



UNIVERSIDADE FEDERAL DO ACRE  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA,  
INOVAÇÃO E TECNOLOGIA PARA A AMAZÔNIA - CITA



**FUNGOS ENDOFÍTICOS NO CONTROLE DA ANTRACNOSE  
E PROMOÇÃO DO CRESCIMENTO DE PLANTAS DE  
AÇAIZEIRO (*Euterpe precatoria* Mart.)**

**LARYSSA DOS SANTOS PRADO**

RIO BRANCO, AC  
MARÇO/2024

**LARYSSA DOS SANTOS PRADO**

**FUNGOS ENDOFÍTICOS NO CONTROLE DA ANTRACNOSE  
E PROMOÇÃO DO CRESCIMENTO DE PLANTAS DE  
AÇAIZEIRO (*Euterpe precatoria* Mart.)**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Ciência, Inovação e Tecnologia para a Amazônia, da Universidade Federal do Acre, como requisito parcial para obtenção do grau de **Mestre em Ciências e Inovação Tecnológica**.

**Orientadora:** Prof.<sup>a</sup> Dra. Leila Priscila Peters

**Coorientadora:** Prof.<sup>a</sup> Dra. Clarice Maia Carvalho

RIO BRANCO, AC  
MARÇO/2024

P896f Prado, Laryssa dos Santos 1997 -  
Fungos endofíticos no controle de antracnose e promoção do crescimento de plantas de açaizeiro (*Euterpe precatoria* Mart.) / Laryssa dos Santos Prado; orientadora: Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Leila Priscila Peters; Coorientadora: Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Clarice Maia Carvalho – 2024.  
66 f.: il.; 30 cm.

Dissertação (Mestrado) apresentada ao Programa de Pós-graduação em Ciência, Inovação e Tecnologia para a Amazônia, da Universidade Federal do Acre, como requisito parcial para a obtenção do Título de Mestre em Ciências e Inovação Tecnológica.

1. Amazônia. 2. *Arecaceae*. 3. Açaí-solteiro. 4. Controle biológico. 5. Promoção de crescimento vegetal. II. Peters, Leila Priscila (Orientadora). II. Carvalho, Clarice Maia (Coorientadora) III. Título.

CDD: 634.6

UNIVERSIDADE FEDERAL DO ACRE  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA, INOVAÇÃO E TECNOLOGIA  
PARA A AMAZÔNIA – CITA

**FUNGOS ENDOFÍTICOS NO CONTROLE DA ANTRACNOSE  
E PROMOÇÃO DO CRESCIMENTO DE PLANTAS DE  
AÇAIZEIRO (*Euterpe precatoria* Mart.)**

LARYSSA DOS SANTOS PRADO

DISSERTAÇÃO APROVADA EM: 07 de março de 2024.

---

Prof.<sup>a</sup> Dra. Leila Priscila Peters  
UNIVERSIDADE FEDERAL DO ACRE



---

Prof.<sup>a</sup> Dra. Maria Juliana Calderan Rodrigues  
UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO, ESCOLA SUPERIOR DE AGRICULTURA "LUIZ  
DE QUEIROZ"

---

Prof. Dr. Josimar Batista Ferreira  
UNIVERSIDADE FEDERAL DO ACRE

*À minha mãe, cujo amor e apoio foram a luz que iluminou cada página deste trabalho.*

## AGRADECIMENTOS

À **Deus**, por me conceder saúde e sabedoria para continuar a caminhada. Obrigada Pai, por ser a minha força e o meu guia em todos os momentos. O Seu amor me constrange.

À minha família, em especial à minha mãe **Francisca dos Santos Bezerra** e ao meu pai **Alfredo Fredy Prado Paredes** (in memoriam), por acreditarem em mim, e não medirem esforços para a concretização dos meus sonhos. Sem vocês, nada seria possível. Essa conquista é nossa.

À **Prof.<sup>a</sup> Dra. Leila Priscila Peters**, pela orientação prestada, pelo seu incentivo, disponibilidade e apoio que sempre demonstrou. Muito obrigada pelo acolhimento e realização dos experimentos no LABMICRO.

À **Prof.<sup>a</sup> Dra. Clarice Maia Carvalho** pelo seu apoio e contribuição científica que me deram base para a elaboração deste trabalho.

À banca de qualificação, **Prof.<sup>a</sup> Dra. Maria Juliana Calderan Rodrigues** e **Prof.<sup>a</sup> Dra. Manuella Nóbrega Dourado Ribeiro**, pela disponibilidade de tempo na aula de qualificação.

À banca de defesa, **Prof.<sup>a</sup> Dra. Maria Juliana Calderan Rodrigues** e **Prof. Dr. Josimar Batista Ferreira**, pela disponibilidade de tempo na defesa de dissertação.

À minha amiga **Gleyciane Levy** por ser um dos grandes presentes que o mestrado me proporcionou, sendo uma ótima conselheira e sempre disposta a me ouvir e, principalmente, por alegrar o meu dia com seu jeito espontâneo de ser.

Aos meus amigos de mestrado e parceiros de choro **Jerlene Martins**, **Renan Passos**, **Rafaela Sabatini**, **Ana Pâmela Mendonça**, **Fernando Fernandes** e **Daniele Cunha** por terem tornado meus dias mais leves e coloridos.

Às irmãs **Geyse Souza** e **Jusley Souza** pela ajuda em diversas etapas de desenvolvimento desta pesquisa, e ao PIBIC **Pablo Henrico** pelo suporte na execução dos experimentos em casa de vegetação.

À **equipe** do Laboratório de Microbiologia da Universidade Federal do Acre. Grata pela parceria e conhecimentos compartilhados.

Ao **Prof. Dr. Josimar Batista Ferreira** por disponibilizar espaço no Laboratório de Diagnóstico e Controle de Doenças em Plantas para realização da pesquisa.

Ao colega de convívio **Evaldo Pessoa Neto** por proporcionar suporte e apoio em vários momentos durante a realização dos experimentos.

Ao Viveiro do Parque Zoobotânico (PZ) da UFAC, com menção à pessoa do **José Cláudio** (in memoriam), mais conhecido como “**Bé**”, pela ajuda na obtenção de material biológico para realização desta pesquisa.

*Ao **SEBRAE** pelo apoio financeiro deste projeto.*

*À **Universidade Federal do Acre** e ao **PPG-CITA** pela minha formação.*

*À **CAPES** e **CNPq** pelo apoio financeiro.*

*A todos que colaboraram direta ou indiretamente para a conclusão desta etapa importante da minha vida.*

*A todos a minha eterna gratidão!*

*“Tudo o que fizerem, façam de todo o coração, como para o Senhor, e não para os homens, sabendo que receberão do Senhor a recompensa da herança. É a Cristo, o Senhor, que vocês estão servindo”.*

**(Colossenses 3:23-24)**

## RESUMO

A simbiose entre fungos endofíticos e plantas destaca-se por conferir benefícios ao hospedeiro. Esses microrganismos produzem compostos bioativos com potencial para controlar fitopatógenos e promover o crescimento vegetal. O açazeiro solteiro é uma palmeira bastante apreciada pela sua polpa, e a alta demanda pelo produto incentivou a implantação de áreas cultivadas da espécie. Em contrapartida, houve o aumento da incidência de doenças, dentre elas a antracnose. Fungos endofíticos, que controlam doenças e promovem o crescimento das plantas, surgem como uma solução eficaz de controle biológico. Assim, o objetivo desta pesquisa foi avaliar o potencial de fungos endofíticos no controle da antracnose em *Euterpe precatoria* Mart. e na promoção do crescimento de plantas de açazeiro. Inicialmente, foi realizada a caracterização dos fungos endofíticos quanto a resistência a fatores abióticos, produção de enzimas extracelulares, e produção de agentes solubilizadores de fosfato e ácido cianídrico. Além disso, foi avaliada a atividade antagônica e de promoção de crescimento em mudas de açai-solteiro. O fungo *Clonostachys rosea* (2.5627) foi o mais resistente nas condições extremas de temperatura. Por outro lado, o fungo *Penicillium paxilli* (2.5079) foi o mais resistente à radiação ultravioleta. A celulase foi a enzima mais evidente por ser produzida pela maioria dos fungos. Somente *P. sclerotiorum* (2.4946) solubilizou fosfato, e nenhum isolado fúngico produziu ácido cianídrico. O fungo endofítico *P. paxilli* (2.5079) diminuiu a severidade da doença (85,21%) e promoveu o crescimento de mudas de açazeiro solteiro. Com isso, *P. paxilli* (2.5079) se mostrou um promissor agente de biocontrole e promotor de crescimento vegetal.

**Palavras-chave:** Amazônia. *Arecaceae*. Açai-solteiro. Controle biológico. Promoção de crescimento vegetal.

## ABSTRACT

The symbiosis between endophytic fungi and plants stands out for conferring benefits to the host. These microorganisms produce bioactive compounds with the potential to control phytopathogens and promote plant growth. The açai palm is highly appreciated for its pulp, and the high demand for the product has encouraged the implementation of cultivated areas of the species. Conversely, there has been an increase in the incidence of diseases, including anthracnose. Endophytic fungi, which control diseases and promote plant growth, emerge as an effective solution for biological control. Thus, the objective of this research was to evaluate the potential of endophytic fungi in controlling anthracnose in *Euterpe precatoria* Mart. and promoting the growth of açai palm plants. Initially, the characterization of endophytic fungi was performed regarding resistance to abiotic factors, production of extracellular enzymes, and production of phosphate-solubilizing and cyanide acid-solubilizing agents. In addition, antagonistic activity and growth promotion in açai palm seedlings were evaluated. The strain *Clonostachys rosea* (2.5627) was the most resistant under extreme temperature conditions. Conversely, the fungus *Penicillium paxilli* (2.5079) was the most resistant to ultraviolet radiation. Cellulase was the most evident enzyme as it was produced by the majority of fungi. Only *P. sclerotiorum* (2.4946) solubilized phosphate, and no strain produced cyanide acid. The endophytic fungus *P. paxilli* (2.5079) decreased disease severity (85.21%) and promoted the growth of açai palm seedlings. Thus, *P. paxilli* (2.5079) proved to be a promising agent for biocontrol and plant growth promotion.

**Keywords:** Amazon. *Areaceae*. Açai. Biological control. Promotion of plant growth.

## LISTA DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1 - Folíolos de <i>Euterpe precatoria</i> em meio de cultura BDA suplementado com o antibiótico Cloranfenicol. A, B e C apresentam as colônias de <i>Colletotrichum gloeosporioides</i> isoladas com base em características morfológicas.....	31
Figura 2 - Processo de produção de mudas de açazeiro solteiro ( <i>Euterpe precatoria</i> ) em casa de vegetação. (A) Sementes de <i>E. precatoria</i> ; (B) Plântulas repicadas para vasos; e (C) Plantas de açazeiro solteiro em casa de vegetação.....	32
Figura 3 - Processo de inoculação das suspensões fúngicas nas mudas de açazeiro solteiro ( <i>Euterpe precatoria</i> ) em casa de vegetação. (A) e (B) Suspensão de conídios fúngicos; (C) Pulverização nas plantas de açazeiro solteiro; e (D) Câmara úmida antes e após a inoculação.....	33
Figura 4 - Paletas de cores produzidas para análise da severidade da antracnose em <i>Euterpe precatoria</i> .....	34
Figura 5 - Taxa de germinação de conídios das cepas fúngicas quando expostos à radiação ultravioleta (UV) durante determinados períodos. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de LSD de Fisher ( $p > 0,05$ ).....	38
Figura 6 - Atividades enzimáticas dos fungos endofíticos de <i>Euterpe precatoria</i> . As linhas representam as enzimas amilase, celulase, lipase e protease, respectivamente. As colunas representam as cepas fúngicas avaliadas. A, F, K e P: <i>Clonostachys rosea</i> (2.5627); B, G, L e Q: <i>Ramichloridium</i> sp. (2.4997); C, H, M e R: <i>P. sclerotiorum</i> (2.4946); D, I, N e S: <i>P. paxilli</i> (2.5079); e E, J, O e T: <i>Paecilomyces</i> sp. (2.5667).....	38
Figura 7 - Ensaio de solubilização de fosfato inorgânico pelos fungos endofíticos. (A) <i>Clonostachys rosea</i> (2.5627); (B) <i>Ramichloridium</i> sp. (2.4997); (C) <i>P. sclerotiorum</i> (2.4946); (D) <i>P. paxilli</i> (2.5079); e (E) <i>Paecilomyces</i> sp. (2.5667).....	39
Figura 8 - Ensaio de produção de ácido cianídrico (HCN) pelos fungos endofíticos. (A) <i>Clonostachys rosea</i> (2.5627); (B) <i>Ramichloridium</i> sp. (2.4997); (C) <i>P. sclerotiorum</i> (2.4946); (D) <i>P. paxilli</i> (2.5079); e (E) <i>Paecilomyces</i> sp. (2.5667).....	39
Figura 9 - Influência dos fungos endofíticos no (A) comprimento da parte aérea e da (B) raiz de plantas de açazeiro solteiro.....	41

Figura 10 - Influência dos fungos endofíticos no (A) diâmetro do coleto e no (B) número de folhas de plantas de açazeiro solteiro.....	<b>41</b>
Figura 11 - Influência dos fungos endofíticos na massa fresca da (A) parte aérea e da (B) raiz de plantas de açazeiro solteiro.....	<b>42</b>
Figura 12 - Influência dos fungos endofíticos na massa seca da (A) parte aérea e da (B) raiz de plantas de açazeiro solteiro.....	<b>42</b>
Figura 13 - Índice de Qualidade de Dickson (IQD) de plantas de açazeiro solteiro inoculadas com os fungos endofíticos.....	<b>43</b>
Figura 14 - Plantas de <i>Euterpe precatoria</i> inoculadas com os fungos endofíticos. (A) Controle; (B) <i>Ramichloridium</i> sp. (2.4997); (C) <i>Clonostachys rosea</i> (2.5627); (D) <i>Penicillium sclerotiorum</i> (2.4946); (E) <i>P. paxilli</i> (2.5079); (F) <i>Paecilomyces</i> sp. (2.5667); (G) Mix 1; e (H) Mix 2.....	<b>43</b>

## LISTA DE TABELAS

	<b>Pág.</b>
Tabela 1 - Porcentagem de viabilidade conidial do fungo <i>Ramichloridium</i> sp. (2.4997) quando submetido à diferentes condições de temperatura e tempos de exposição.....	<b>36</b>
Tabela 2 - Porcentagem de viabilidade conidial do fungo <i>Clonostachys rosea</i> (2.5627) quando submetido à diferentes condições de temperatura e tempos de exposição.....	<b>36</b>
Tabela 3 - Porcentagem de viabilidade conidial do fungo <i>Penicillium sclerotiorum</i> (2.4946) quando submetido à diferentes condições de temperatura e tempos de exposição.....	<b>37</b>
Tabela 4 - Porcentagem de viabilidade conidial do fungo <i>Penicillium paxilli</i> (2.5079) quando submetido à diferentes condições de temperatura e tempos de exposição.....	<b>37</b>
Tabela 5 - Porcentagem de viabilidade conidial do fungo <i>Paecilomyces</i> sp. (2.5667) quando submetido à diferentes condições de temperatura e tempos de exposição.....	<b>37</b>
Tabela 6 - Índices enzimáticos dos fungos endofíticos de <i>Euterpe precatoria</i> .....	<b>39</b>
Tabela 7 - Severidade da antracnose (%) causada por <i>Colletotrichum gloeosporioides</i> em plantas de açaizeiro solteiro inoculadas com isolados fúngicos de <i>Euterpe precatoria</i> .....	<b>40</b>
Tabela 8 - Teores de clorofila e carotenoides de plantas de açaizeiro solteiro inoculadas com isolados fúngicos de <i>Euterpe precatoria</i> e com o patógeno <i>Colletotrichum gloeosporioides</i> (P).....	<b>44</b>

## LISTA DE ABREVIATURAS

atm	Atmosfera
cm	Centímetro
g	Gramma
h	Hora
L	Litro
mg	Miligramma
mL	Mililitro
mm	milímetro
nm	Nanômetro
$\mu$ L	Microlitro

## LISTA DE SIGLAS

ANOVA	Análise de Variância
BDA	Batata-Dextrose-Agar
CCBN	Centro de Ciências Biológicas e da Natureza
DIC	Delineamento Inteiramente Atualizado
LSD	<i>Least Significant Difference</i>
pH	Potencial Hidrogeniônico
PZ	Parque Zoobotânico
UFAC	Universidade Federal do Acre
UV	Ultravioleta

## SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	16
2. REVISÃO DE LITERATURA.....	18
2.1. Família <i>Arecaceae</i> .....	18
2.2. <i>Euterpe precatoria</i> Mart.....	19
2.3. O complexo de espécies <i>Colletotrichum gloeosporioides</i> Penz.....	20
2.4. Antracnose em <i>Euterpe precatoria</i> Mart.....	21
2.5. Fungos endofíticos.....	22
2.6. Controle biológico de doenças de plantas.....	23
2.7. Fungos promotores de crescimento vegetal.....	25
3. OBJETIVOS.....	26
3.1. Objetivo geral.....	26
3.2. Objetivos específicos.....	26
4. MATERIAL E MÉTODOS.....	27
4.1. Seleção dos isolados fúngicos.....	27
4.2. Efeito de fatores abióticos na sobrevivência de conídios fúngicos.....	27
4.2.1. Produção de conídios.....	27
4.2.2. Efeito da temperatura na viabilidade conidial.....	28
4.2.3. Sensibilidade dos conídios fúngicos a radiação ultravioleta (UV).....	28
4.2.4. Avaliação da viabilidade conidial após exposição aos fatores abióticos.....	28
4.3. Determinação das atividades enzimáticas extracelulares.....	28
4.3.1. Atividade amilolítica.....	29
4.3.2. Atividade celulolítica.....	29
4.3.3. Atividade lipolítica.....	29
4.3.4. Atividade proteolítica.....	30
4.4. Análises <i>in vitro</i> para características promotoras de crescimento vegetal.....	30
4.4.1. Solubilização de fosfato inorgânico.....	30
4.4.2. Produção de ácido cianídrico (HCN).....	30
4.5. Avaliação da capacidade dos fungos endofíticos em controlar o patógeno <i>in vivo</i> e promover o crescimento de plantas de açaizeiro solteiro.....	31
4.5.1. Obtenção do patógeno <i>Colletotrichum gloeosporioides</i> .....	31
4.5.2. Produção das mudas de <i>Euterpe precatoria</i> .....	32
4.5.3. Preparação das suspensões fúngicas e inóculo do patógeno.....	32
4.5.4. Ensaio de antagonismo <i>in vivo</i> com os fungos endofíticos.....	33

4.5.5. Teores de clorofila e carotenoides.....	35
4.6. Análises estatísticas.....	35
5. RESULTADOS.....	36
5.1. Efeito de fatores abióticos na sobrevivência de conídios fúngicos.....	36
5.1.1. Efeito da temperatura na viabilidade conidial.....	36
5.1.2. Sensibilidade dos conídios fúngicos a radiação ultravioleta (UV).....	37
5.2. Determinação das atividades enzimáticas extracelulares.....	38
5.3. Análises <i>in vitro</i> para características promotoras de crescimento vegetal.....	39
5.3.1. Solubilização de fosfato inorgânico.....	39
5.3.2. Produção de ácido cianídrico (HCN).....	39
5.4. Avaliação da capacidade dos fungos endofíticos em controlar o patógeno <i>in vivo</i> e promover o crescimento de plantas de açaizeiro solteiro.....	40
5.4.1. Teores de clorofila e carotenoides.....	43
6. DISCUSSÃO.....	45
7. CONCLUSÕES.....	49
8. REFERÊNCIAS.....	50

## 1. INTRODUÇÃO

No contexto global da agricultura, culturas enfrentam perdas significativas na produtividade decorrente da ação de pragas e doenças (Romeralo *et al.*, 2015; Romanazzi *et al.*, 2016). Doenças fúngicas de plantas representam ameaça à segurança alimentar e diminuem a produtividade das culturas (Arasu *et al.*, 2023). Aproximadamente 80% das doenças agrícolas que causam danos significativos às culturas e resultam em perdas econômicas são atribuídas a fungos, que são os fitopatógenos mais frequentes e amplamente distribuídos (Jaswal *et al.*, 2020).

Uma estratégia crucial para o controle dessas doenças envolve o uso de fungicidas químicos, que, no entanto, têm impactos negativos no meio ambiente e na saúde humana (Saeed *et al.*, 2016). O controle biológico está ganhando cada vez mais atenção para uso no manejo de doenças de plantas (Saeed *et al.*, 2017; Al Raish *et al.*, 2020). Os métodos de biocontrole são eficazes e seguros, reduzindo a presença de patógenos fúngicos ou suprimindo suas propriedades patogênicas (Arasu *et al.*, 2023).

O uso de microrganismos como agentes de biocontrole representa uma alternativa válida para o controle de doenças de plantas, uma vez que produzem compostos bioativos com capacidade de inibição de fitopatógenos, além de atuarem na promoção de crescimento vegetal (Gunatilaka, 2006). Fungos endofíticos passam a totalidade ou parte de seu ciclo de vida colonizando tecidos vegetais de forma inter e/ou intracelular sem apresentar sintomas aparentes na planta hospedeira (Rodriguez *et al.*, 2009; Hatamzadeh *et al.*, 2020; Yap *et al.*, 2021). No setor agrícola, é essencial aumentar a produtividade das culturas e diminuir o uso de pesticidas químicos. Com esses fatores em mente, o biocontrole se apresenta como uma estratégia eficaz para o controle de doenças fúngicas.

*Euterpe precatoria* Mart. é uma espécie de açaí nativo, estando distribuída pela América Central e Norte da América do Sul (Henderson *et al.*, 2019). A polpa dos frutos de açaizeiro é o principal produto extraído da palmeira, tendo grande valor agregado por possuir alto valor nutricional, antioxidante e anti-inflamatório (Kang *et al.*, 2012; Kang *et al.*, 2011), propriedades antiproliferativas e cardioprotetoras (Pacheco-Palencia *et al.*, 2009). A polpa de açaí é fonte de energia, fibras alimentares, minerais, vitaminas, ácidos graxos e proteínas (Nascimento *et al.*, 2008). Além dos benefícios à saúde, a produção da polpa gera renda às populações tradicionais da região amazônica (Lopes *et al.*, 2019).

Antes da década de 1990, a exploração da polpa de açaí era realizada predominantemente via extrativismo (Peters *et al.*, 2020). Contudo, a alta demanda pelo

produto tem contribuído para o desenvolvimento de novos cultivos comerciais (IBGE, 2022). Porém, a prática da monocultura aumentou a ocorrência de doenças na espécie. A principal doença que afeta mudas de açazeiro cultivadas em viveiro é a antracnose, causada pelo fungo hemibiotrófico *Colletotrichum gloeosporioides*. Ela causa danos severos aos folíolos de *E. precatória*, diminuindo drasticamente a produtividade da cultura e causando muitas vezes a sua morte (Nogueira *et al.*, 2018; Costa *et al.*, 2019).

Os primeiros relatos de antracnose em açai-solteiro ocorreram em 2013, o que ocasionou a perda de 70% das mudas (Nogueira *et al.*, 2013). A doença é controlada principalmente com o uso rotacional de fungicidas químicos sintéticos (Zhang *et al.*, 2020). Entretanto, os custos com a utilização de produtos químicos são onerosos, os danos ambientais decorrentes do seu uso são altos e são prejudiciais ao ser humano e animais. Por isso, outras alternativas devem ser consideradas, como o controle biológico (Aguirre-Güitrón *et al.*, 2019). O controle biológico pode ser obtido por meio da utilização de inimigos naturais que vão inibir ou retardar o crescimento e desenvolvimento do patógeno causador da doença (Shariffah-Muzaimah *et al.*, 2018).

Recentemente, um estudo identificou fungos endofíticos foliares de palmeiras nativas e cultivadas de açazeiro, antagonistas ao *C. gloeosporioides* (Peters *et al.*, 2020). Nesse estudo, o melhor antagonista nos ensaios *in vitro* foi o fungo *Ramichloridium* sp. (2.4997). No entanto, a utilização do controle do patógeno em casa de vegetação requer conhecimento sobre a forma de atuação desses microrganismos, como eles podem influenciar a severidade da doença e como eles podem promover o crescimento vegetal de açazeiro solteiro. Nesse sentido, o objetivo desta pesquisa foi avaliar o potencial de fungos endofíticos no controle da antracnose em *E. precatória* e na promoção do crescimento de plantas de açazeiro.

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1. Família *Arecaceae*

A família *Arecaceae*, comumente conhecida como a família das palmeiras, abriga uma diversidade de plantas com características únicas e ampla distribuição global (Souza *et al.*, 2020). Ela compreende cerca de 2.600 espécies agrupadas em 217 gêneros, estando distribuídas em todo o mundo, principalmente em áreas tropicais e subtropicais (Emilio *et al.*, 2019).

Dependendo do local em que são encontradas, as espécies de *Arecaceae* podem apresentar diferentes características morfológicas e funcionais (Balslev *et al.*, 2016; Emilio *et al.*, 2019). Além disso, muitas palmeiras produzem frutos comestíveis com diferentes texturas, formas, cores e composições químicas, e produtos que são derivados das espécies (Souza *et al.*, 2020). Como exemplos, podem ser citados o fruto da tamareira (*Phoenix dactylifera* L.), o óleo de dendê, extraído do fruto do dendezeiro (*Elaeis guineensis*), sendo utilizado nas indústrias alimentícia e cosmética, e o coqueiro (*Cocos nucifera*), muito apreciado pela sua fruta, água de coco, óleo e outros derivados (Neri-Numa *et al.*, 2018).

A flora de palmeiras do Brasil é muito rica e exuberante, abrangendo cerca de 480 espécies nativas de ampla ocorrência em biomas de transição entre a Amazônia, o Cerrado e a Caatinga (Barreto *et al.*, 2019). Curiosamente, o país foi originalmente chamado de “Pindorama”, cujo significado é a “terra de muitas palmeiras” na língua tupi-guarani (Souza *et al.*, 2020). Para os povos indígenas e caboclos da Floresta Amazônica, Cerrado e Caatinga, as palmeiras apresentam importância socioetnobotânica e ecológica, fazendo parte da cultura dessas comunidades. Além disso, são utilizadas não somente na alimentação, mas também na produção de biocombustíveis, medicamentos, fibras e artesanato tradicional (Neri-Numa *et al.*, 2018; Campos *et al.*, 2019).

Apesar dos múltiplos usos que as palmeiras apresentam, o comércio de espécies nativas brasileiras não é representativo, com exceção de espécies como caiaué [(*Elaeis oleifera* (H.B.K.) Cortés)] e açaí (*Euterpe oleracea* Mart.) (Souza *et al.*, 2020). A exploração das espécies de palmeiras é voltada para fins paisagísticos e ornamentais (Brandão *et al.*, 2018). Em contrapartida, devido a fatores como valor nutricional, características organolépticas e composição fitoquímica, espécies como o buriti (*Mauritia flexuosa* L.f.) (Nobre *et al.*, 2018), buritirana [(*Mauritiella armata* (Mart.) Burret)], açaí (*E. oleracea* Mart.) (Marques *et al.*, 2016) e macaúba (*Acrocomia aculeata*) (Nunes *et al.*, 2018) têm atraído a atenção de pesquisadores e do setor industrial.

Essas palmeiras representam apenas uma pequena parcela da riqueza e diversidade dentro da família *Arecaceae*, e destacam-se por sua relevância cultural, econômica e ecológica, demonstrando o amplo espectro de utilidades e importância dessas plantas na sociedade e nos ecossistemas naturais (Souza *et al.*, 2020).

## 2.2. *Euterpe precatoria* Mart.

*Euterpe precatoria* Mart., palmeira conhecida como "açai-do-amazonas" (Yamaguchi *et al.*, 2015) ou "açai-solteiro" (Aguiar e Mendonça, 2001), é uma espécie nativa da região amazônica, encontrada principalmente em áreas de floresta úmida e alagadiça (Yamaguchi *et al.*, 2015; Peters *et al.*, 2020). A palmeira pertence à família *Arecaceae* e ao gênero *Euterpe* (Henderson e Galeano, 1996). Ela pode ser encontrada em vários habitats (terrenos alagados e não alagados), sendo comum em áreas de várzea, mas ocorrendo também em rampas andinas íngremes a 2000 m de altitude. A palmeira é naturalmente encontrada na região Norte do Brasil, principalmente no Acre, Amazonas, Rondônia e Pará, e em países como Bolívia, Colômbia e Peru (Lopes *et al.*, 2019).

As características botânicas da espécie são bem peculiares. A copa está arranjada no topo do estipe e apresenta folhas regularmente espaçadas, mostrando um padrão estrelado quando vista de cima ou de baixo, e com o diâmetro de copa que varia de 5 a 7 metros na fase adulta (Ferreira *et al.*, 2020). A espécie é monoica e suas inflorescências com flores masculinas e femininas desenvolvem-se abaixo da copa, na base das bainhas foliares tubulares, porém não ocorrendo autofecundação (Küchmeister *et al.*, 1997). Os cachos apresentam frutos pequenos, com diâmetro variando de 1,0 a 2,0 cm, e são esféricos e roxos escuros quando maduros (Cartaxo *et al.*, 2020). Seu estipe é solitário, com um anel de raízes adventícias na base.

A polpa do açai possui elevados teores de sais minerais (Santos *et al.*, 2016), antocianinas (Pacheco-Palencia *et al.*, 2009) e ácidos graxos (Sotero *et al.*, 2013), e apresenta propriedades antioxidantes, anti-inflamatórias (Kang *et al.*, 2011; Kang *et al.*, 2012), antiproliferativas e cardioprotetoras (Pacheco-Palencia *et al.*, 2009). A produção da polpa é uma fonte de geração de renda para as comunidades tradicionais da Amazônia, contribuindo para o desenvolvimento da bioeconomia da região (Lopes *et al.*, 2019).

O Brasil é o principal produtor, consumidor e exportador de açai (Boeira *et al.*, 2020). Sua polpa é extraída dos frutos, onde a porção comestível corresponde a 17% do peso total do fruto. Estudos fitoquímicos evidenciaram que a polpa de açai é rica em substâncias bioativas (Boeira *et al.*, 2020), o que explica as propriedades medicinais que

o produto apresenta. No Acre, o açaí constitui a principal matéria prima utilizada na produção agroindustrial (Cartaxo *et al.*, 2020). Cerca de 90% de toda a polpa produzida no Estado é proveniente do extrativismo, com o município de Feijó ocupando o 1º lugar em volume de produção (Cartaxo *et al.*, 2018).

O interesse atual dos mercados nacional e internacional pela polpa do açaí tem contribuído para o desenvolvimento de novos cultivos comerciais (Peters *et al.*, 2020), e os frutos da palmeira são considerados um dos alimentos mais populares da Amazônia (Boeira *et al.*, 2020) e um dos principais produtos florestais não madeireiros do continente (Brum e Souza, 2020). Em 2022, a produção de açaí alcançou o patamar de 1.699.588 toneladas, segundo o Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística - IBGE (IBGE, 2022).

### **2.3. O complexo de espécies *Colletotrichum gloeosporioides* Penz.**

*Colletotrichum* é um gênero que abriga espécies de fungos fitopatogênicos e inclui os agentes causais da antracnose em culturas de clima temperado e tropical (Cai *et al.*, 2009; Cannon *et al.*, 2012). Pela sua importância econômica e científica, o gênero foi classificado como o 8º grupo mais importante do mundo pelos fitopatologistas (Dean *et al.*, 2012). Até o momento, cerca de 188 espécies de *Colletotrichum* foram descritas e incorporadas em filogenias moleculares (Vieira *et al.*, 2020). Entre essas espécies, 164 foram distribuídas em 11 complexos de espécies e as 24 espécies restantes não foram atribuídas a nenhum complexo (Marin-Felix *et al.*, 2017).

Espécies do gênero *Colletotrichum* e seu teleomorfo *Glomerella* já infectaram mais de 3.400 espécies de plantas em áreas tropicais, subtropicais e temperadas (O'Connell *et al.*, 2012; Vieira *et al.*, 2017). A antracnose é caracterizada por lesões necróticas limitadas, muitas vezes afundadas, em folhas, caules, flores e frutos, bem como podridões da coroa e do caule, se expandindo e levando ao murchamento, secagem e morte dos tecidos infectados (Hiremath *et al.*, 1993; Waller *et al.* 2002, Agrios 2005). O inóculo primário é disseminado pelo vento ou pela chuva (Farr *et al.*, 2006), e grande parte das culturas cultivadas em todo o mundo é suscetível ao patógeno (Weir *et al.*, 2012).

Uma única espécie de *Colletotrichum* é capaz de infectar múltiplos hospedeiros, fazendo uso de diversas estratégias para invadir o tecido do hospedeiro, variando de hemibiotrofia intracelular à colonização intramural subcuticular necrotrófica (Gautam, 2014). Uma série de estruturas de infecção específicas são apresentadas pelo patógeno, o que inclui tubo germinativo, apressórios, hifas intracelulares e hifas necrotróficas secundárias (Gautam, 2014).

O complexo *C. gloeosporioides* (Penz.) Penz. e Sacc. é conhecido por infectar uma variedade de hospedeiros com sintomas característicos (Gautam, 2014). O nome do gênero foi introduzido por Corda (1831) para *C. lineola*, uma espécie associada a um membro da família *Apiaceae*, na República Tcheca. *C. gloeosporioides* foi relatado pela primeira vez por Penzig (1882). A nomenclatura foi baseada na espécie *Vermicularia gloeosporioides*, coletado em citrus na Itália (Latunde-Dada, 2001). A espécie pertencente à família *Phyllachoraceae* da divisão Ascomycota (Gautam, 2014).

Quanto à colonização, *C. gloeosporioides* se estabelece em áreas lesionadas e tecidos das plantas, onde desenvolve estruturas de propagação, como acérvulos e conídios (Hiremath *et al.*, 1993). Os apressórios são as estruturas de infecção responsáveis pela penetração nos tecidos do hospedeiro. As manchas que se formam se alastram rapidamente pelo tecido vegetal infectado, amolecendo conforme se expandem e exibindo cores que vão do marrom-avermelhado ao preto (Gautam, 2014). No entanto, os sintomas gerados por *C. gloeosporioides* variam conforme o hospedeiro vegetal. Podem surgir manchas afundadas, encharcadas, de formato redondo a oval, com contornos regulares ou irregulares, exibindo coloração que varia do vermelho-acastanhado ao preto (Purkayastha e Sen, 1975).

#### **2.4. Antracnose em *Euterpe precatoria* Mart.**

A antracnose é a principal doença que afeta as palmeiras de açazeiro solteiro, especialmente em mudas cultivadas em viveiro, causando danos graves aos folíolos, levando em muitos casos à morte das plantas (Nogueira *et al.*, 2018; Costa *et al.*, 2019). A produtividade da cultura é prejudicada, pois a doença impede a produção de energia por meio da fotossíntese, causando desequilíbrio no metabolismo da planta. Desde 2013, casos de antracnose em folíolos de açazeiro têm sido relatados, resultando em perdas de até 70% das plantas (Nogueira *et al.*, 2013).

A severidade da doença é influenciada por fatores abióticos como luz solar, temperatura e alta umidade, além de substrato inadequado e fertilização incorreta, principalmente em viveiros (Nogueira *et al.*, 2017). Por isso, é primordial recomendar estratégias eficazes para reduzir a severidade e gravidade da doença (Nogueira *et al.*, 2017). Os sintomas da antracnose incluem manchas nas folhas com formas irregulares, centro em tom marrom claro e bordas escuras, podendo resultar na união das lesões, secando as margens e pontas das folhas, levando eventualmente à morte da planta (Nogueira *et al.*, 2013; Nogueira *et al.*, 2017).

O controle da antracnose em açáí-solteiro é realizado por meio do uso rotativo de fungicidas (Peters *et al.*, 2020). Entretanto, por ser uma prática onerosa e prejudicial ao meio ambiente, alternativas devem ser consideradas, e dentre elas destaca-se o controle biológico (Aguirre-Güitrón *et al.*, 2019; Silva *et al.*, 2019). O controle biológico pode ser realizado utilizando microrganismos endofíticos que, por estarem no mesmo ambiente dos patógenos, tornam-se potenciais agentes de controle (Arnold *et al.*, 2003; Huang *et al.*, 2020). Fungos endofíticos podem controlar doenças em plantas, interagindo com os patógenos por meio de competição (Preto *et al.*, 2017), micoparasitismo (Pujade-Renaud *et al.*, 2019), antibiose (Martín *et al.*, 2015) e/ou modulando as respostas de defesa da planta (Van Overbeek e Saikkonen, 2016).

Estudos na área de controle biológico da antracnose em açazeiro solteiro são incipientes, porém recentemente um estudo foi desenvolvido com o objetivo de identificar fungos endofíticos foliares de palmeiras de açazeiro nativas e cultivadas (*E. precatoria*), antagonistas ao *C. gloeosporioides* (Peters *et al.*, 2020). O fungo *Ramichloridium* sp. (2.4997) foi o melhor antagonista ao patógeno nos ensaios *in vitro*. Contudo, é importante analisar a fundo as interações existentes entre planta-microrganismo, pois a resposta pode não ser a mesma dos ensaios *in vitro*, como foi observado no trabalho de Prado *et al.* (2023), que avaliou o fungo *Hypoxylon anthochroum* (2.4996) no controle de *C. gloeosporioides* em casa de vegetação. Ao invés de controlar o patógeno, o fungo em questão aumentou a severidade da doença.

## **2.5. Fungos endofíticos**

As plantas são seres vivos holobiontes, abrigando uma diversidade de comunidades microbianas em seus tecidos, gerando grande impacto para a saúde do hospedeiro e para a produtividade das culturas. Por definição, os microrganismos endofíticos são seres que habitam os órgãos vegetais das plantas, colonizando seus tecidos internos sem causar danos aparentes ao seu hospedeiro, estabelecendo relações simbióticas de forma mútua (Petrini, 1991).

Os endofíticos são compostos por protistas, arqueias, actinomicetos, bactérias e fungos, cuja associação pode variar de mutualismo a parasitismo, dependendo das condições ambientais. Os fungos endofíticos interagem com uma ampla gama de hospedeiros vegetais, e são relatados em diferentes zonas climáticas e geográficas (Peskan-Berghöfer *et al.*, 2015). Quanto aos filos mais abundantes, os fungos endofíticos

fazem parte principalmente do filo Ascomycota (95,83%), seguido por Basidiomycota (2,98%) e Mucoromycota (1,19%) (Yadav *et al.*, 2022).

Os gêneros *Fusarium*, *Trichoderma*, *Paecilomyces*, *Aspergillus*, *Chaetomium*, *Penicillium*, *Bipolaris*, *Metarhizium*, *Mucor*, *Cladosporium*, *Nigrospora*, *Piriformospora*, *Verticillium*, *Microsphaeropsis* e *Gaeumannomyces* se constituem como os mais dominantes (Yadav *et al.*, 2022). Esse grupo de microrganismos entram na planta hospedeira por meio de feridas ou aberturas naturais, colonizando um ou mais tecidos vegetais, incluindo caules, folhas, flores, frutos e raízes.

A associação entre fungos endofíticos e plantas é bem intrínseca, existindo um antagonismo equilibrado nas interações que supera as respostas defensivas do hospedeiro vegetal, permitindo assim a sobrevivência dos endofíticos dentro de seu hospedeiro (Yan *et al.*, 2019). Essa simbiose também pode levar à produção de metabólitos secundários e hormônios vegetais, que podem promover o crescimento das plantas, e modular as repostas ao estresse (Peskan-Berghöfer *et al.*, 2015).

A colonização bem-sucedida dos fungos endofíticos na planta hospedeira pode ser realizada por meio da modificação e remodelação da parede celular, mascaramento de quitina, blindagem e manipulação da sinalização de defesa do hospedeiro induzida por  $\beta$ -glucana e pelo aumento do  $\text{Ca}_2^+$  no citosol. Além disso, esses microrganismos manipulam as defesas do hospedeiro por meio da modulação dos hormônios vegetais.

Os fungos endofíticos tem coexistido e coevoluído com sua planta hospedeira, proporcionando tolerância a diversos estresses bióticos e abióticos, promovendo a obtenção de nutrientes e atuando na defesa contra pragas e patógenos. Como resposta, as plantas fornecem nutrientes e abrigo (Rai e Agarkar, 2016).

## **2.6. Controle biológico de doenças de plantas**

O controle biológico, alternativa sustentável ao controle químico para doenças em culturas agrícolas e florestais, está se tornando cada vez mais popular (Shariffah-Muzaimah *et al.*, 2018). Em 1919, o termo “controle biológico” foi criado para designar a inserção de inimigos naturais para controle de insetos-pragas das plantações. Posteriormente, o termo foi ampliado para também contemplar outros grupos de organismos fitopatogênicos e seus inimigos naturais, os antagonistas (Smith, 1919).

Essa prática contribui diretamente para a melhoria da qualidade dos produtos, diminuição da poluição ambiental, conservação dos recursos naturais e, conseqüentemente, para a sustentabilidade dos agroecossistemas. O biocontrole pode ser visto como uma

solução para reduzir os custos associados aos problemas fitossanitários nas lavouras, ao mesmo tempo em que conserva os recursos naturais (Naranjo; Ellsworth; Frisvold, 2015).

A integração do controle biológico ao campo e à pesquisa apresenta-se como uma alternativa sustentável e potencialmente mais lucrativa para o produtor, em comparação com o uso de agroquímicos. Isso resolve os problemas fitossanitários das plantações e proporciona melhores condições de cultivo (Rashad; Moussa, 2020). Nesse sistema, a doença não é apenas o resultado da interação entre o patógeno e o hospedeiro, mas também da interação entre o patógeno, o hospedeiro e uma série de microrganismos não patogênicos presentes no local da infecção (Solino *et al.* 2017).

Os agentes de biocontrole trabalham para inibir ou retardar as atividades biológicas dos fitopatógenos, seja diretamente, por meio de mecanismos próprios, ou indiretamente, por meio de seus efeitos modificadores na fisiologia e anatomia das plantas (Douriet-Gámez *et al.*, 2018). Fungos antagonistas podem utilizar mecanismos distintos de controle para suprimir doenças de plantas, seja diretamente ou indiretamente (Flint *et al.*, 1998). Eles podem competir com patógenos por espaço e nutrientes, micoparasitismo, antibiose e resistência sistêmica (Birkenbihl *et al.*, 2017; Latz *et al.*, 2018).

A compreensão profunda desses mecanismos é crucial para garantir a eficácia dos programas de biocontrole. O sucesso na implantação, atividade e proliferação de agentes de biocontrole fúngico depende de sua adaptação e atuação no ecossistema, onde ocorre uma ampla gama de interações tróficas e não tróficas entre espécies (Christian *et al.* 2019). Para os consumidores, essa forma de controle é muito mais vantajosa, pois garante produtos de alta qualidade e livres de resíduos químicos, promovendo mais saúde e qualidade de vida (Błaszczuk *et al.*, 2014).

Microrganismos endofíticos têm sido muito estudados nos últimos anos. Eles contribuem com a adaptação das plantas ao estresse biótico e abiótico, aumentando a resistência à seca e à escassez de água, bem como a tolerância à alta temperatura e alta salinidade (Márquez *et al.*, 2007; Rodriguez *et al.*, 2008), produzem compostos antimicrobianos que protegem a planta contra o ataque de fitopatógenos (Busby *et al.*, 2016; Christian *et al.*, 2019; Compant *et al.*, 2005), e moldam perfis fitoquímicos (Kusari *et al.*, 2012; Panaccione *et al.*, 2014), mediando a expressão de características funcionais da planta (Harrison; Griffin, 2020).

As plantas desenvolvem mecanismos adaptativos de resistência devido às interações com esses microrganismos (Kohout *et al.*, 2018). Entre os principais fungos

como agentes de controle biológico, o gênero *Trichoderma* tem uma grande participação. Eles são considerados antagonistas naturais de fitopatógenos, apresentando assim um grande potencial para o controle de doenças de plantas (Ttacca *et al.*, 2018).

## **2.7. Fungos promotores de crescimento vegetal**

O uso de fungos endofíticos para estimular o crescimento de plantas tem atraído atenção recentemente, devido ao papel crucial que esses fungos desempenham na promoção de crescimento vegetal, o que resulta em maior produtividade das culturas e resistência a estresses bióticos e abióticos (Domka *et al.*, 2019; Suebrasri *et al.*, 2020). Esses microrganismos exibem a capacidade de colonizar os tecidos internos das plantas sem causar sintomas aparentes de infecção (Pavithra *et al.*, 2020). Além disso, produzem metabólitos secundários como fitohormônios, sideróforos, ácido cianídrico, solubilizadores de fosfato e enzimas hidrolíticas, estimulando o crescimento das plantas (Rana *et al.*, 2020).

Na literatura, há relatos de fungos endofíticos que promoveram o crescimento de plantas (Bilal *et al.*, 2018; Suebrasri *et al.*, 2020). As cepas *Aspergillus fumigatus* TS1 e *Fusarium proliferatum* BRL1 produziram giberelinas e apresentaram a capacidade de regular hormônios endógenos vegetais (Bilal *et al.*, 2018). Além disso, as cepas *Macrophomina phaseolina* BUP2/3, *Diaporthe phaseolorum* BUP3/1, *Daldinia eschscholtzii* 2NTYL11, *Trichoderma koningii* ST-KKU1, *T. erinaceum* ST-KKU2, *M. phaseolina* SS1L10 e *M. phaseolina* SS1R10 isolados de plantas medicinais asiáticas promoveram o crescimento de plantas de alcachofra-de-Jerusalém em casa de vegetação (Suebrasri *et al.*, 2020).

A sinergia existente entre o microrganismo e o hospedeiro desencadeia respostas tanto locais quanto sistêmicas na planta, por meio da sinalização e modulação de diversos mecanismos celulares e moleculares (Rozpadek *et al.*, 2019). Como resultado, as plantas desenvolvem níveis de resistência quando expostas a estresses ambientais, tais como seca, radiação intensa, altas temperaturas, pragas e doenças, entre outros (Qiang *et al.*, 2019). Os fungos endofíticos são importantes por promoverem a defesa das plantas contra fitopatógenos (Moisan *et al.*, 2019; Sorokan *et al.*, 2020). Além disso, eles vem sendo utilizados como biofertilizantes, melhorando as propriedades do solo e secretando várias enzimas, aumentando a disponibilidade nutricional e melhorando a produtividade das culturas (Arasu *et al.*, 2023).

### 3. OBJETIVOS

#### 3.1. Objetivo geral

Avaliar o potencial de fungos endofíticos no controle da antracnose em *Euterpe precatoria* Mart. e na promoção do crescimento de plantas de açazeiro.

#### 3.2. Objetivos específicos

- Avaliar a resistência dos conídios dos fungos endofíticos a estresses abióticos;
- Determinar os fatores de promoção de crescimento vegetal pelos fungos endofíticos;
- Caracterizar os fungos endofíticos quanto a capacidade de controle da antracnose em mudas de açazeiro solteiro.

## 4. MATERIAL E MÉTODOS

A pesquisa foi desenvolvida no Laboratório de Microbiologia do Centro de Ciências Biológicas e da Natureza (CCBN) da Universidade Federal do Acre (UFAC).

### 4.1. Seleção dos isolados fúngicos

Cinco fungos endofíticos selecionados como os melhores antagonistas ao patógeno *C. gloeosporioides* em ensaios *in vitro* (Peters *et al.*, 2020) foram avaliados quanto a viabilidade conidial frente a estresses abióticos, incluindo temperatura e radiação UV, a produção de enzimas extracelulares, ao controle da antracnose em mudas de açaizeiro solteiro em casa de vegetação e a parâmetros de crescimento vegetal. Os fungos selecionados foram: *Ramichloridium* sp. (2.4997), *Clonostachys rosea* (2.5627), *Penicillium sclerotiorum* (2.4946), *P. paxilli* (2.5079) e *Paecilomyces* sp. (2.5667). Os microrganismos foram isolados de folíolos saudáveis da palmeira *Euterpe precatoria* Mart., espécie amostrada na Região Amazônica (Peters *et al.*, 2020).

Os isolados fúngicos estão armazenados em água destilada (Castellani, 1963) e óleo mineral (Buell; Weston, 1947) no acervo do Laboratório de Microbiologia da Universidade Federal do Acre (UFAC). Para realização dos experimentos, os fungos foram reativados utilizando meio de cultura BDA (200 g de extrato de batata, 20 g de dextrose e 15 g de ágar, para 1 litro de água destilada, sem ajuste de pH), e foram mantidos a 28 °C com diversas repicagens para realização dos experimentos.

### 4.2. Efeito de fatores abióticos na sobrevivência de conídios fúngicos

O ensaio de resistência dos conídios fúngicos foi realizado para analisar o efeito da temperatura na viabilidade conidial e da sensibilidade dos conídios fúngicos a radiação ultravioleta (UV).

#### 4.2.1. Produção de conídios

Foi avaliada a resistência de conídios fúngicos submetidos a diferentes condições de temperatura e exposição à radiação ultravioleta (UV). Os fungos foram cultivados em meio BDA e incubados à 28 °C durante 14 dias. Posteriormente, foram removidos os conídios da superfície das colônias fúngicas por meio de raspagem com lâmina de bisturi, e foi produzida uma suspensão na concentração de 10<sup>6</sup> conídios/mL para cada isolado após quantificação em câmara de Neubauer (Remadevi *et al.*, 2010).

#### **4.2.2. Efeito da temperatura na viabilidade conidial**

Para avaliar a resistência dos conídios em diferentes temperaturas, 200 µL da suspensão de conídios fúngicos foram depositados em microtubos estéreis, expostos às temperaturas de 4, 19, 28, 37 e 50 °C durante os tempos de 30, 60 e 90 minutos (Oliveira *et al.*, 2016). O experimento foi realizado em triplicata.

Os conídios fúngicos ficaram armazenados durante os tempos avaliados nos seguintes equipamentos:

- i. 4 °C: Geladeira (Electrolux Super Freezer DC50);
- ii. 19 °C: Incubadora B.O.D. (TECNAL TE-371);
- iii. 28 °C: Incubadora B.O.D. (TECNAL TE-371);
- iv. 37 °C: Estufa Microprocessada de Cultura e Bacteriologia (QUIMIS Q316M2);
- v. 50 °C: Banho Seco Digital (Termobloco) para 1 Bloco (KASVI K80-02).

#### **4.2.3. Sensibilidade dos conídios fúngicos a radiação ultravioleta (UV)**

Para avaliar a resistência dos conídios expostos à radiação ultravioleta, 1 ml de cada suspensão fúngica foi depositada em placas de Petri estéreis, alocadas a 40 cm de distância de uma lâmpada UV. Os tempos de exposição dos conídios fúngicos foram de 0, 30, 60, 120, 180 e 240 segundos (Oliveira *et al.*, 2016). O experimento foi realizado em triplicata.

#### **4.2.4. Avaliação da viabilidade conidial após exposição aos fatores abióticos**

Após exposição aos fatores abióticos, foram retirados 10 µL de cada tratamento e depositados em placas de Petri contendo meio BDA. As placas foram incubadas à temperatura ambiente durante 12 horas, e para visualização da viabilidade conidial, foi depositada uma gota de azul de lactofenol em cada ponto de inoculação para observação em microscópio óptico (Francisco *et al.*, 2006). Foi avaliada a capacidade germinativa de 100 conídios fúngicos por repetição e o resultado foi estimado em porcentagem.

#### **4.3. Determinação das atividades enzimáticas extracelulares**

Ensaio enzimáticos extracelulares foram conduzidos para investigar a produção qualitativa de enzimas (amilase, celulase, lipase e protease) pelos fungos endofíticos. Isso foi avaliado pela degradação fúngica de substratos específicos dissolvidos em ágar. Suspensões de conídios foram produzidas e ajustadas para a concentração de  $10^8$  conídios/mL a partir de colônias fúngicas com 14 dias de incubação em meio de cultura BDA à 28 °C. Para produção das suspensões, os conídios foram raspados da superfície das colônias utilizando lâmina de bisturi e colocados em água destilada estéril.

Alíquotas de 10 µL foram colocadas em três pontos de placas de Petri de 9 cm de diâmetro contendo o substrato útil para determinar cada atividade. A presença de halos translúcidos para as enzimas amilase, celulase e protease ao redor das colônias fúngicas após 5 dias de incubação a 28 °C foram usadas como detecção qualitativa da produção das enzimas (Hankin e Anagnostakis, 1975).

A atividade da enzima lipase foi avaliada como positiva ou negativa por meio da produção de cristais no meio de cultura, não sendo feita uma análise semiquantitativa para essa enzima. Placas com os meios específicos incubadas sem os fungos endofíticos foram usadas como controle negativo. A análise semiquantitativa foi realizada por meio do cálculo do índice enzimático (IE). Esse parâmetro foi registrado como a razão entre o diâmetro da zona clara e o diâmetro da colônia fúngica (Sopalun e Iamtham, 2020).

#### **4.3.1. Atividade amilolítica**

A eficiência em degradar o amido foi utilizada como critério para determinação da capacidade dos fungos endofíticos em produzirem enzimas amilolíticas. Para detectar a atividade amilolítica, os microrganismos foram crescidos em meio de cultura composto por: 3,0 g de extrato de carne, 5,0 g de peptona, 2,0 g de amido solúvel e 15,0 g de ágar para 1 litro de água destilada, pH 6,0. Após 5 dias de incubação a 28 °C, as placas foram coradas com iodo sublimado por 10 minutos. A presença de uma zona amarela ao redor de cada colônia em um meio azul indicou a produção de amilase (Hankin e Anagnostakis, 1975).

#### **4.3.2. Atividade celulolítica**

Para o ensaio de degradação de celulose, os fungos endofíticos foram crescidos em meio de cultura composto por: 1,0 g de NaNO<sub>3</sub>, 1,0 g de K<sub>2</sub>HPO<sub>4</sub>, 0,5 g de MgSO<sub>4</sub>, 1,0 g de KCl, 0,5 g de extrato de levedura, 5,0 g de Carboximetilcelulose (CMC) e 15,0 g de ágar para 1 litro de água destilada, pH 6,4. Após o crescimento fúngico depois de 5 dias de incubação, as placas foram coradas com iodo sublimado por 10 minutos. A presença de um halo amarelado ou incolor em torno da colônia observada indicou a produção de celulase (Meddeb-Mouelhi *et al.*, 2014).

#### **4.3.3. Atividade lipolítica**

A atividade lipolítica dos fungos endofíticos foi determinada pela detecção de lipase empregando-se meio de cultura acrescido de Tween 80 como substrato lipídico. O meio de cultura foi composto por: 10,0 g peptona, 5,0 g NaCl, 0,1 g CaCl<sub>2</sub>.2H<sub>2</sub>O e 15,0 g ágar para 1 litro de água destilada, pH 7,4. Antes da esterilização, foi adicionado 1% (v/v) de Tween 80 no meio de cultura. As culturas foram incubadas por 5 dias à 28 °C, e

a presença de halos formados por cristais indicou a produção de lipase pelas linhagens inoculadas (Sierra, 1957). A formação de enzimas lipolíticas pelas colônias fúngicas foi observada como um precipitado visível devido à formação de cristais do sal de cálcio do ácido láurico liberado pela enzima, ou como um clareamento do tal precipitado em torno das colônias fúngicas devido à completa degradação do sal do ácido graxo.

#### **4.3.4. Atividade proteolítica**

Para detectar a produção de enzimas proteolíticas, foi utilizado um meio de cultura suplementado com leite desnatado. Para detectar a atividade proteolítica, os fungos endofíticos foram crescidos em meio de cultura composto por: 3,0 g de extrato de carne, 5,0 g de peptona e 15,0 g de ágar para 1 litro de água destilada, pH 6,0, suplementado com 2% de leite desnatado. Após 5 dias de incubação à 28 °C, a degradação completa do leite desnatado foi observada como uma clarificação no ágar um tanto opaco ao redor das colônias (Hankin e Anagnostakis, 1975).

#### **4.4. Análises *in vitro* para características promotoras de crescimento vegetal**

##### **4.4.1. Solubilização de fosfato inorgânico**

A habilidade dos fungos endofíticos em solubilizar fosfato foi determinada pela inoculação de suspensões fúngicas na concentração de  $10^8$  conídios/mL dos isolados fúngicos em meio ágar Pikovskaya (g/L), apresentando a seguinte composição: 0,5 g de  $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ , 0,1 g de  $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ , 0,02 g de NaCl, 0,02 g de KCl, 0,003 g de  $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ , 0,003 g de  $\text{MnSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ , 5,0 g de  $\text{Ca}_3(\text{PO}_4)_2$ , 10,0 g de glicose, 0,5 g de extrato de levedura e 15,0 g de ágar para 1 litro de água destilada, sem ajuste de pH. As placas foram incubadas a 28 °C por 7 dias. O controle foi preparado sem a inoculação dos fungos endofíticos. Uma zona clara ao redor das colônias fúngicas indicou a solubilização de fosfato inorgânico (Adnan *et al.*, 2018). O experimento foi realizado em triplicata.

##### **4.4.2. Produção de ácido cianídrico (HCN)**

A produção de ácido cianídrico (HCN) foi determinada conforme método descrito por Lorck (1948). Para isso, os fungos endofíticos foram cultivados em meio ágar Bennett, apresentando a seguinte composição (g/L): 1,0 g de extrato de levedura, 1,0 g de extrato bovino, 2,0 g de caseína hidrolisada, 10,0 g de dextrose e 15,0 g de ágar, suplementado com 4,4 g de glicina. Antes da incubação, papel filtro estéril foi embebido com uma mistura de ácido pícrico 0,5% em carbonato de sódio 2% por 1 minuto antes de aderir sob as tampas das placas de Petri. As placas foram seladas com papel filme e então incubadas a 28 °C por 7 dias.

Após o período, a produção de ácido cianídrico foi verificada pela mudança de coloração dos papéis filtro de amarelo para laranja ou vermelho (Passari *et al.*, 2016).

#### 4.5. Avaliação da capacidade dos fungos endofíticos em controlar o patógeno *in vivo* e promover o crescimento de plantas de açaizeiro solteiro

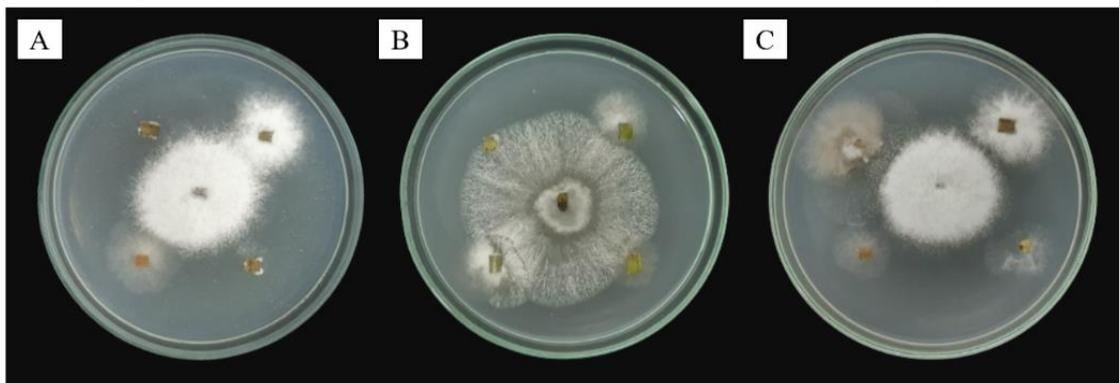
A capacidade dos isolados fúngicos em controlar a ação do patógeno *C. gloeosporioides* visando conter o progresso da antracnose em mudas de açaí-solteiro foi avaliada em casa de vegetação.

##### 4.5.1. Obtenção do patógeno *Colletotrichum gloeosporioides*

O patógeno *C. gloeosporioides* foi isolado a partir de folhas de *E. precatória* com sintomas típicos de antracnose. O material vegetal foi coletado no Viveiro do Parque Zoobotânico (PZ) da UFAC, e foi acondicionado em sacos plásticos transparentes e armazenado a 4 °C. O processo de isolamento consistiu inicialmente na desinfecção superficial das amostras. Para isso, os folíolos infectados foram lavados em água corrente, e esterilizados superficialmente com etanol 70% por 30 segundos, hipoclorito de sódio (NaClO) 2,5% por 3 minutos e 3 lavagens em água destilada estéril.

Os folíolos foram fragmentados em quadrados de 25 mm<sup>2</sup> utilizando uma lâmina de bisturi estéril, e foram colocados em meio de cultura BDA suplementado com o antibiótico Cloranfenicol (1 mL/L de meio de cultura) (Figura 1). O material ficou incubado a 28 °C por 7 dias, sendo analisado todos os dias. Por meio de identificação macroscópica, as colônias que se pareciam com *C. gloeosporioides* foram purificadas pelo método de estrias de esgotamento, e, por fim, foram produzidas culturas puras do fitopatógeno em meio de cultura BDA. Por último, foi feita a preservação do microrganismo em água destilada, sendo armazenado no acervo do Laboratório de Microbiologia da UFAC.

Figura 1 - Folíolos de *Euterpe precatória* em meio de cultura BDA suplementado com o antibiótico Cloranfenicol. A, B e C apresentam as colônias de *Colletotrichum gloeosporioides* isoladas com base em características morfológicas.

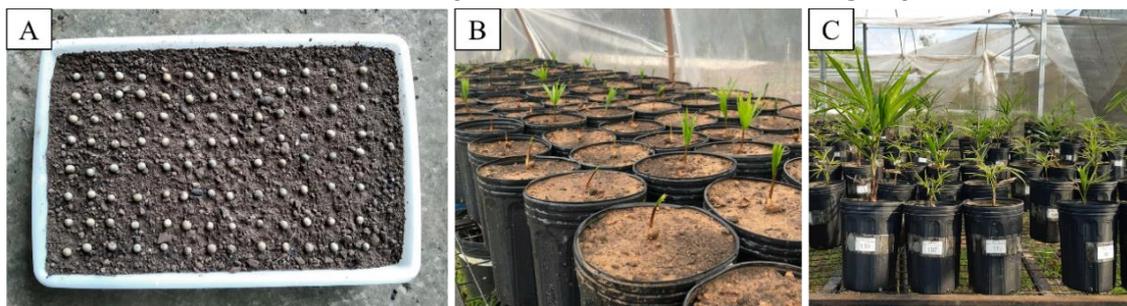


#### 4.5.2. Produção das mudas de *Euterpe precatoria*

As mudas de *E. precatoria* foram produzidas no Viveiro do PZ da UFAC, no município de Rio Branco, Acre, Brasil. Para obtenção das sementes, foram coletados frutos de palmeiras saudáveis da espécie no mesmo local de produção das mudas, utilizando tesoura de poda. Os frutos foram despulpados e as sementes foram semeadas em substrato composto por terra vegetal e compostagem (restos de frutas e legumes) na proporção de 3:1. Foram semeadas 312 sementes distribuídas em três bandejas de polietileno, não havendo esterilização das sementes (Figura 2A). As sementes foram mantidas no viveiro durante 100 dias e irrigadas a cada dois dias.

Após esse período, as plântulas foram repicadas para vasos de polietileno de 4 litros, utilizando substrato composto por terra vegetal e areia, na proporção de 1:1 (Figura 2B). Antes da realização do repique, o substrato foi esterilizado uma vez em autoclave a 121 °C (1 atm) por 1 hora, e molhado com água para facilitar o processo de transferência das plântulas para os vasos. Além disso, foram adicionadas 300 g de brita no fundo dos vasos antes de colocar o substrato. As raízes das plântulas que ficaram enoveladas foram cortadas utilizando uma tesoura comum. O repique das plântulas foi feito na Horta Experimental da UFAC, e lá permaneceram até a realização do ensaio biológico, sob sombreamento de 50% visando garantir o desenvolvimento das mudas (Figura 2C).

Figura 2 - Processo de produção de mudas de açazeiro solteiro (*Euterpe precatoria*) em casa de vegetação. (A) Sementes de *E. precatoria*; (B) Plântulas repicadas para vasos; e (C) Plantas de açazeiro solteiro em casa de vegetação.



#### 4.5.3. Preparação das suspensões fúngicas e inóculo do patógeno

Para produzir as suspensões de conídios, os fungos endofíticos foram crescidos em meio de cultura BDA e armazenados à temperatura de 28 °C durante 14 dias. Foi utilizada água destilada estéril, e os conídios foram removidos da superfície das colônias usando lâmina de bisturi. A concentração de células em cada suspensão fúngica foi ajustada para  $10^6$  conídios/mL em água destilada estéril. A concentração foi verificada utilizando um hemocitômetro e um microscópio óptico. Para produção do inóculo do patógeno, o processo

de cultivo foi o mesmo descrito para os fungos endofíticos, com suspensão ajustada na concentração de  $10^6$  conídios/mL.

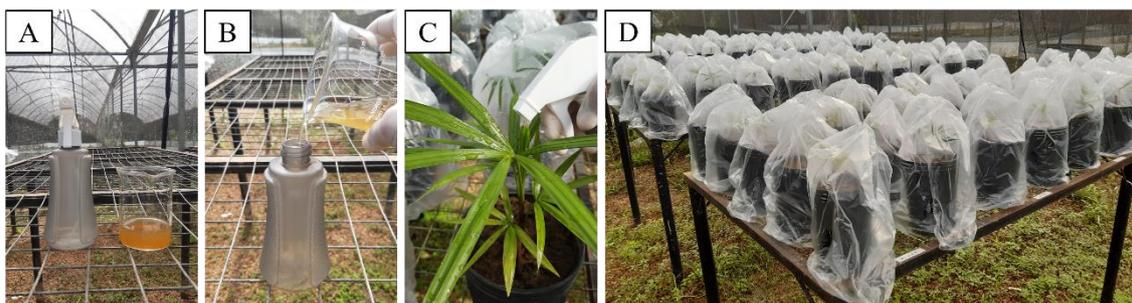
#### 4.5.4. Ensaio de antagonismo *in vivo* com os fungos endofíticos

Cinco fungos endofíticos e duas combinações de dois ou mais fungos, denominados Mix 1 (*Ramichloridium* sp. (2.4997) e *Clonostachys rosea* (2.5627) e Mix 2 (*P. sclerotiorum* (2.4946), *P. paxilli* (2.5079) e *Paecilomyces* sp. (2.5667)) foram avaliados no controle da antracnose em mudas de açaizeiro solteiro induzida por *C. gloeosporioides* em casa de vegetação.

As mudas foram mantidas em casa de vegetação ( $32 \pm 2$  °C durante o dia e  $25 \pm 2$  °C durante a noite) e foram irrigadas a cada dois dias para repor a água perdida por evapotranspiração, e observados para o controle de pragas e qualquer infecção que surgisse. Depois de aclimatadas, houve a primeira inoculação dos fungos endofíticos nas mudas 30 dias após o repique. E depois da primeira inoculação, a cada 14 dias as mudas foram inoculadas com os fungos endofíticos, totalizando 12 aplicações (6 meses). Para isso, foram produzidas suspensões de conídios de cada fungo na concentração de  $10^6$  conídios/mL.

O processo de inoculação foi realizado pelo método de pulverização nos folíolos das mudas (Figura 3C). Os isolados fúngicos foram inoculados nas mudas na proporção de 20 mL da suspensão líquida dos fungos para cada planta (Figuras 3A e B). No período de 24 horas antes das inoculações, as mudas foram submetidas a câmara úmida, para promover a abertura dos estômatos (Figura 3D). E após as inoculações as mudas foram novamente submetidas à câmara úmida pelo período de 24 horas (Figura 3D). Com 30 dias depois da última inoculação dos fungos endofíticos, o patógeno *C. gloeosporioides* foi inoculado nas mudas. As mudas que não foram inoculadas com nenhum microrganismo foram empregadas como controle negativo.

Figura 3 - Processo de inoculação das suspensões fúngicas nas mudas de açaizeiro solteiro (*Euterpe precatoria*) em casa de vegetação. (A) e (B) Suspensão de conídios fúngicos; (C) Pulverização nas plantas de açaizeiro solteiro; e (D) Câmara úmida antes e após a inoculação.



A avaliação da severidade da doença foi realizada depois de 30 dias após a inoculação do patógeno. Para a análise, foram retiradas fotografias de todas as folhas das plantas utilizadas no ensaio de biocontrole. As fotos foram retiradas pela manhã das 08:00h às 12:00h, utilizando um aparelho smartphone. A quantificação da doença foi feita por meio da função “measure disease ()” do pacote Pliman (Olivoto *et al.*, 2022a; Olivoto *et al.*, 2022b) usando o software RStudio (R Core Team, 2017). As lesões dos tecidos foram segmentadas usando paletas de cores para diferenciar as classes de cores presentes nas imagens a analisar (Figura 4). Amostras de tecidos saudáveis, tecidos doentes e fundo das imagens foram obtidas por amostragem manual de pequenas áreas da imagem para produzir uma imagem composta, representando cada paleta de cores.

Figura 4 - Paletas de cores produzidas para análise da severidade da antracnose em *Euterpe precatoria*.



As massas frescas foram medidas e amostras de folíolos foram coletadas em nitrogênio líquido para análises subsequentes. O material vegetal restante foi seco a 60 °C por 48 horas, sendo posteriormente medidas as massas secas. Além disso, foram obtidos o comprimento da parte aérea e da raiz (cm), diâmetro do coleto (mm), número de folhas e o Índice de Qualidade de Dickson (IQD). O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado (DIC), composto pelos seguintes tratamentos, com nove repetições cada:

- i. Controle (C): plantas sem inoculação de microrganismos;
- ii. Endofítico (E): plantas inoculadas somente com o fungo endofítico;
- iii. Endofítico + Patógeno (E + P): plantas inoculadas com o fungo endofítico e o patógeno *C. gloeosporioides*;
- iv. Patógeno (P): plantas inoculadas somente com o patógeno *C. gloeosporioides*.

Com exceção dos itens i e iv, os demais tratamentos diferiram quanto aos fungos endofíticos avaliados, sendo avaliados com isso um total 16 tratamentos.

#### **4.5.5. Teores de clorofila e carotenoides**

Para determinar os teores de clorofila e carotenoides, 50 mg de folha de cada repetição de cada tratamento foram coletadas. As amostras foram cortadas em fragmentos de 25 mm<sup>2</sup>, e em seguida colocadas em tubos de ensaio envoltos em papel alumínio, contendo 7 mL de acetona 80%. Os tubos foram armazenados na temperatura de 4 °C durante 48 horas para extração dos pigmentos. Após esse período, as amostras foram quantificadas em espectrofotômetro utilizando três comprimentos de onda: 663 nm, 647 nm e 470 nm. E para determinar os teores dos pigmentos, os valores de absorbância obtidos foram substituídos nas equações de Lichtenthaler e Wellburn (1983): Clorofila total = (17,3 x A<sub>647</sub> + 7,18 x A<sub>663</sub>); Clorofila a = (12,21 x A<sub>663</sub> - 2,81 x A<sub>647</sub>); Clorofila b = (20,13 x A<sub>647</sub> - 5,03 x A<sub>663</sub>) e Carotenoides = (1000 x A<sub>470</sub> - 3,27 x [clorofila a] - 104 x [clorofila b]) / 229). Os resultados foram obtidos em mg/L e posteriormente transformados para mg/g de massa fresca.

#### **4.6. Análises estatísticas**

Para as variáveis quantitativas foi aplicada a análise de variância unidirecional (ANOVA), e as médias dos tratamentos foram comparadas pelo teste LSD de Fisher ( $p < 0,05$ ). A normalidade dos dados foi verificada pelo teste de Shapiro-Wilk (Shapiro; Wilk, 1965) e a homocedasticidade pelo teste de Bartlett (Bartlett, 1937). As análises foram realizadas usando o software RStudio (<http://www.r-project.org/>).

## 5. RESULTADOS

### 5.1. Efeito de fatores abióticos na sobrevivência de conídios fúngicos

#### 5.1.1. Efeito da temperatura na viabilidade conidial

Os isolados fúngicos foram avaliados quanto à resistência dos conídios em diferentes condições de temperatura. *Ramichloridium* sp. (2.4997) foi o menos resistente dos fungos endofíticos testados (Tabela 1). A melhor temperatura avaliada para o seu desenvolvimento foi a de 37 °C, onde ele alcançou 90,3% de germinação no tempo de 60 minutos. Em contrapartida, houve completa inviabilidade dos conídios na temperatura de 50 °C em todos os tempos avaliados.

Tabela 1 - Porcentagem de viabilidade conidial do fungo *Ramichloridium* sp. (2.4997) quando submetido à diferentes condições de temperatura e tempos de exposição.

	4 °C	19 °C	28 °C	37 °C	50 °C
<b>30'</b>	70,0 ± 7,9 b	70,0 ± 7,9 b	89,3 ± 1,5 a	89,0 ± 2,0 a	0,0 ± 0,0 c
<b>60'</b>	89,7 ± 13,8 a	87,0 ± 15,6 a	70,0 ± 8,9 b	90,3 ± 2,1 a	0,0 ± 0,0 c
<b>90'</b>	83,7 ± 14,1 a	90,3 ± 2,1 a	82,0 ± 10,0 ab	88,6 ± 3,2 a	0,0 ± 0,0 c

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de LSD de Fisher ( $p > 0,05$ ).

O fungo *C. rosea* (2.5627) alcançou 100,0% de germinação dos conídios na temperatura de 37 °C em todos os tempos avaliados (Tabela 2). Entretanto, na temperatura de 50 °C a taxa germinativa dos conídios foi baixa, obtendo 0,0% de germinação no tempo de 90 minutos. Observa-se que a capacidade germinativa dos conídios fúngicos decaiu conforme há o aumento do tempo de exposição.

Tabela 2 - Porcentagem de viabilidade conidial do fungo *Clonostachys rosea* (2.5627) quando submetido à diferentes condições de temperatura e tempos de exposição.

	4 °C	19 °C	28 °C	37 °C	50 °C
<b>30'</b>	100,0 ± 0,0 a	99,7 ± 0,6 a	100,0 ± 0,0 a	100,0 ± 0,0 a	1,0 ± 1,0 b
<b>60'</b>	100,0 ± 0,0 a	99,7 ± 0,6 a	100,0 ± 0,0 a	100,0 ± 0,0 a	0,7 ± 0,6 bc
<b>90'</b>	99,7 ± 0,6 a	99,3 ± 1,2 a	99,3 ± 1,2 a	100,0 ± 0,0 a	0,0 ± 0,0 c

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de LSD de Fisher ( $p > 0,05$ ).

*P. sclerotiorum* (2.4946) obteve maior taxa de germinação na temperatura de 28 °C nos tempos de 60 e 90 minutos (Tabela 3). Em contrapartida, a temperatura de 50 °C foi a que mais afetou a taxa germinativa dos conídios, sendo observado 0,0% de germinação dos conídios fúngicos.

Tabela 3 - Porcentagem de viabilidade conidial do fungo *Penicillium sclerotiorum* (2.4946) quando submetido à diferentes condições de temperatura e tempos de exposição.

	4 °C	19 °C	28 °C	37 °C	50 °C
30'	98,3 ± 1,5 a	99,3 ± 1,2 a	98,3 ± 2,9 a	100,0 ± 0,0 a	0,0 ± 0,0 b
60'	97,0 ± 3,0 a	99,3 ± 1,2 a	100,0 ± 0,0 a	97,7 ± 3,2 a	0,0 ± 0,0 b
90'	100,0 ± 0,0 a	97,7 ± 4,0 a	100,0 ± 0,0 a	97,3 ± 4,6 a	0,0 ± 0,0 b

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de LSD de Fisher ( $p > 0,05$ ).

O fungo *P. paxilli* (2.5079) exibiu maior capacidade germinativa na temperatura de 19 °C em todos os tempos avaliados (Tabela 4). Em contrapartida, a temperatura de 50 °C foi a que mais afetou a taxa germinativa dos conídios.

Tabela 4 - Porcentagem de viabilidade conidial do fungo *Penicillium paxilli* (2.5079) quando submetido à diferentes condições de temperatura e tempos de exposição.

	4 °C	19 °C	28 °C	37 °C	50 °C
30'	99,7 ± 0,6 ab	100,0 ± 0,0 a	99,3 ± 1,2 ab	99,7 ± 0,6 ab	0,0 ± 0,0 d
60'	97,7 ± 1,5 c	100,0 ± 0,0 a	99,7 ± 0,6 ab	99,3 ± 0,6 ab	0,0 ± 0,0 d
90'	98,7 ± 0,6 bc	100,0 ± 0,0 a	99,3 ± 0,6 ab	100,0 ± 0,0 a	0,0 ± 0,0 d

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de LSD de Fisher ( $p > 0,05$ ).

*Paecilomyces* sp. (2.5667) alcançou 100,0% de germinação dos conídios a 28 e 37 °C em todos os tempos avaliados (Tabela 5). Entretanto, na temperatura de 50 °C a taxa germinativa dos conídios foi baixa, obtendo 0,0% de germinação no tempo de 90 minutos.

Tabela 5 - Porcentagem de viabilidade conidial do fungo *Paecilomyces* sp. (2.5667) quando submetido à diferentes condições de temperatura e tempos de exposição.

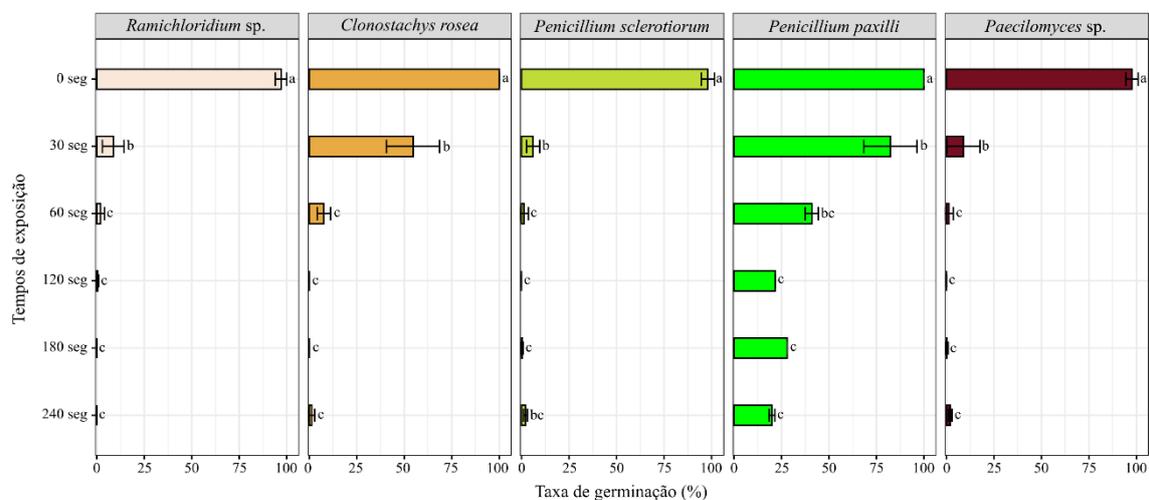
	4 °C	19 °C	28 °C	37 °C	50 °C
30'	99,7 ± 0,6 a	99,33 ± 1,2 a	100,0 ± 0,0 a	100,0 ± 0,0 a	84,0 ± 6,1 b
60'	100,0 ± 0,0 a	99,67 ± 0,6 a	100,0 ± 0,0 a	100,0 ± 0,0 a	31,0 ± 7,0 c
90'	99,3 ± 1,2 a	99,67 ± 0,6 a	100,0 ± 0,0 a	100,0 ± 0,0 a	0,0 ± 0,0 d

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de LSD de Fisher ( $p > 0,05$ ).

### 5.1.2. Sensibilidade dos conídios fúngicos a radiação ultravioleta (UV)

Os fungos endofíticos foram avaliadas quanto à viabilidade dos conídios após exposição à radiação UV (Figuras 5). O fungo *P. paxilli* (2.5079) foi o mais resistente. Além disso, quando o tempo de exposição foi aumentado para 240 segundos, apenas *P. paxilli* (2.5079) foi capaz de manter viabilidade considerável, apresentando 20,0% de taxa de germinação. Em contrapartida, *Ramichloridium* sp. (2.4997) foi a única cepa em que os conídios não germinaram no tempo de 240 segundos.

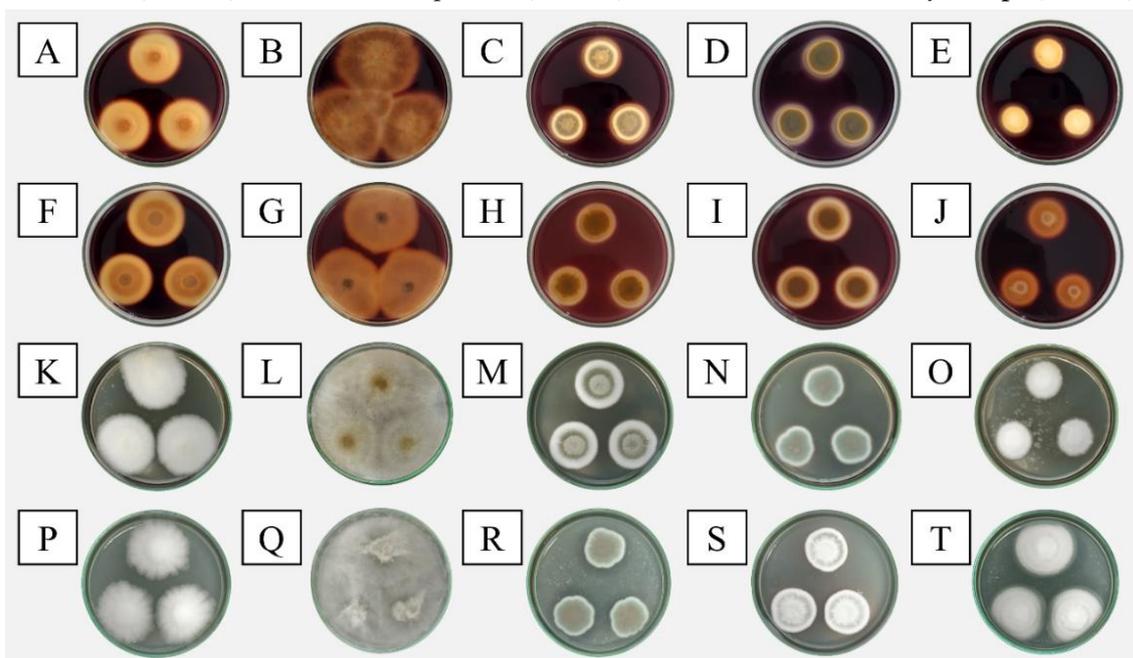
Figura 5 - Taxa de germinação de conídios das cepas fúngicas quando expostos à radiação ultravioleta (UV) durante determinados períodos. Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de LSD de Fisher ( $p > 0,05$ ).



## 5.2. Determinação das atividades enzimáticas extracelulares

A atividade enzimática das cepas fúngicas foi investigada neste estudo (Figura 6). De todas as cepas avaliadas, *Ramichloridium sp.* (2.4997) foi o único que não apresentou atividade para nenhuma das enzimas. A celulase foi a enzima produzida por todos os fungos endofíticos, com exceção da cepa *Ramichloridium sp.* (2.4997).

Figura 6 - Atividades enzimáticas dos fungos endofíticos de *Euterpe precatoria*. As linhas representam as enzimas amilase, celulase, lipase e protease, respectivamente. As colunas representam as cepas fúngicas avaliadas. A, F, K e P: *Clonostachys rosea* (2.5627); B, G, L e Q: *Ramichloridium sp.* (2.4997); C, H, M e R: *P. sclerotiorum* (2.4946); D, I, N e S: *P. paxilli* (2.5079); e E, J, O e T: *Paecilomyces sp.* (2.5667).



Os maiores índices enzimáticos para atividade amilolítica (1,17) e celulolítica (1,36) foram apresentados por *P. paxilli* (2.5079). A lipase e a protease foram as enzimas menos produzidas pelos isolados. De todos os fungos, apenas dois apresentaram atividade lipolítica, que foram *P. sclerotiorum* (2.4946) e *Paecilomyces* sp. (2.5667). Para a enzima protease, 2.5667 *Paecilomyces* sp. foi o que apresentou maior índice enzimático (1,31) (Tabela 6).

Tabela 6 - Índices enzimáticos dos fungos endofíticos de *Euterpe precatória*.

Fungo endofítico	Índice enzimático			
	Amilase	Celulase	Lipase	Protease
<i>Ramichloridium</i> sp.	0,00 ± 0,00 d	0,00 ± 0,00 d	-	0,00 ± 0,00 c
<i>Clonostachys rosea</i>	1,12 ± 0,00 b	1,12 ± 0,00 bc	-	0,00 ± 0,00 c
<i>Penicillium sclerotiorum</i>	1,08 ± 0,00 c	1,18 ± 0,00 b	+	0,00 ± 0,00 c
<i>P. paxilli</i>	1,17 ± 0,00 a	1,36 ± 0,07 a	-	1,00 ± 0,00 b
<i>Paecilomyces</i> sp.	0,00 ± 0,00 d	1,09 ± 0,00 c	+	1,31 ± 0,01 a

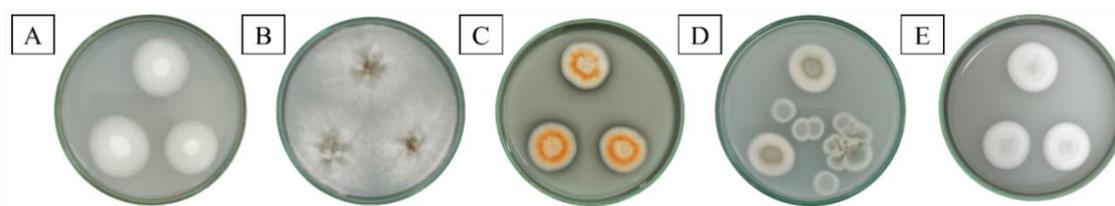
Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de LSD de Fisher ( $p > 0,05$ ).

### 5.3. Análises *in vitro* para características promotoras de crescimento vegetal

#### 5.3.1. Solubilização de fosfato inorgânico

Dos fungos endofíticos avaliados quanto à capacidade de solubilizar fosfato inorgânico, apenas *P. sclerotiorum* (2.4946) conseguiu solubilizar o fosfato tricálcico (Figura 7C).

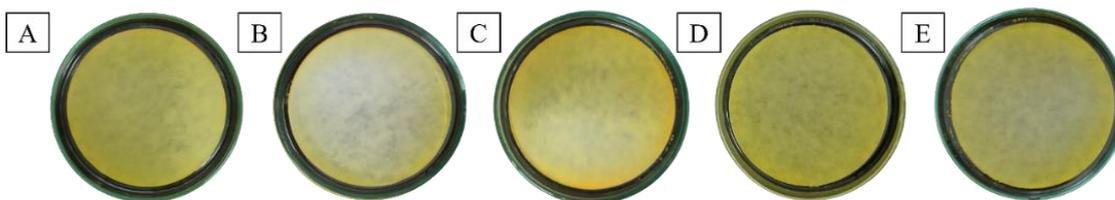
Figura 7 - Ensaio de solubilização de fosfato inorgânico pelos fungos endofíticos. (A) *Clonostachys rosea* (2.5627); (B) *Ramichloridium* sp. (2.4997); (C) *P. sclerotiorum* (2.4946); (D) *P. paxilli* (2.5079); e (E) *Paecilomyces* sp. (2.5667).



#### 5.3.2. Produção de ácido cianídrico (HCN)

Nenhuma das cepas fúngicas avaliadas apresentou a capacidade de produzir ácido cianídrico (HCN) (Figura 8).

Figura 8 - Ensaio de produção de ácido cianídrico (HCN) pelos fungos endofíticos. (A) *Clonostachys rosea* (2.5627); (B) *Ramichloridium* sp. (2.4997); (C) *P. sclerotiorum* (2.4946); (D) *P. paxilli* (2.5079); e (E) *Paecilomyces* sp. (2.5667).



#### 5.4. Avaliação da capacidade dos fungos endofíticos em controlar o patógeno *in vivo* e promover o crescimento de açaizeiro solteiro

Os cinco fungos endofíticos e os dois consórcios foram testados quanto ao seu potencial para reduzir a severidade da antracnose em mudas de açaizeiro solteiro em casa de vegetação. As plantas inoculadas com o fungo endofítico *P. paxilli* (2.5079) tiveram a severidade da antracnose reduzida, apresentando média de 14,79% de área foliar afetada pela doença, em comparação com o controle positivo que apresentou média igual a 34,70% de severidade (Tabela 7).

Adicionalmente, o tratamento Mix 2 reduziu a severidade da doença em 15,73% quando comparado ao controle positivo. Em contrapartida, *P. sclerotiorum* (2.4946) mostrou a menor eficiência no biocontrole da doença, apresentando média de 24,18% de redução da severidade (Tabela 7).

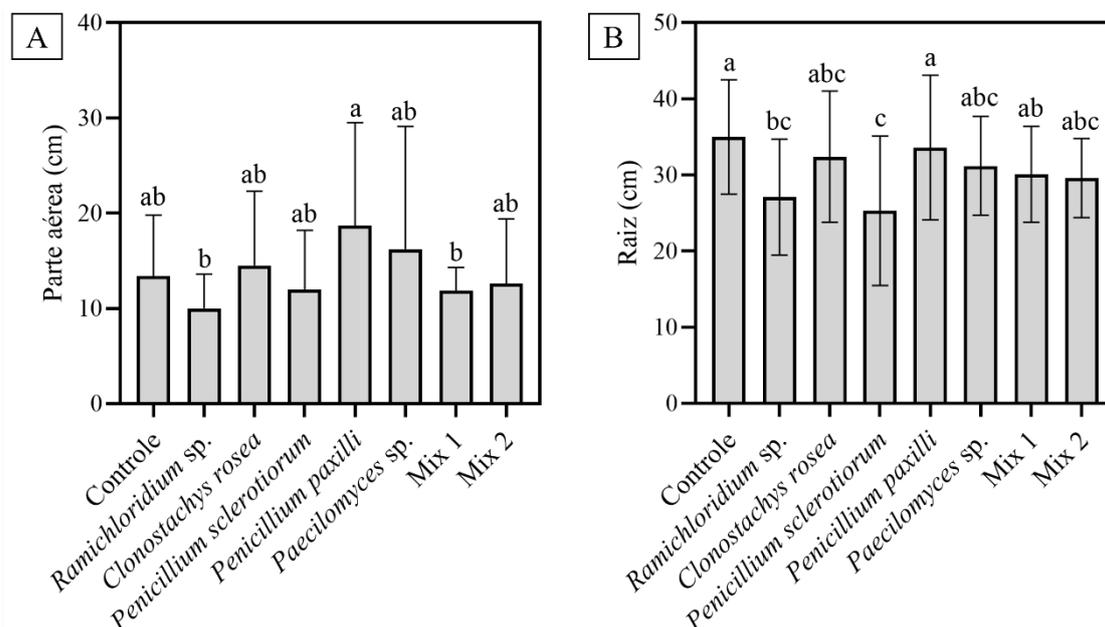
Tabela 7 - Severidade da antracnose (%) causada por *Colletotrichum gloeosporioides* em plantas de açaizeiro solteiro inoculadas com isolados fúngicos de *Euterpe precatoria*.

Tratamento	Severidade da doença (%)
Controle	16,1 ± 8,6 a
<i>Ramichloridium</i> sp.	22,2 ± 17,6 ab
<i>Clonostachys rosea</i>	22,2 ± 30,5 ab
<i>Penicillium sclerotiorum</i>	24,9 ± 24,3 ab
<i>P. paxilli</i>	14,8 ± 12,2 a
<i>Paecilomyces</i> sp.	24,1 ± 17,9 ab
Mix 1	19,7 ± 16,1 ab
Mix 2	15,7 ± 10,9 a
<i>Colletotrichum gloeosporioides</i>	34,7 ± 23,3 b

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de LSD de Fisher ( $p > 0,05$ ).

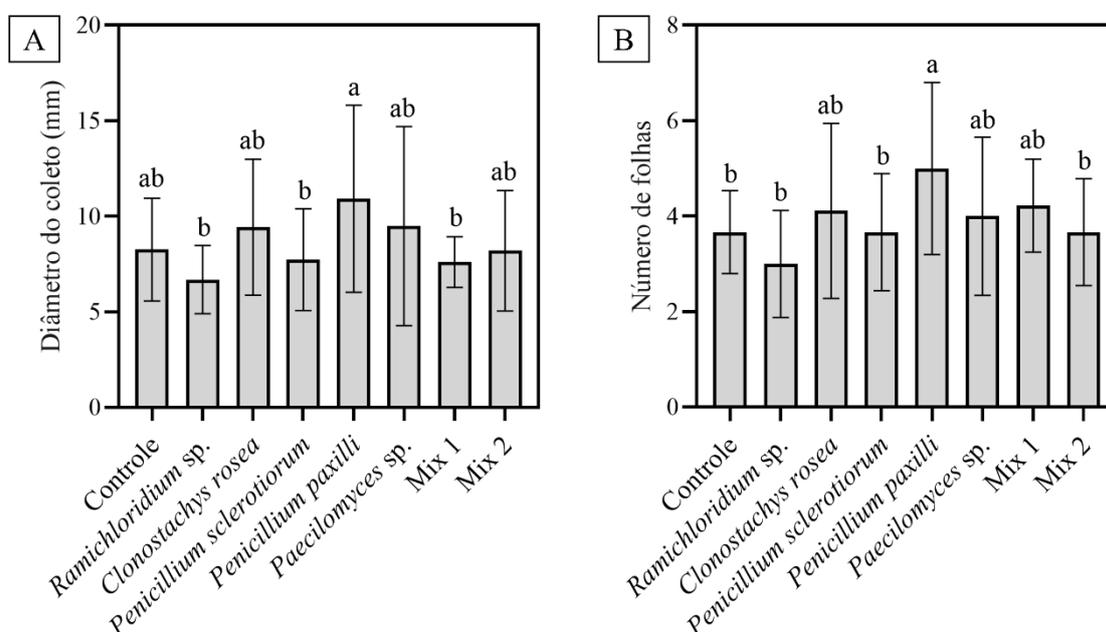
Em relação à promoção de crescimento vegetal pelos fungos endofíticos, houve diferenças significativas ( $p < 0,05$ ) nos parâmetros avaliados. Quanto ao comprimento da parte aérea e da raiz (Figura 9), *P. paxilli* (2.5079) foi o que promoveu maior incremento, com valores iguais a 18,7 cm e 33,6 cm, respectivamente.

Figura 9 - Influência dos fungos endofíticos no (A) comprimento da parte aérea e da (B) raiz de plantas de açaizeiro solteiro.



O fungo endofítico *P. paxilli* (2.5079) também foi o que promoveu maior incremento do diâmetro do coleto (10,92 cm) (Figura 10A) e maior número de folhas ( $n = 5,00$ ) (Figura 10B) das plantas de açaizeiro solteiro.

Figura 10 - Influência dos fungos endofíticos no (A) diâmetro do coleto e no (B) número de folhas de plantas de açaizeiro solteiro.



Quanto à massa fresca (Figura 11) e seca (Figura 12) da parte aérea e da raiz, novamente o fungo *P. paxilli* (2.5079) se destacou, aumentando significativamente esses parâmetros em comparação com o controle negativo.

Figura 11 - Influência dos fungos endofíticos na massa fresca da (A) parte aérea e da (B) raiz de plantas de açaizeiro solteiro.

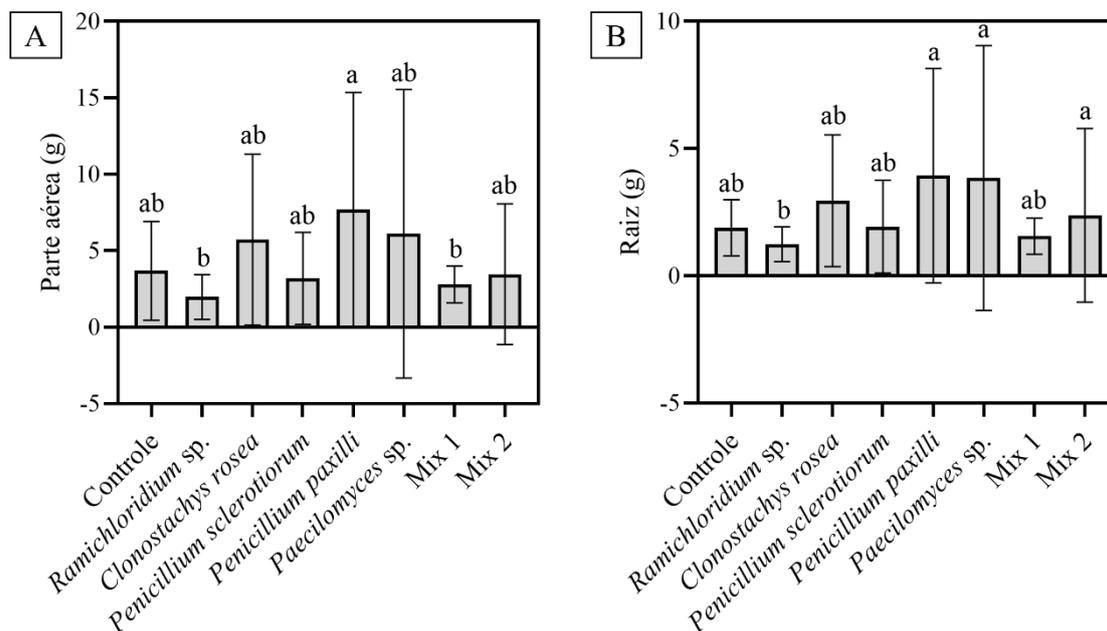
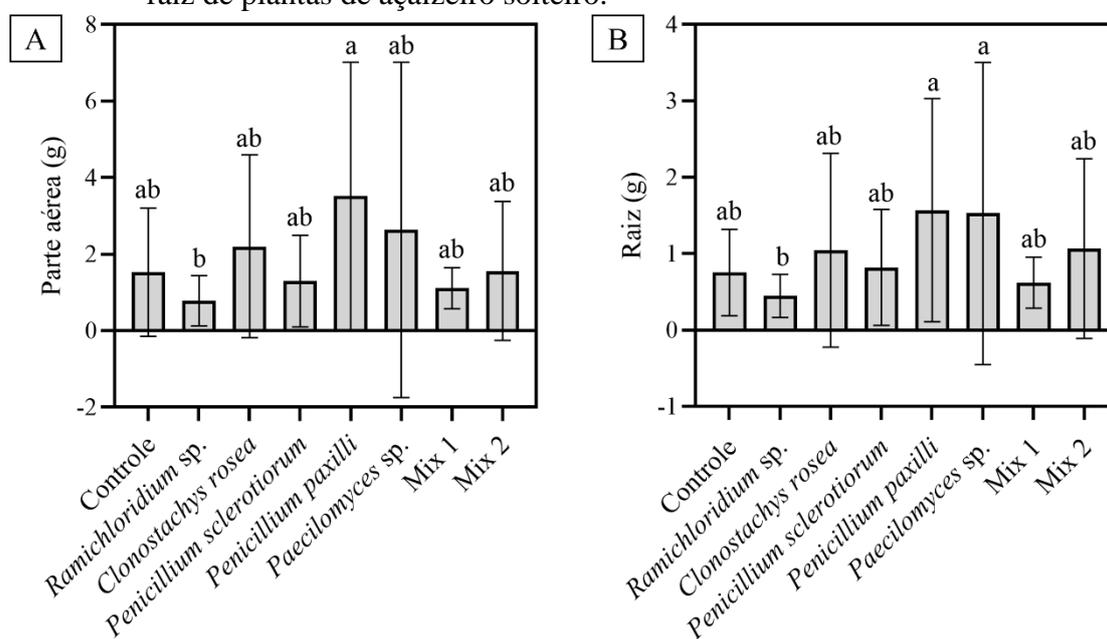
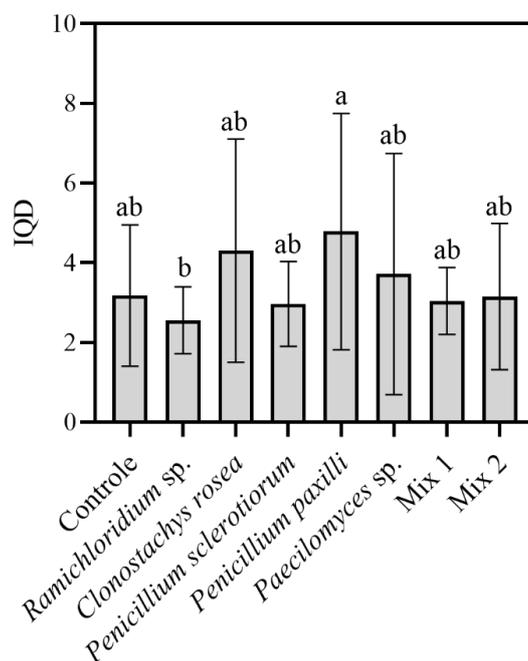


Figura 12 - Influência dos fungos endofíticos na massa seca da (A) parte aérea e da (B) raiz de plantas de açaizeiro solteiro.



Além disso, as plantas inoculadas com *P. paxilli* (2.5079) apresentaram maior qualidade das mudas produzidas, com índice igual a 4,783 (Figura 13).

Figura 13 - Índice de Qualidade de Dickson (IQD) de plantas de açazeiro solteiro inoculadas com os fungos endofíticos.



Os resultados mostram que o antagonista *P. paxilli* (2.5079) registrou os maiores valores dos parâmetros de crescimento estudados em comparação com os demais fungos avaliados (Figura 14).

Figura 14 - Plantas de *Euterpe precatoria* inoculadas com os fungos endofíticos. (A) Controle; (B) *Ramichloridium* sp. (2.4997); (C) *Clonostachys rosea* (2.5627); (D) *Penicillium sclerotiorum* (2.4946); (E) *P. paxilli* (2.5079); (F) *Paecilomyces* sp. (2.5667); (G) Mix 1; e (H) Mix 2.



#### 5.4.1. Teores de clorofila e carotenoides

Quanto aos teores de clorofila e carotenoides, foram observadas diferenças entre todos os tratamentos avaliados (Tabela 8). O Mix 1 foi o que promoveu maior produção dos pigmentos nas plantas.

Tabela 8 - Teores de clorofila e carotenoides de plantas de açaizeiro solteiro inoculadas com isolados fúngicos de *Euterpe precatoria* e com o patógeno *Colletotrichum gloeosporioides* (P).

Tratamento	Clorofila a	Clorofila b	Carotenoides
Controle	4,3 ± 0,8 abcd	1,5 ± 0,6 abcd	1,8 ± 0,1 abcd
<i>Ramichloridium</i> sp.	3,8 ± 1,7 abcd	1,1 ± 0,6 abcd	1,5 ± 0,6 bcd
<i>Ramichloridium</i> sp. + P	2,2 ± 0,7 d	0,7 ± 0,2 cd	1,1 ± 0,4 d
<i>Clonostachys rosea</i>	4,3 ± 0,7 abcd	1,3 ± 0,2 abcd	1,9 ± 0,2 abcd
<i>C. rosea</i> + P	3,9 ± 2,0 abcd	1,1 ± 0,6 abcd	1,6 ± 0,7 abcd
<i>Penicillium sclerotiorum</i>	2,8 ± 0,9 bcd	0,7 ± 0,3 bcd	1,4 ± 0,3 bcd
<i>P. sclerotiorum</i> + P	3,7 ± 2,0 abcd	1,0 ± 0,6 abcd	1,6 ± 0,6 abcd
<i>P. paxilli</i>	4,9 ± 1,2 abc	1,6 ± 0,4 abc	2,1 ± 0,3 ab
<i>P. paxilli</i> + P	3,8 ± 2,0 abcd	1,1 ± 0,7 abcd	1,6 ± 0,7 abcd
<i>Paecilomyces</i> sp.	2,6 ± 1,3 bcd	0,6 ± 0,4 d	1,2 ± 0,4 cd
<i>Paecilomyces</i> sp. + P	3,1 ± 0,9 bcd	0,9 ± 0,3 bcd	1,7 ± 0,4 abcd
Mix 1	5,9 ± 1,8 a	1,8 ± 0,6 a	2,4 ± 0,5 a
Mix 1 + P	3,5 ± 1,9 abcd	1,0 ± 0,7 abcd	1,5 ± 0,8 abcd
Mix 2	5,2 ± 3,0 ab	1,6 ± 1,0 ab	2,0 ± 1,0 abc
Mix 2 + P	3,9 ± 2,0 abcd	1,2 ± 0,6 abcd	1,7 ± 0,4 abcd
<i>C. gloeosporioides</i>	2,3 ± 1,0 cd	0,7 ± 0,3 bcd	1,3 ± 0,3 bcd

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si pelo teste de LSD de Fisher ( $p > 0,05$ ).

## 6. DISCUSSÃO

Os fungos endofíticos podem ser encontrados em ambientes diversos, colonizando plantas hospedeiras. Esses microrganismos necessitam de alta umidade relativa e temperaturas elevadas para o seu desenvolvimento (Peskan-Berghöfer *et al.*, 2015). Com isso, o bioma Amazônia se constitui como uma fonte de novos microrganismos endofíticos, uma vez que possui condições propícias para o seu estabelecimento.

Os endófitos conferem diversos benefícios à planta, contribuindo para a resistência do hospedeiro vegetal contra fitopatógenos e para a promoção de crescimento vegetal (Yan *et al.*, 2019). Procurou-se neste estudo caracterizar fungos endofíticos quanto a resistência a fatores abióticos e quanto a produção de enzimas extracelulares, avaliar a ação dos microrganismos contra *C. gloeosporioides* e determinar se eles eram capazes de promover o crescimento de plantas de açaí-solteiro em casa de vegetação.

O controle biológico pode ser afetado diretamente pelas mudanças climáticas, uma vez que é um método que utiliza microrganismos antagonistas para o controle de fitopatógenos. Os fatores climáticos podem ser limitantes ao fungo antagonista, não apresentando a resposta desejada. Os microrganismos possuem temperaturas ótimas de desenvolvimento, que varia de espécie para espécie. Além da temperatura, outro fator limitante é a radiação ultravioleta (UV).

A análise da viabilidade em diferentes temperaturas revelou respostas variadas entre os fungos avaliados nesse estudo. O fungo *C. rosea* (2.5627) demonstrou alta tolerância a temperatura de 37 °C, mantendo 100% de germinação dos conídios em todos os tempos de exposição avaliados. Entretanto, na temperatura de 50 °C, observou-se uma queda na taxa germinativa. Por outro lado, *P. paxilli* (2.5079) apresentou uma resposta diferenciada, com melhor germinação dos conídios em temperaturas mais amenas, especialmente a 19 °C. Estudos apontam que há grande variação nas faixas de temperatura ideais para infecção, crescimento e capacidade de esporulação de fungos. Contudo, para a maioria das espécies, a faixa entre 20 e 30 °C se figura como a mais comum. Isso salienta a variação nas faixas ideais de temperatura para desenvolvimento do fungo (Tumuhaise *et al.*, 2018).

A exposição à radiação UV revelou diferenças notáveis na resistência dos fungos. Enquanto os fungos mantiveram uma taxa de germinação inicial de 100% após exposição zero, *P. paxilli* (2.5079) demonstrou uma notável resistência à radiação, mantendo 20% de taxa de germinação após 240 segundos. Esse resultado sugere uma capacidade

adaptativa superior do *P. paxilli* (2.5079) em ambientes com altos níveis de radiação UV, o que pode ser atribuído a mecanismos de reparo ou proteção dos conídios.

Oliveira *et al.* (2016) relataram que a sensibilidade a radiação UV está diretamente relacionada à sua pigmentação, ou seja, quanto mais escura a pigmentação, maior a proteção contra lesões da radiação. Esse fato pode explicar a resistência do *P. paxilli* (2.5079). Porém, isso não se aplica a *Clonostachys rosea* (2.5627), visto que foi o fungo que apresentou menor resistência a radiação UV. A baixa resistência pode ser explicada pela necessidade de as células absorverem energia para restaurar os danos gerados ao ácido nucleico e às proteínas, aplacando, dessa forma, a atividade celular para reparação dos sistemas afetados (Oliveira *et al.*, 2016).

A análise das atividades enzimáticas revelou variações significativas entre os fungos. Dos antagonistas avaliados, destaca-se *P. paxilli* (2.5079), que demonstrou os maiores índices enzimáticos para atividades amilolítica e celulolítica, indicando um potencial maior para degradação de substratos como amido e celulose. A diversidade nas atividades enzimáticas ressalta a versatilidade metabólica desses fungos, o que pode influenciar suas interações ecológicas e aplicações biotecnológicas (Mendonça *et al.*, 2023). Em seu habitat natural, os fungos endofíticos são capazes de produzir enzimas que ajudam na colonização da planta hospedeira (Batista *et al.*, 2022).

As proteases desempenham um papel crucial no controle biológico de fitopatógenos por meio da degradação da parede celular (Bezerra *et al.*, 2021). Esse fato explica a eficiência da cepa *P. paxilli* (2.5079) em ter controlado a antracnose em plantas de açaí-solteiro. Além disso, espécies de *Penicillium* já demonstraram capacidade de produzir a enzima, como, por exemplo, *P. janthinellum* (Mandal *et al.*, 2019). Essas enzimas são produzidas por fungos endofíticos para facilitar a penetração no tecido vegetal, para a obtenção de nutrientes e para combater os mecanismos de defesa do hospedeiro durante a fase de colonização (Mattoo *et al.*, 2021).

Espécies endofíticas de *Penicillium* e *Paecilomyces* são amplamente distribuídos, tanto em climas tropicais quanto em climas temperados (Aweskamp *et al.*, 2009). Esses gêneros de fungos já são conhecidos como produtores de uma variedade de compostos bioativos para aplicações agrícolas (Gangadevi *et al.*, 2008; Yap *et al.*, 2021).

Estudos na literatura vêm demonstrando a importância dos fungos endofíticos no controle de doenças de plantas (Silva *et al.*, 2019). No presente estudo, o ensaio de antagonismo *in vivo* mostrou que o fungo *P. paxilli* (2.5079) diminuiu a severidade da

antracnose em plantas de *E. precatoria*, apresentando uma média de 14,79% de área foliar afetada pela doença. No trabalho de Peters *et al.* (2020), foi verificado que esse microrganismo suprimiu o crescimento de *C. gloeosporioides in vitro* por meio de inibição por contato, indicando que ele pode agir por meio da competição por espaço e nutrientes.

Nesse mesmo trabalho, o fungo *Ramichloridium* sp. (2.4997) foi o que apresentou maior coeficiente de inibição (CI%) contra o patógeno. Porém, o mesmo não foi observado *in vivo*, sugerindo que o ambiente pode influenciar a ação do endófito fúngico. Além disso, esse microrganismo não produziu nenhuma enzima avaliada nesse estudo, o que pode explicar a sua ineficiência. A produção de compostos antimicrobianos é um dos principais métodos utilizados pelos fungos endofíticos contra patógenos (Köhl *et al.*, 2019).

Quando os antagonistas são testados em campo, as respostas sobre doenças de plantas podem não condizer com os ensaios *in vitro* (Martín *et al.*, 2015). As disparidades entre os experimentos realizados *in vitro* e *in vivo* podem ser atribuídas à intrínseca relação entre a planta, os fungos endofíticos e o patógeno.

A capacidade de solubilização de fosfato inorgânico foi observada apenas na cepa *Penicillium sclerotiorum* (2.4946). Fungos solubilizadores de fosfato dos gêneros *Trichoderma* (Lei e Zhang, 2015), *Macrophomina* (Jain, 2014) e *Diaporthe* (Ye *et al.*, 2019) foram capazes de solubilizar fosfato de rocha. Essa habilidade é de extrema relevância, já que a disponibilidade de fósforo no solo é um fator limitante para o crescimento vegetal (Suebrasri *et al.*, 2020). A capacidade dessa cepa de solubilizar fosfato tricálcico pode ter implicações positivas no fornecimento de fósforo para as plantas hospedeiras, contribuindo para seu crescimento e desenvolvimento.

Nenhum dos fungos avaliados demonstrou a capacidade de produzir ácido cianídrico. Embora essa capacidade seja frequentemente associada à supressão de patógenos em plantas (Minaxi *et al.*, 2012), a ausência desse metabolito não invalida o potencial desses fungos como agentes de controle biológico.

A cepa *P. paxilli* (2.5079) destacou-se como o mais eficaz na redução da severidade da antracnose em mudas de açaizeiro solteiro. Isso ressalta sua capacidade não apenas de controlar a doença, mas também de promover o crescimento da planta. Esses resultados sugerem fortemente o potencial desse fungo endofítico como um agente de biocontrole para a antracnose nas mudas de açaizeiro solteiro.

Quanto aos teores de clorofila e carotenoides, o Mix 1 foi o tratamento que apresentou maior produção de clorofila a e b e carotenoides. A fotossíntese é o processo fisiológico primordial para o crescimento das plantas e o teor de clorofila é utilizado como um indicador desse processo (Sayyad-Amin *et al.*, 2016). Adicionalmente, os pigmentos fotossintéticos desempenham um papel crucial como marcadores de estresse induzido por fatores externos. A clorofila a é o principal pigmento fotossintético, enquanto a clorofila b e os carotenoides atuam como pigmentos acessórios, protegendo os fotossistemas de danos fotobiológicos (Kitajima; Hogan 2003).

Investigações futuras que proponham formulações que visem aprimorar a proteção e a condição para infecção e avaliem a compatibilidade desses microrganismos com produtos químicos usais são primordiais para a viabilização de um produto biológico a partir dos fungos selecionados.

## 7. CONCLUSÕES

A cepa *C. rosea* (2.5627) foi a mais resistente nas condições extremas de temperatura. Contudo, o fungo *P. paxilli* (2.5079) foi o mais resistente à radiação ultravioleta. Quanto a atividade enzimática, a celulase foi a enzima mais produzida pelas cepas fúngicas, sendo uma característica primordial para a colonização da planta hospedeira.

Em relação aos parâmetros de crescimento vegetal, apenas o fungo *Penicillium sclerotiorum* (2.4946) conseguiu solubilizar o fosfato tricálcico, e nenhuma cepa apresentou a capacidade de produzir ácido cianídrico (HCN).

A severidade da antracnose em plantas de *E. precatória* foi controlada pelo fungo *P. paxilli* (2.5079), apresentando diminuição da severidade em 85,21%. Além disso, ele foi o melhor na promoção de crescimento vegetal.

Com base no que foi avaliado, o fungo *P. paxilli* (2.5079) se destacou na maioria das análises realizadas, o que faz com que ele seja um bom candidato para ser utilizado no controle da antracnose em *E. precatória* e na promoção de crescimento vegetal de plantas de açaizeiro solteiro.

## 8. REFERÊNCIAS

- ADNAN, M.; ALSHAMMARI, E.; ASHRAF, S. A.; PATEL, K.; LAD, K.; PATEL, M. Physiological and molecular characterization of biosurfactant producing endophytic fungi *Xylaria regalis* from the cones of *Thuja plicata* as a potent plant growth promote with is potential application. **BioMed Research International**, v. 2018, p. 1-11, 2018.
- AGRIOS, G. N. **Plant Pathology**. 5ª ed. USA: Elsevier Academic Press, 2005.
- AGUIAR, M. O.; MENDONÇA, M. S. Aspectos morfológicos da germinação e do desenvolvimento plantular em *Euterpe precatoria* Mart. (Açaí-do-Amazonas). **Acta Amazonica**, v. 31, n. 4, p. 687-691, 2001.
- AGUIRRE-GÜITRÓN, L.; CALDERÓN-SANTOYO, M.; BAUTISTA-ROSALES, P. U.; RAGAZZO-SÁNCHEZ, J. A. Application of powder formulation of *Meyerozyma caribbica* for postharvest control of *Colletotrichum gloeosporioides* in mango (*Mangifera indica* L.). **LWT - Food Science and Technology**, v. 113, p. 1-6, 2019.
- AL RAISH, S. M.; SAEED, E. E.; SHAM, A.; ALBLOOSHI, K.; EL-TARABILY, K. A.; ABUQAMAR, S. F. Molecular characterization and disease control of stem canker on royal poinciana (*Delonix regia*) caused by *Neoscytalidium dimidiatum* in the United Arab Emirates. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 21, n. 3, p. 1-17, 2020.
- ARASU, M. V.; AL-DHABI, N. A. Biological control of root rot disease-causing *Rhizoctonia solani* in tomato plant by an endophytic fungus and analysis of growth promoting activities in greenhouse and field. **Physiological and Molecular Plant Pathology**, v. 127, p. 1-9, 2023.
- ARNOLD, A. E.; MEJÍA, L. C.; KYLLO, D.; ROJAS, E. I.; MAYNARD, Z.; ROBBINS, N.; HERRE, E. A. Fungal endophytes limit pathogen damage in a tropical tree. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**. v. 100, p. 15649-15654, 2003.
- AWESKAMP, M. M.; WOUDEBERG, J. H. C.; GRUYTER, J.; TURCO, E.; GROENEWALD, J. Z.; CROUS, P. W. Development of taxon-specific sequence characterized amplified region (SCAR) markers based on actin sequences and DNA amplification fingerprinting (DAF): a case study in the *Phoma exigua* species complex. **Molecular Plant Pathology**, v. 10, n. 3, p. 403-414, 2009.
- BALSLEV, H.; BERNAL, R.; FAY, M. F. Palms - emblems of tropical forests. **Botanical Journal of the Linnean Society**, v. 182, n. 2, p. 195-200, 2016.
- BARRETO, H. N.; PARISE, C. K.; DE ALMEIDA, E. B. The cocais forest landscape. **Springer**, p. 151-167, 2019.
- BARTLETT, M. S. Properties of sufficiency and statistical test. **Proceedings of the Royal Society A**, v. 160, p. 268-282, 1937.
- BATISTA, B. B.; MATIAS, R. R.; OLIVEIRA, R. L.; ALBUQUERQUE, P. M. Hydrolytic enzyme production from açai palm (*Euterpe precatoria*) endophytic fungi and

characterization of the amylolytic and cellulolytic extracts. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 38, n. 30, p. 1-13, 2022.

BEZERRA, V. H. S.; CARDOSO, S. L.; FONSECA-BAZZO, Y.; SILVEIRA, D.; MAGALHÃES, P. O.; SOUZA, P. M. Protease produced by endophytic fungi: a systematic review. **Molecules**, v. 26, n. 22, p. 1-20, 2021.

BILAL, L.; ASAF, S.; HAMAYUN, M.; GUL, H.; IQBAL, A.; ULLAH, I.; HUSSAIN, A. Plant growth promoting endophytic fungi *Aspergillus fumigatus* TS1 and *Fusarium proliferatum* BRL1 produce gibberellins and regulate plant endogenous hormones. **Symbiosis**, v. 76, p. 117-127, 2018.

BIRKENBIHL, R. P.; LIU, S.; SOMSSICH, I. E. Transcriptional events defining plant immune responses. **Current Opinion In Plant Biology**, v. 38, p. 1-9, 2017.

BŁASZCZYK, L.; SIWULSKI, M.; SOBIERALSKI, K.; LISIECKA, J.; JĘDRYCZKA, M. *Trichoderma* spp. - application and prospects for use in organic farming and industry. **Journal of Plant Protection Research**, v. 54, p. 309-317, 2014.

BOEIRA, L. S.; FREITAS, P. H. B.; UCHÔA, N. R.; BEZERRA, J. Á.; CÁD, S. V.; DUVOIS JUNIOR, S.; ALBUQUERQUE, P. M.; MAR, J. M.; RAMOS, A. S.; MACHADO, M. B.; MACIEL, L. R. Chemical and sensorial characterization of a novel alcoholic beverage produced with native acai (*Euterpe precatoria*) from different regions of the Amazonas state. **LWT – Food Science and Technology**, v. 117, p. 1-9, 2020.

BRANDÃO, F.; DE CASTRO, F.; FUTEMMA, C. Between structural change and local agency in the palm oil sector: Interactions, heterogeneities and landscape transformations in the Brazilian Amazon. **Journal of Rural Studies**, v. 71, p. 156-168, 2018.

BRUM, H. D.; SOUZA, A. F. Flood disturbance and shade stress shape the population structure of açai palm *Euterpe precatoria*, the most abundant Amazon species. **Botany**, v. 98, n. 3, p. 147-160, 2020.

BUELL, C. B.; WESTON, W. H. Application of the mineral oil conservation method to maintaining collections of fungous cultures. **American Journal of Botany**, v. 34, n. 10, p. 555-561, 1947.

BUSBY, P. E.; RIDOUT, M.; NEWCOMBE, G. Fungal endophytes: modifiers of plant disease. **Plant Molecular Biology**, v. 90, n. 6, p. 645-655, 2016.

CAI, L.; HYDE, K. D.; TAYLOR, P. W. J.; WEIR, B. S.; WALLER, J.; ABANG, M. M.; ZHANG, J. Z.; YANG, Y. L.; PHOULIVONG, S.; LIU, Z. Y.; PRIHASTUTI, H.; SHIVAS, R. G.; MCKENZIE, E. H. C.; JOHNSTON, P. R. A polyphasic approach for studying *Colletotrichum*. **Fungal Diversity**, v. 39, p. 124-183, 2009.

CAMPOS, J. L. A.; DE LIMA ARAÚJO, E.; GAOUE, O. G.; ALBUQUERQUE, U. P. Socioeconomic factors and cultural changes explain the knowledge and use of ouricuri palm (*Syagrus coronata*) by the fulni-ô Indigenous people of northeast Brazil. **Economic Botany**, v. 73, n. 2, p. 187-199, 2019.

CANNON, P. F.; DAMM, U.; JOHNSTON, P.; WEIR, B. S. *Colletotrichum* – Current status and future directions. **Studies in Mycology**, v. 73, p. 181-213, 2012.

CARTAXO, C. B. C.; GONZAGA, D. S. O. M.; SILVA, F. A. C.; BAYMA, A. M. A.; PERES, R. T.; MACIEL, V. T. **Caracterização de agroindústrias familiares de frutas do Estado do Acre**. In: CARTAXO, C. B. C.; GONZAGA, D. S. O. M. (Ed.) Perfil das agroindústrias familiares de frutas do Acre. Brasília, DF: Embrapa, 2018.

CARTAXO, C. B. C.; VASCONCELOS, M. A. M.; PAPA, D. A.; GONZAGA, D. S. O. M.; ÁLVARES, V. S. **Euterpe precatória Mart.: boas práticas de produção na coleta e pós-coleta de açaí-solteiro**. Rio Branco, AC: Embrapa Acre, 2020.

CASTELLANI, A. The "water cultivation" of pathogenic fungi. **The Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 66, p. 283-284, 1963.

CHRISTIAN, N.; HERRE, E. A.; CLAY, K. Foliar endophytic fungi alter patterns of nitrogen uptake and distribution in *Theobroma cacao*. **New Phytologist**, v. 222, p. 1573-1583, 2019.

CHRISTIAN, N.; HERRE, E. A.; MEJIA, L. C.; CLAY, K. Exposure to the leaf litter microbiome of healthy adults protects seedlings from pathogen damage. **Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 284, p. 1-8, 2017.

COMPANT, S.; DUFFY, B.; NOWAK, J.; CLÉMENT, C.; BARKA, E. A. Use of plant growth-promoting bacteria for biocontrol of plant diseases: principles, mechanisms of action, and future prospects. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 71, p. 4951-4959, 2005.

CORDA, A. C. I. **Die Pilze Deutschlands**. In: Deutschlands Flora in Abbildungen nach der Natur mit Beschreibungen (Sturm, J, ed.). Sturm, Nürnberg vol. 3, Abt. v. 12, p. 33-64, 1831.

COSTA, K. K.; BANDEIRA RUFINO, C. P.; FRANÇA DE MACEDO, P. E.; NOGUEIRA, S. R. Antagonismo de *Trichoderma* spp. sobre *Colletotrichum gloeosporioides*, agente causal da antracnose de *Euterpe precatória*. **South American Journal of Basic Education Technical and Technological**, v. 6, p. 391-397, 2019.

DAOUST, R. A.; ROBERTS, D. W. Studies on the prolonged storage of *Metarhizium anisopliae* conidia: effect of temperature and relative humidity on conidial viability and virulence against mosquitoes. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 41, p. 143-150, 1982.

DEAN, R.; VAN KAN, J. A. L.; PRETORIUS, Z. A.; HAMMOND-KOSACK, K. E.; DI PIETRO, A.; SPANU, P. D.; RUDD, J. J.; DICKMAN, M.; KAHMANN, R.; ELLIS, J.; FOSTER, G. D. The Top 10 fungal pathogens in molecular plant pathology. **Molecular Plant Pathology**, v. 13, p. 414-430, 2012.

DOMKA, A. M.; ROZPAADEK, P.; TURNAU, K. Are fungal endophytes merely mycorrhizal copycats? The role of fungal endophytes in the adaptation of plants to metal toxicity. **Frontiers in Microbiology**, v. 10, p. 1-16, 2019.

DOURIET-GÁMEZ, N. R.; MALDONADO-MENDONZA, I.; IBARRA-LACLETTE, E.; BLOM, J.; CALDERÓN-VÁZQUEZ, C. L. C. Genomic analysis of *Bacillus* sp. Strain B25, a biocontrol agent of maize pathogen *Fusarium verticillioides*. **Current Microbiology**, v. 75, p. 247-255, 2018.

EMILIO, T.; LAMARQUE, L. J.; TORRES-RUIZ, J. M.; KING, A.; CHARRIER, G.; BURLETT, R.; CONEJERO, M.; RUDALL, P. J.; BAKER, W. J.; DELZON, S. Embolism resistance in petioles and leaflets of palms. **Annals of Botany**, , v. 124, n. 7, p. 1173-1183, 2019.

FARR, D. F.; AIME, M. C.; ROSSMAN, A. Y.; PALM, M. E. Species of *Colletotrichum* on agavaceae. **Mycological Research**, v. 110, p. 1395-1408, 2006.

FERREIRA, M. P.; ALMEIDA, D. R. A.; PAPA, D. A.; MINERVINO, J. B. S.; VERAS, H. F. P.; FORMIGHIERI, A.; SANTOS, C. A. N.; FERREIRA, M. A. D.; FIGUEIREDO, E. O.; FERREIRA, E. J. L. Individual tree detection and species classification of Amazonian palms using UAV images and deep learning. **Forest Ecology and Management**, v. 475, p. 1-11, 2020.

FLINT, M. L.; DREISTADT, S. H. Natural enemies handbook: the illustrated guide to biological pest control. **University of California Press**, 1998.

FRANCISCO, E. A.; MOCHI, D. A.; CORREIA, A. C. B.; MONTEIRO, A. C. Influence of culture media in viability test of conidia of entomopathogenic fungi. **Ciência Rural**, v. 36, n. 4, p. 1309-1312, 2006.

GANGADEVI, V.; SETHUMEENAI, S.; YOGESWARI, S.; RANI, G. Triagem de fungos endofíticos isolados de uma planta medicinal, *Acalypha indica* L. para atividade antibacteriana. **Indian Journal of Science and Technology**, v. 1, p. 1-6, 2008.

GAUTAM, A. K. *Colletotrichum gloeosporioides*: Biology, Pathogenicity and Management in India. **Journal of Plant Physiology & Pathology**, v. 2, p. 1-11, 2014.

GUNATILAKA, A. A. L. Natural products from plant-associated microorganisms: distribution, structural diversity, bioactivity, and implications of their occurrence. **Journal of Natural Products**, v. 69, p. 509-526, 2006.

HANKIN, L.; ANAGNOSTAKIS, S. L. The use of solid media for detection of enzyme production by fungi. **Mycology**, v. 67, p. 597-607, 1975.

HARRISON, J. G.; GRIFFIN, E. A. The diversity and distribution of endophytes across biomes, plant phylogeny and host tissues: how far have we come and where do we go from here? **Environmental microbiology**, v. 22, n. 6, p. 2107-2123, 2020.

HATAMZADEH, S.; RAHNAMA, K.; NASROLLAHNEJAD, S.; FOTOUHIFAR, K. B.; HEMMATI, K.; WHITE, J. F.; TALIEI, F. Isolation and identification of L-asparaginase-

producing endophytic fungi from the Asteraceae family plant species of Iran. **PeerJ**, v. 8, p. 1-16, 2020.

HENDERSON, A.; GALEANO, G. *Euterpe, Prestoea, and Neonicholsonia* (Palmae). **The New York Botanical Garden**, 1996.

HENDERSON, A.; GALEANO, G.; BERNAL, R. Field guide to the palms of the Americas. **Princeton University Press**, 2019.

HIREMATH, S. V.; HIREMATH, P. C.; HEGDE, R. K. Studies on cultural characters of *Colletotrichum gloeosporioides* a causal agent of Shisham blight. **Karnataka Journal of Agricultural Science**, v. 6, p. 30-32, 1993.

HUANG, L. Q.; NIU, Y. C.; SU, L.; DENG, H.; LYU, H. The potential of endophytic fungi isolated from cucurbit plants for biocontrol of soilborne fungal diseases of cucumber. **Microbiological Research**, v. 231, p. 1-11, 2020.

IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Produção de Açaí (cultivo)**, 2022.

JAIN, R.; GARG, V.; SAXENA, J. Effect of an organophosphate pesticide, monocrotophos, on phosphate-solubilizing efficiency of soil fungal isolates. **Applied Biochemistry and Biotechnology**, v. 175, n. 2, p. 813-824, 2014.

JASWAL, R.; KIRAN, K.; RAJARAMMOHAN, S.; DUBEY, H.; SINGH, P. K.; SHARMA, Y.; DESHMUKH, R.; SONAH, H.; GUPTA, N.; SHARMA, T. R. Effector biology of biotrophic plant fungal pathogens: current advances and future prospects. **Microbiological Research**, v. 241, p. 1-27, 2020.

KANG, J.; THAKALI, K. M.; XIE, C.; KONDO, M.; TONG, Y.; OU, B.; JENSEN, G.; MEDINA, M. B.; SCHAUSS, A. G.; WU, X. Bioactivities of acai (*Euterpe precatorea* Mart.) fruit pulp, superior antioxidant and anti-inflammatory properties to *Euterpe oleracea* Mart. **Food Chemistry**, v. 133, p. 671-677, 2012.

KANG, J.; XIE, C.; LI, Z.; NAGARAJAN, S.; SCHAUSS, A. G.; WU, T.; WU, X. Flavonoids from acai (*Euterpe oleracea* Mart.) pulp and their antioxidant and anti-inflammatory activities. **Food Chemistry**, v. 128, p. 152-157, 2011.

KITAJIMA, K.; HOGAN, K. P. Increases of chlorophyll a/b ratios during acclimation of tropical woody seedlings to nitrogen limitation and high light. **Plant, Cell and Environment**, v. 26, p. 857-865, 2003.

KÖHL, J.; KOLNAAR, R.; RAVENSBERG, W. J. Mode of action of microbial biological control agents against plant diseases: relevance beyond efficacy. **Frontiers in Plant Science**, v. 10, p. 1-19, 2019.

KOHOUT, P.; CHARVÁTOVÁ, M.; ŠTURSOVÁ, M.; MAŠÍNOVÁ, T.; TOMŠOVSKÝ, M.; BALDRIAN, P. Clearcutting alters decomposition processes and initiates complex restructuring of fungal communities in soil and tree roots. **The ISME**, v. 12, n. 3, p. 692-703, 2018.

KÜCHMEISTER, H.; SILBERBAUER-GOTTSBERGER, I.; GOTTSBERGER, G. Flowering, pollination, nectar standing crop, and nectaries of *Euterpe precatoria* (*Arecaceae*), na Amazonian rain forest palm. **Plant Systematics and Evolution**, v. 206, n. 1, p. 71-97, 1997.

KUSARI, S.; HERTWECK, C.; SPITELLER, M. Chemical ecology of endophytic fungi: origins of secondary metabolites. **Chemistry and Biology**, v. 19, p. 792-798, 2012.

LATUNDE-DADA, A. O. *Colletotrichum*: tales of forcible entry, stealth, transient confinement and breakout. **Molecular Plant Pathology**, v. 2, p. 187-198, 2001.

LATZ, M. A. C.; JENSEN, B.; COLLINGE, D. B.; JØRGENSEN, H. J. L. Endophytic fungi as biocontrol agents: elucidating mechanisms in disease suppression. **Plant Ecology & Diversity**, v. 11, 2018.

LEI, Z.; ZHANG, Y. Q. Effects of phosphate solubilization and phytohormone production of *Trichoderma asperellum* Q1 on promoting cucumber growth under salt stress. **Journal of Integrative Agriculture**, v. 14, p. 1588-1597, 2015.

LICHTENTHALER, H.; WELLBURN, A. Determinations of total carotenoids and chlorophylls a and b of leaf extracts in different solvents. **Biochemical Society Transactions**, v. 603, p. 591-592, 1983.

LOPES, E.; SOARES-FILHO, B.; SOUZA, F.; RAJÃO, R.; MERRY, F.; RIBEIRO, S. C. Mapping the socio-ecology of Non Timber Forest Products (NTFP) extraction in the Brazilian Amazon: The case of açai (*Euterpe precatoria* Mart) in Acre. **Landscape and Urban Planning**, v. 188, p. 110-117, 2019.

LORCK, H. Production of hydrocyanic acid by bacteria. **Physiologia Plantarum**, v. 1, p. 142-146, 1948.

MANDAL, S.; BANERJEE, D. **Proteases from endophytic fungi with potential industrial applications**. In: YADAV, A. N.; SINGH, S.; MISHRA, S. e GUPTA, A., editors. Recent advancement in white biotechnology through fungi: Volume 1: Diversity and enzymes perspective. p. 319-59, 2019.

MARIN-FELIX, Y.; GROENEWALD, J. Z.; CAI, L.; CHEN, Q.; MARINCOWITZ, S.; BARNES, I.; BENSCH, K.; BRAUN, U.; CAMPORESI, E.; DAMM, U.; DE BEER, Z. W.; DISSANAYAKE, A.; EDWARDS, J.; GIRALDO, A.; HERNANDEZ-RESTREPO, M.; HYDE, K. D.; JAYAWARDENA, R. S.; LOMBARD, L.; LUANGSA-ARD, J.; MCTAGGART, A. R.; ROSSMAN, A. Y.; SANDOVAL-DENIS, M.; SHEN, M.; SHIVAS, R. G.; TAN, Y. P.; VAN DER LINDE, E. J.; WINGFIELD, M. J.; WOOD, A. R.; ZHANG, J. Q.; ZHANG, Y.; CROUS, P. W. Genera of phytopathogenic fungi: GOPHY 1. **Studies in Mycology**, v. 86, p. 99-216, 2017.

MARQUES, E. S.; FRODER, J. G.; CARVALHO, J. C. T.; ROSA, P. C. P.; PERAZZO, F. F.; MAISTRO, E. L. Evaluation of the genotoxicity of *Euterpe oleraceae* Mart. (*Arecaceae*) fruit oil (açai), in mammalian cells in vivo. **Food and Chemical Toxicology**, v. 93, p. 13-19, 2016.

MÁRQUEZ, L. M.; REDMAN, R. S.; RODRIGUEZ, R. J.; ROOSSINCK, M. J. A virus in a fungus in a plant: three-way symbiosis required for thermal tolerance. **Science**, v. 315, p. 513-515, 2007.

MARTÍN, J. A.; MACAYA-SANZ, D.; WITZELL, J.; BLUMENSTEIN, K.; GIL, L. Strong in vitro antagonism by elm xylem endophytes is not accompanied by temporally stable in planta protection against a vascular pathogen under field conditions. **European Journal of Plant Pathology**, v. 142, p. 185-196, 2015.

MATTOO, A. J.; NONZOM, S. Endophytic fungi: Understanding complex cross-talks. **Symbiosis**, v. 83, n. 3, p. 237-64, 2021.

MEDDEB-MOUELHI, F.; MOISAN, J. K.; BEAUREGARD, M. A comparison of plate assay methods for detecting extracellular cellulase and xylanase activity. **Enzyme and Microbial Technology**, v. 66, p. 16-19, 2014.

MENDONÇA, G. R. Q.; CORADIN, A. B. S.; NETO, R. S. A.; ROMUALDO, M. S.; DINIZ, F. V.; CARVALHO, C. M. Atividade enzimática de fungos endofíticos das plantas medicinais amazônicas Mulateiro (*Calycophyllum spruceanum*) e Sucuuba (*Himatanthus sucuuba*). **Scientia Plena**, v. 19, n. 9, p. 1-10, 2023.

MINAXI, N.; YADAV, L.; SAXENA, R. C. Characterization of multifaceted *Bacillus* sp. RM-2 for its use as plant growth promoting bioinoculant for crops grown in semi arid deserts. **Applied Soil Ecology**, v. 59, p. 124-135, 2012.

MOISAN, K.; CORDOVEZ, V.; VAN DE ZANDE, E. M.; RAAIJMAKERS, J. M.; DICKE, M.; LUCAS-BARBOSA, D. Volatiles of pathogenic and non-pathogenic soil-borne fungi affect plant development and resistance to insects. **Oecologia**, v. 190, n. 3, p. 589-604, 2019.

NARANJO, S. E.; ELLSWORTH, P. C.; FRISVOLD, G. B. Economic value of biological control in integrated pest management of managed plant systems. **Annual Review of Entomology**, v. 60, n. 1, p. 621-645, 2015.

NASCIMENTO, R. J. S.; COURI, S.; ANTONIASSI, R.; FREITAS, S. P. Fatty acids composition of açai pulp oil obtained by enzymatic technology and hexane. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 30, p. 498-502, 2008.

NERI-NUMA, I. A.; SORIANO SANCHO, R. A.; PEREIRA, A. P. A.; PASTORE, G. M. Small Brazilian wild fruits: Nutrients, bioactive compounds, health-promotion properties and commercial interest. **Food Research International**, v. 103, p. 345-360, 2018.

NOBRE, C. B.; DE SOUSA, E. O.; DE LIMA SILVA, J. M. F.; MELO COUTINHO, H. D.; DA COSTA, J. G. M. Chemical composition and antibacterial activity of fixed oils of *Mauritia flexuosa* and *Orbignya speciosa* associated with aminoglycosides. **European Journal of Integrative Medicine**, v. 23, p. 84-89, 2018.

NOGUEIRA, S. R.; MACEDO, P. E. F.; ANDRADE-NETO, R. C.; GONCALVES, R. C.; LUNZ, A. M. P. **Antracnose em mudas de *Euterpe precatoria* no Acre**. Anais do 46° Congresso Brasileiro de Fitopatologia. Ouro Preto, Brasil, 2013.

NOGUEIRA, S. R.; NETO, R. C. A.; LUNZ, A. M. P.; DA COSTA, K. K. **Alternativas para o controle da antracnose do açai-solteiro**. Folders-1 edição. Rio Branco, AC: Embrapa, 2018.

NOGUEIRA, S. R.; SILVA, I. M.; MACEDO, P. E. F.; LUNZ, A. M. P.; ANDRADE NETO, R. C. **Controle de antracnose em açai-solteiro (*Euterpe precatoria*) no Acre**. Rio Branco, AC: Embrapa, 2017.

NUNES, K. C.; EYNG, C.; PINTRO, P. T. M.; GARCIA, R. G.; MURAKAMI, A. E.; VITAL, A. C. P.; NUNES, R. V.; NESELLO, P. O. Dietary inclusion of dehydrated bocaiuva pulp increases the antioxidant potential of quail eggs. **Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition**, v. 103, n. 1, p. 64-71, 2018.

O'CONNELL, R. J.; THON, M. R.; HACQUARD, S.; AMYOTTE, S. G.; KLEEMANN, J.; TORRES, M. F.; DAMM, U.; BUIATE, E. A.; EPSTEIN, L.; ALKAN, N.; ALTMULLER, J.; ALVARADO-BALDERRAMA, L.; BAUSER, C.A.; BECKER, C.; BIRREN, B. W.; CHEN, Z.; CHOI, J.; CROUCH, J. A.; DUVICK, J. P.; FARMAN, M. A.; GAN, P.; HEIMAN, D.; HENRISSAT, B.; HOWARD, R. J.; KABBAGE, M.; KOCH, C.; KRACHER, B.; KUBO, Y.; LAW, A. D.; LEBRUN, M. H.; LEE, Y. H.; MIYARA, I.; MOORE, N.; NEUMANN, U.; NORDSTROM, K.; PANACCIONE, D. G.; PANSTRUGA, R.; PLACE, M.; PROCTOR, R. H.; PRUSKY, D.; RECH, G.; REINHARDT, R.; ROLLINS, J. A.; ROUNSLEY, S.; SCHARDL, C. L.; SCHWARTZ, D. C.; SHENOY, N.; SHIRASU, K.; SIKHAKOLLI, U. R.; STUBER, K.; SUKNO, S. A.; SWEIGARD, J. A.; TAKANO, Y.; TAKAHARA, H.; TRAIL, F.; VAN DER DOES, H. C.; VOLL, L. M.; WILL, I.; YOUNG, S.; ZENG, Q.; ZHANG, J.; ZHOU, S.; DICKMAN, M. B.; SCHULZE-LEFERT, P.; VAN THEMAAT, E. V.; MA, L. J.; VAILLANCOURT, L. J. Lifestyle transitions in plant pathogenic *Colletotrichum* fungi deciphered by genome and transcriptome analyses. **Nature Genetics**, v. 44, p. 1060-1065, 2012.

OLIVEIRA, M. T.; MONTEIRO, A. C.; LA SCALA JÚNIOR, N.; BARBOSA, J. C.; MOCHI, D. A. Sensibility of isolates of entomopathogenic fungi to solar radiation, ultraviolet rays and temperature. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 83, p. 1-7, 2016.

OLIVOTO, T. Lights, camera, pliman! An R package for plant image analysis. **Methods in Ecology and Evolution**, v. 13, n. 4, p. 789-798, 2022a.

OLIVOTO, T.; ANDRADE, S. M. P.; DEL PONTE, E. M. Measuring plant disease severity in R: introducing and evaluating the pliman package. **Tropical Plant Pathology**, v. 47, p. 95-104, 2022b.

PACHECO-PALENCIA, L. A.; DUNCAN, C. E.; TALCOTT, S. T. Phytochemical composition and thermal stability of two commercial açai species, *Euterpe oleracea* and *Euterpe precatoria*. **Food Chemistry**, v. 115, p. 1199-1205, 2009.

PANACCIONE, D. G.; BEAULIEU, W. T.; COOK, D. Bioactive alkaloids in vertically transmitted fungal endophytes. **Functional Ecology**, v. 28, n. 2, p. 299-314, 2014.

PASSARI, A. K.; MISHRA, V. K.; LEO, V. V.; GUPTA, V. K.; SINGH, B. P. Phytohormone production endowed with antagonistic potential and plant growth promoting abilities of culturable endophytic bacteria isolated from *Clerodendrum colebrookianum* Walp. **Microbiological Research**, v. 193, p. 57-73, 2016.

PAVITHRA, G.; BINDAL, S.; RANA, M.; SRIVASTAVA, S. Role of endophytic microbes against plant pathogens: a review. **Asian Journal of Plant Sciences**, v. 19, p. 54-62, 2020.

PENZIG, A. J. O. **Funghi Agrumicoli: contribuzione allo studio dei funghi parassiti degli agrumi**. In: Saccardo PA. *Michelia*, v. 2, p. 385-508, 1882.

PESKAN-BERGHÖFER, T.; VILCHES-BARRO, A.; MÜLLER, T. M.; GLAWISCHNIG, E.; REICHEL, M.; GERSHENZON, J.; RAUSCH, T. Sustained exposure to abscisic acid enhances the colonization potential of the mutualist fungus *Piriformospora indica* on *Arabidopsis thaliana* roots. **New Phytologist**, v. 208, p. 873-886, 2015.

PETERS, L. P.; PRADO, L. S.; SILVA, F. I. N.; SOUZA, F. S. C.; CARVALHO, C. M. Selection of endophytes as antagonists of *Colletotrichum gloeosporioides* in açai palm. **Biological Control**, v. 150, p. 1-10, 2020.

PETRINI, O. **Fungal endophytic of tree leaves**. In: ANDRENA, J.; HIRANO, S. S. (Eds.). *Microbial ecology of leaves*. Berlin: Springer-Verlag, p.179-197, 1991.

PRADO, L. S.; MENDES, B. A. F.; DA SILVA, F. I. N.; DE LIMA, A. J. M.; DO VALE MOREIRA, J. G.; CARVALHO, M. E. A.; CARVALHO, C. M.; PETERS, L. P. Modification of anthracnose severity in açai seedlings by the endophytic fungus *Hypoxylon anthochroum* strain 2.4996. **Annals of Applied Biology**, v. 184, n. 1, p. 163-170, 2023.

PRETO, G.; MARTINS, F.; PEREIRA, J. A.; BAPTISTA, P. Fungal community in olive fruits of cultivars with different susceptibilities to anthracnose and selection of isolates to be used as biocontrol agents. **Biological Control**, v. 110, p. 1-9, 2017.

PUJADE-RENAUD, V.; DÉON, M.; GAZIS, R.; RIBEIRO, S.; DESSAILLY, F.; GRANET, F.; CHAVERRI, P. Endophytes from wild rubber trees as antagonists of the pathogen *Corynespora cassiicola*. **Phytopathology**, v. 109, p. 1888-1899, 2019.

PURKAYASTHA, R. P.; SEN GUPTA, M. Studies on *Colletotrichum gloeosporioides* inciting anthracnose of jute. **Indian Phytopathology**, v. 28, p. 454-458, 1975.

QIANG, X.; DING, J.; LIN, W.; LI, Q.; XU, C.; ZHENG, Q.; LI, Y. Alleviation of the detrimental effect of water deficit on wheat (*Triticum aestivum* L.) growth by an indole acetic acid-producing endophytic fungus. **Plant and Soil**, v. 439, n. 1, p. 373-391, 2019.

RAI, M.; G. AGARKAR. Plant–fungal interactions: what triggers the fungi to switch among lifestyles? **Critical Reviews in Microbiology**, v. 42, p. 428-438, 2016.

RANA, K. L.; KOUR, D.; KAUR, T.; DEVI, R.; YADAV, A. N.; YADAV, N.; SAXENA, A. K. Endophytic microbes: biodiversity, plant growth - promoting mechanisms and potential applications for agricultural sustainability. **Antonie Van Leeuwenhoek**, v. 113, n. 8, p. 1075-1107, 2020.

RASHAD, Y. M.; MOUSSA, T. A. A. Biocontrol agents for the management of plant fungal diseases. In: Home industry of biocontrol agents and their applications. **Springer**, p. 337-363, 2020.

REMADEVI, O. K.; SASIDHARAN, T. O; BALACHANDER, M.; SAPNA BAI, N. *Metarhizium* based mycoinsecticides for forest pest management. **Journal of biopesticides**, v. 3, n. 2, p. 470-473, 2010.

RODRIGUEZ, R. J.; HENSON, J.; VAN VOLKENBURGH, E.; HOY, M.; WRIGHT, L.; BECKWITH, F.; KIM, Y. O.; REDMAN, R. S. Stress tolerance in plants via habitat-adapted symbiosis. **ISME Journal**, v. 2, n. 4, p. 404-416, 2008.

RODRIGUEZ, R. J.; WHITE-JÚNIOR, J. F.; ARNOLD, A. E.; REDMAN, R. S. Fungal endophytes: diversity and functional roles. **New Phytologist**, v. 182, n. 2, p. 314-330, 2009.

ROMANAZZI, G.; SMILANICK, J. L.; FELIZIANI, E.; DROBY, S. Integrated management of postharvest graymold on fruit crops. **Postharvest Biology and Technology**, v. 113, p. 69-76, 2016.

ROMERALO, C.; SANTAMARÍA, O.; PANDO, V.; DIEZ, J. J. Fungal endophytes reduce necrosis length produced by *Gremmeniella abietina* in *Pinus halepensis* seedlings. **Biological Control**, v. 80, p. 30-39, 2015.

ROZPADEK, P.; NOSEK, M.; DOMKA, A.; WAŻNY, R.; JĘDRZEJCZYK, R.; TOKARZ, K.; PILARSKA, M.; NIEWIADOMSKA, E.; TURNAU, K. Acclimation of the photosynthetic apparatus and alterations in sugar metabolism in response to inoculation with endophytic fungi. **Plant, Cell e Environment**, v. 42, n. 4, p. 1408-1423, 2019.

SAEED, E. E.; SHAM, A.; ABUZARQA, A.; AL SHURAFI, K. A.; AL NAQBI, T. S.; IRATNI, R.; EL-TARABILY, K.; ABUQAMAR, S. F. Detection and management of mango dieback disease in the United Arab Emirates. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 18, p. 1-18, 2017.

SAEED, E. E.; SHAM, A.; EL-TARABILY, K. A.; ABU ELSAMEN, F.; IRATNI, R.; ABUQAMAR, S. F. Chemical control of black scorch disease on date palm caused by the fungal pathogen, *Thielaviopsis punctulata* in United Arab Emirates. **Plant Disease**, v. 100, p. 2370-2376, 2016.

SANTOS, I. H. V.; AZEVEDO, M. S.; BASTOS, W. R.; SANTOS, M. R. A. Nutritional value in processed products of acai (*Euterpe precatoria*), na amazonian fruit. **International Journal of Current Research**, v. 8, n. 12, p. 42809-42814, 2016.

SAYYAD-AMIN, P.; JAHANSOOZ, M. R.; BORZOUEI, A.; AJILI, F. Changes in photosynthetic pigments and chlorophyll-a fluorescence attributes of sweet-forage and grain sorghum cultivars under salt stress. **Journal of Biological Physics**, v. 42, n. 4, p. 601-620, 2016.

SHAPIRO, S. S.; WILK, M. B. An analysis of variance test for normality (complete samples). **Biometrika**, v. 52, p. 591-611, 1965.

SHARIFFAH-MUZAIMAH, S. A.; IDRIS, A. S.; MADIHAH, A. Z.; DZOLKHIFLI, O.; KAMARUZZAMAN, S.; MAIZATUL-SURIZA, M. Characterization of *Streptomyces* spp. isolated from the rhizosphere of oil palm and evaluation of their ability to suppress basal stem rot disease in oil palm seedlings when applied as powder formulations in a glasshouse trial. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 34, p. 15, 2018.

SIERRA, G. A simple method for the detection of lipolytic activity of micro-organisms and some observations on the influence of the contact between cells and fatty substrates. **Antonie van Leeuwenhoek**, v. 23, p. 15-22, 1957.

SILVA, N. I.; BROOKS, S.; LUMYONG, S.; HYDE, K. D. Use of endophytes as biocontrol agents. **Fungal Biology Reviews**, v. 33, p. 133-148, 2019.

SMITH, H. S. On some phases of insect control by the biological method. **Journal of Economic Entomology**, v. 12, n. 4, p. 288-292, 1919.

SOLINO, A. J. S.; OLIVEIRA, J. B. S.; SCHWAN-ESTRADA, K. R. F.; ALENCAR, M. S. R.; RIBEIRO, L. M. Potencial antagonista e controle in vitro de *Alternaria solani* por fungos sapróbios. **Summa Phytopathologica**, v. 43, p. 199-204, 2017.

SOPALUN, K.; IAMTHAM, S. Isolation and screening of extracellular enzymatic activity of endophytic fungi isolated from Thai orchids. **South African Journal of Botany**, v. 134, p. 273-279, 2020.

SOROKAN, A.; CHEREPANOVA, E.; BURKHANOVA, G.; VESELOVA, S.; RUMYANTSEV, S.; ALEKSEEV, V.; MARDANSHIN, I.; SARVAROVA, E.; KHAIRULLIN, R.; BENKOVSKAYA, G.; MAKSIMOV, I. Endophytic *Bacillus* spp. as a prospective biological tool for control of viral diseases and non-vector *Leptinotarsa decemlineata* Say. in *Solanum tuberosum* L. **Frontiers in Microbiology**, v. 11, p. 1-14, 2020.

SOTERO, V.; MACO, M.; MERINO-ZEGARRA, C.; VELA, E.; DÁVILA, E.; GARCÍA, D. Caracterización química y evaluación antioxidante de frutos y raíces de *Euterpe oleracea* y *Euterpe precatoria*. **Revista de la Sociedad Química del Perú**, v. 79, n. 3, p. 236-242, 2013.

SOUZA, F. G.; DE ARAÚJO, F. F.; FARIAS, D. P.; ZANOTTO, A. W.; NERI-NUMA, I. A.; PASTORE, G. M. Brazilian fruits of *Arecaceae* family: An overview of some representatives with promising food, therapeutic and industrial applications. **Food Research International**, v. 138, p. 109690, 2020.

SUEBRASRI, T.; HARADA, H.; JOGLOY, S.; EKPRASERT, J.; BOONLUE, S. Auxin-producing fungal endophytes promote growth of sunchoke. **Rhizosphere**, v. 16, p. 1-9, 2020.

TTACCA, B. L.; CALCINA, N. O.; NORMA, C. T.; ERNESTO, C. Y. Cepas de *Trichoderma* con capacidad endofítica sobre el control del mildiu (*Peronospora variabilis* Gäum.) y mejora del rendimiento de quinua. **Revista de Investigaciones Altoandinas**, v. 20, p. 19-30, 2018.

TUMUHAISE, V.; EKESI, S.; MANIANIA, N. K.; TONNANG, H. E. Z.; TANGA, C. M.; NDEGWA, P. N.; IRUNGU, L. W.; SRINIVASAN, R.; MOHAMED, S. A. Temperature-dependent growth and virulence, and mass production potential of two candidate isolates of *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff) Sorokin for managing *Maruca vitrata* Fabricius (Lepidoptera: *Crambidae*) on cowpea. **African Entomology**, v. 26, n. 1, p. 73-84, 2018.

VAN OVERBEEK, L. S.; SAIKKONEN, K. Impact of bacterial-fungal interactions on the colonization of the endosphere. **Trends in Plant Science**, v. 21, p. 230-242, 2016.

VIEIRA, W. A. dos S.; BEZERRA, P. A.; SILVA, A. C. da; VELOSO, J. S.; CÂMARA, M. P. S.; DOYLE, V. P. Optimal markers for the identification of *Colletotrichum* species. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v. 143, p. 1-19, 2020.

VIEIRA, W. A. S.; LIMA, W. G.; NASCIMENTO, E. S.; MICHEREFF, S. J.; CÂMARA, M. P. S.; DOYLE, V. P. The impact of phenotypic and molecular data on the inference of *Colletotrichum* diversity associated with *Musa*. **Mycologia**, v. 109, p. 912-934, 2017.

WALLER, J. M.; LENNÉ, J. M.; WALLER, S. J. **Plant Pathologist's Pocketbook**. CABI, Wallingford, UK, 2002.

WEIR, B. S.; JOHNSTON, P. R.; DAMM, U. The *Colletotrichum gloeosporioides* species complex. **Studies in Mycology**, v. 73, p. 115-180, 2012.

YADAV, A. N.; KOUR, D.; KAUR, T.; DEVI, R.; YADAV, A. Endophytic fungal communities and their biotechnological implications for agro-environmental sustainability. **Folia microbiologica**, v. 67, n. 2, p. 203-232, 2022.

YAMAGUCHI, K. K. L.; PEREIRA, L. F. R.; LAMARÃO, C. V.; LIMA, E. S.; VEIGA-JUNIOR, V. F. Amazon acai: Chemistry and biological activities: A review. **Food Chemistry**, v. 179, p. 137-151, 2015.

YAN, J.; ZHU, L.; QU, Y.; QU, X.; MU, M.; ZHANG, M.; MUNEER, G.; ZHOU, Y.; SUN, L. Analyses of active antioxidant polysaccharides from four edible mushrooms. **International Journal of Biological Macromolecules**, v. 123, p. 945-956, 2019.

YAP, L. S.; LEE, W. L.; TING, A. S. Y. Optimization of L-asparaginase production from endophytic *Fusarium proliferatum* using OFAT and RSM and its cytotoxic evaluation. **Journal of Microbiological Methods**, v. 191, p. 1-11, 2021.

YE, D.; LI, T.; YI, Y.; ZHANG, X.; ZOU, L. Characteristics of endophytic fungi from *Polygonum hydropiper* suggest potential application for P-phytoextraction. **Fungal Ecology**, v. 41, p. 126-136, 2019.

ZHANG, H.; GODANA, E. A.; SUI, Y.; YANG, Q.; ZHANG, X.; ZHAO, L. Biological control as an alternative to synthetic fungicides for the management of grey and blue mould diseases of table grapes: a review. **Critical Reviews in Microbiology**, v. 46, n. 4, p. 450-462, 2020.