10.3114/fuse.2020.06.14>.

McDonald, A. E.; Grant, B. R.; Plaxton, W. C. Phosphite (phosphorous acid): Its relevance in the environment and agriculture and influence on plant phosphate

starvation response. **Journal of Plant Nutrition**, v. 24, n. 10, p. 1505–1519, 2001.
<https://doi.org/10.1081/PLN-100106017>

Meng, X.; Miao, Y.; Liu, Q.; Ma, L.; Guo, K.; Liu, D.; Ran, W.; Shen, Q. TgSWO from *Trichoderma guizhouense* NJAU4742 promotes growth in cucumber plants by modifying the root morphology and the cell wall architecture. **Microbial Cell Factories**, v. 18, n. 1, 2019. <https://doi.org/10.1186/s12934-019-1196-8>

Milan, M. D. **Caracterização patogênica e fisiológica de Pestalotiopsis mangiferae ocorrente em mangueira cv. ‘Amrapali’**. 2020. 51 p. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal), Universidade Estadual de Goiás, Ipameri, GO.

Milne, I., Wright, F., Rowe, G., Marshall, D., Husmeier, D., & McGuire, G. TOPALi: software for automatic identification of recombinant sequences within DNA multiple alignments. **Bioinformatics**, v. 20, n. 11, 2004.
<https://doi.org/10.1093/bioinformatics/bth091>

Mofidnakhaei, M.; Abdossi, V.; Dehestani, A.; Pirdashti, H.; Babaeizad, V. Enhanced defense responses in *Pythium ultimum*-challenged cucumber plants induced by potassium phosphite. **Journal of Plant Molecular Breeding**, v. 6, n. 1, p. 24–33, 2018.
<https://doi.org/10.22058/JPMB.2018.74694.1147>

Mostafa, S.; Wang, Y.; Zeng, W.; Jin, B. Plant responses to herbivory, wounding, and infection. **International Journal of Molecular Sciences**, 2022.
<https://doi.org/10.3390/ijms23137031>.

Moller, W.J.; Devay, J.E. Carrot as a species-selective medium for *Ceratocystis fimbriata*. **Phytopathology**, v. 58, p. 123-124, 1968.

Mustafa, G.; Imran, M.; Nadeem, S.; Ahmad, M.; Iqbal, A.; Ali, I.; Hasnain, M.; Mann, N.; Hussain, R.; Akram, M.; Hamza, M. Management of major pre and postharvest fungal disease (anthracnose) of mango fruits – a review. **Biological and Clinical Sciences Research Journal**, v. 2024, n. 1, p. 1317, 2024.
<https://doi.org/10.54112/bcsrj.v2024i1.1317>

Muhibbudin, A.; Setiyowati, E.M.; Sektiono, A.W. Mechanism antagonism of *Trichoderma viride* against several types of pathogens and production of secondary metabolites. **Agrosaintifika: Jurnal Ilmu-Ilmu Pertanian**, v. 4, n. 1, p. 243-253, 2021.
<https://doi.org/10.33603/agrosaintifika.v4i1.5530>

Nandini, B.; Geetha, N.; Prakash, H. S.; Hariparsad, P. Natural uptake of anti-oomycetes *Trichoderma*-produced secondary metabolites from pearl millet seedlings – A new mechanism of biological control of downy mildew disease. **Biological Control**, v. 156, 2021. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2021.104550>.

Nasution, A.; Glen, M.; Beadle, C.; Mohammed, C. *Ceratocystis* wilt and canker – a disease that compromises the growing of commercial *Acacia*-based plantations in the tropics. **Australian Forestry**, v. 82, suppl. 1, p. 80-93, 2020.
<https://doi.org/10.1080/00049158.2019.1595347>

Necrosis-Inducing Phytophthora Protein 1, and Cellulose-Binding Elicitor Lectin Pathogenic Effectors. **Frontiers in Plant Science**, 11.
<https://doi.org/10.3389/fpls.2020.583539>

Nishad, R.; Ahmed, T.; Rahman, V. J.; Kareem, A. Modulation of plant defense system in response to microbial interactions. **Frontiers in Microbiology**, 2020.
<https://doi.org/10.3389/fmicb.2020.01298>.

Nunes, L. A. S. **Resistência de mangueira 'Ubá' (Mangifera indica) à murcha-de-Ceratocystis (Ceratocystis fimbriata)**. 2015. 88p. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia). Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG.

Obeng, J.; Adams, B.; Azupio, S.; Obeng, O. A. In vitro Evaluation of Commercial Fungicide Othello® (Azoxystrobin and Difenoconazole) Against Cocos nucifera and Elaeis guineensis Foliar Pathogens. **Sustainable Agriculture Research**, v. 14, n. 1, p. 18, 2025. <https://doi.org/10.5539/sar.v14n1p18>

Oliveira, L. S. S.; Guimarães, L. M. S.; Ferreira, M. A.; Nunes, A. S.; Pimenta, L. V. A.; Alfenas, A. C. Aggressiveness, cultural characteristics and genetic variation of Ceratocystis fimbriata on Eucalyptus sp. **Forest Pathology**, v. 45, n. 6, p. 505–514, 2015. <https://doi.org/10.1111/efp.12200>.

Paz, B.; Silva, J. K. da; Silva, R.; Roberto, P.; Pádua. Coleobrocas (Coleoptera: Cerambycidae, Curculionidae) associadas a restos culturais da cultura da manga (Mangifera indica L. – Anacardiaceae) no município de José de Freitas – Piauí/Semina: **Ciências Agrárias**. V. 28, n. 4, p. 623-628, 2007. Disponível em:
<http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=445744086021>.

Pereira, F. T.; De Oliveira, J. B.; Muniz, P. H. P. C.; Peixoto, G. H. S.; Guimarães, R. R.; Carvalho, D. D. C. Growth promotion and productivity of lettuce using Trichoderma sp. commercial strains. **Horticultura Brasileira**, v. 37, n. 1, p. 69–74, 2019.
<https://doi.org/10.1590/s0102-053620190111>.

Pereira, R. M. **Identificação e distribuição de coleobrocas em mangueiras com seca causada por Ceratocystis fimbriata**. 2013. 40p. Dissertação (Mestrado em Entomologia). Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG.

Phoka, N.; Suwannarach, N.; Lumyong, S.; Ito, S.; Matsui, K.; Arikiti, S.; Sunpapao, A. Role of volatiles from the endophytic fungus Trichoderma asperelloides PSU-P1 in biocontrol potential and in promoting the plant growth of Arabidopsis thaliana. **Journal of Fungi**, v. 6, n. 4, p. 341, 2020. <https://doi.org/10.3390/jof6040341>.

Piveta, G. **Morfologia, caracterização molecular e patogenicidade de Ceratocystis fimbriata no Rio Grande do Sul**. 2020. 145p. Tese (Doutorado em Engenharia Florestal). Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, RS.

Rajani, P., Rajasekaran, C., Uma Shaanker, R. Inhibition of plant pathogenic fungi by endophytic Trichoderma sp. through mycoparasitism and volatile organic compounds. **Microbiological Research**, 242, 126595. 2021
<https://doi.org/10.1016/j.micres.2020.126595>

- Ramirez-Estrada, K.; Vidal-Limon, H.; Hidalgo, D.; Moyano, E.; Goleniowski, M.; Cusidó, R. M.; Palazon, J. Elicitation, an effective strategy for the biotechnological production of bioactive high-added value compounds in plant cell factories. **Molecules**, 2016. <https://doi.org/10.3390/molecules21020182>.
- Reis, M. S. M.; Rezende, D. C.; Mafra, N. M.; Machado, L. F. C.; Dos Reis, L. L.; Gonçalves, A. S.; Da Silva, L. G. M. Potassium phosphite in the management of green mold in citrus. **Observatório de la Economía Latinoamericana**, v. 22, n. 1, p. 422–442, 2024. <https://doi.org/10.55905/oelv22n1-024>.
- Ribeiro, I. J. A.; Rossetto, C. J.; Sabino, J. C.; Gallo, P. B. Resistência de porta-enxertos de mangueira ao fungo *Ceratocystis fimbriata* Ell. & Halst. (VIII - Seca da mangueira). **Bragantia**, v. 45, n. 2, p. 317-322, 1986.
- Rodrigues, M. L. M.; Mizobutsi, E. H.; Lima Prates, P. J.; Leite Duarte, P. V.; Ferreira Ribeiro, R. C.; Silva Pinheiro, J. M. da, Mizobutsi, G. P., Fernandes, M. B., & Silva, L. S. Phosphite-based Products in the In vitro Colletotrichum musae Control. **Journal of Experimental Agriculture International**, p.1–9, 2019. <https://doi.org/10.9734/jeai/2019/v33i430148>
- Roux, J.; Wingfield, M.J. Ceratocystis species: emerging pathogens of non-native plantation Eucalyptus and Acacia species. **Southern Forests**, v. 71, n. 2, p. 115-120, 2009. <https://doi.org/10.2989/SF.2009.71.2.5.820>
- Saldarriaga-Gómez, C.; Paez-Monroy, P. N.; González-Almario, A. A potassium phosphite solution as a dual-action strategy against bean anthracnose: antifungal activity and defense gene priming. **Horticulturae**, v. 11, n. 5, 2025. <https://doi.org/10.3390/horticulturae11050462>.
- Sallam, N.M.A.; Eraky, A.M.I.; Sallam, A. Effect of Trichoderma sp. on Fusarium wilt disease of tomato. **Molecular Biology Reports**, v. 46, p. 4463–4470, 2019. <https://doi.org/10.1007/s11033-019-04901-9>
- Scruggs, A. C.; Basaiah, T.; Adams, M. L.; Quesada-Ocampo, L. M. Genetic diversity, fungicide sensitivity, and host resistance to *Ceratocystis fimbriata* infecting sweetpotato in North Carolina. **Plant Disease**, v. 101, n. 6, p. 994–1001, 2017. <https://doi.org/10.1094/PDIS-11-16-1583-RE>.
- Shahrajabian, M. H.; Chaski, C.; Polyzos, N.; Petropoulos, S. A. Biostimulants application: A low input cropping management tool for sustainable farming of vegetables. **In Biomolecules**. v. 11, n. 5, 2021. <https://doi.org/10.3390/biom11050698>
- Shenouda, M. L.; Cox, R. J. Molecular methods unravel the biosynthetic potential of Trichoderma species. **RSC Advances**, v. 11, n. 6, p. 3622–3635, 2021. <https://doi.org/10.1039/d0ra09627j>.
- Shi, L.; Tang, X.; Tang, G. GUIDE-Seq to detect genome-wide double-stranded breaks in plants. **Trends in Plant Science**, 2016. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2016.08.005>.

Shukla, P. K.; Varma, S.; Fatima, T.; Bajpai, A.; Mishra, R.; Misra, A. K.; Gundappa, & Muthukumar, M. First report on wilt disease of mango caused by *Ceratocystis fimbriata* in Uttar Pradesh, India. **Indian Phytopathology**, v. 71, n.1, p. 135–142, 2018. <https://doi.org/10.1007/s42360-018-0021-3>

Souza, L. F. S. de; Cunha, G. A. P. da. Cultivo da mangueira. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura, 2012. 40 p. (Sistemas de Produção, 2). Disponível em: <https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/bitstream/doc/884451/1/CultivodaMangueira.pdf>

Sood, M.; Kapoor, D.; Kumar, V.; Sheteiwy, M. S.; Ramakrishnan, M.; Landi, M.; Araniti, F.; Sharma, A. Trichoderma: The “secrets” of a multitaled biocontrol agent. **In Plants**. v. 9, n. 6, p. 1–25, 2020. <https://doi.org/10.3390/plants9060762>

Stracquadanio, C.; Quiles, J. M.; Meca, G.; Cacciola, S. O. Antifungal activity of bioactive metabolites produced by trichoderma asperellum and trichoderma atroviride in liquid medium. **Journal of Fungi**, v. 6, n 4, p. 1–18, 2020. <https://doi.org/10.3390/jof6040263>

Tamura, K.; Dudley, J.; Nei, M.; Kumar, S. MEGA4: Molecular Evolutionary Genetics Analysis (MEGA) software version 4.0. **Molecular Biology and Evolution**, v. 24, n. 8, 2007. <https://doi.org/10.1093/molbev/msm092>

Tunes, C. D.; Gonçalves, V. P.; Rodrigues, D. B.; Almeida, A. S.; Silva, J. B. da; Franco, M. S. Fosfito de potássio como indutor de resistência em mutantes de tomateiro contra *Phytophthora infestans*. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v. 14, n. 2, p. 218–223, 2019. <https://doi.org/10.18378/rvads.v14i2.6129>.

Tyśkiewicz, R.; Nowak, A.; Ozimek, E.; Jaroszuk-ścisiel, J. Trichoderma: The Current Status of Its Application in Agriculture for the Biocontrol of Fungal Phytopathogens and Stimulation of Plant Growth. **In International Journal of Molecular Sciences**. v.23, n. 4, 2022. <https://doi.org/10.3390/ijms23042329>

Wang, G.; Yao, Y.; Xu, H.; Xiang, K.; Zhang, M.; Zhang, J.; Zhang, R.; Chen, X. Transcription combined metabolic analysis reveals the mechanism of potassium phosphate enhances resistance to walnut anthracnose (*Colletotrichum gloeosporioides*). **Postharvest Biology and Technology**, v. 218, 2024. <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2024.113165>.

War, A. R.; Paulraj, M. G.; Ahmad, T.; Buhroo, A. A.; Hussain, B.; Ignacimuthu, S.; Sharma, H. C. Mechanisms of plant defense against insect herbivores. **Plant Signaling and Behavior**, 2012. <https://doi.org/10.4161/psb.21663>.

White, T. J; Bruns, T; Lee, S; Taylor, J. W. Amplification and direct sequencing of fungal ribosomal RNA genes for phylogenetics. In: Innis, M. A., Gelfand, D. H., Sninsky, J. J., & White, T. J. (Eds.). **PCR Protocols: A Guide to Methods and Applications**. Academic Press. P, 315-322. 1990. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-372180-8.50042-1>

- Yang, D.; Sun, H.; Zhao, Y.; Xu, Z.; Zhang, C.; Xie, Y. Biological characteristics of *Ceratocystis fimbriata* and selection of fungicides in laboratory. **Southwest China Journal Agriculture Science**. 2013, 26, 2336–2339.
- Yáñez Juárez, M. G.; Ayala Tafoya, F.; Partida Ruvalcaba, L.; Velázquez Alcaraz, T. D. J.; Godoy Angulo, T. P.; Medina López. Efecto in vitro de fosfito de potasio sobre *Athelia rolfsii* y *Pythium aphanidermatum*. **Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas**, v. 9 n. 7, p. 1532-1538, 2018. <https://doi.org/10.29312/remexca.v9i7.286>
- Yao, X.; Guo, H.; Zhang, K.; Zhao, M.; Ruan, J.; Chen, J. Trichoderma and its role in biological control of plant fungal and nematode disease. **In Frontiers in Microbiology**. v. 14, 2023. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1160551>
- Yu, X. Q.; Niu, H. Q.; Liu, C.; Wang, H. L.; Yin, W.; Xia, X. PTI-ETI synergistic signal mechanisms in plant immunity. **Plant Biotechnology Journal**, 2024. <https://doi.org/10.1111/pbi.14332>.
- You, J., Li, G., Li, C., Zhu, L., Yang, H., Song, R., & Gu, W. Biological Control and Plant Growth Promotion by Volatile Organic Compounds of *Trichoderma koningiopsis* T-51. **Journal of Fungi**, v. 8, n. 2, 2022. <https://doi.org/10.3390/jof8020131>
- Zeilinger, S.; Atanasova, L. Sensing and regulation of mycoparasitism-relevant processes in *Trichoderma*. In: *New and Future Developments in Microbial Biotechnology and Bioengineering: Recent Developments in Trichoderma Research*. Elsevier, p. 39–55, 2020. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-819453-9.00002-7>.
- Zhang, Z.; Li, Y.; Luo, L.; Hao, J.; Li, J. Characterization of cmcp gene as a pathogenicity factor of *Ceratocystis manginecans*. **Frontiers in Microbiology**, v. 11, 2020. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2020.01824>.