



UNIVERSIDADE ESTADUAL DA REGIÃO TOCANTINA DO MARANHÃO  
CENTRO DE CIÊNCIAS EXATAS, NATURAIS E TECNOLÓGICAS  
CURSO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS

**SAMARA REIS GOVEIA**

**FUNGOS AQUÁTICOS DO RIO TOCANTINS (IMPERATRIZ-MA): ABUNDÂNCIA,  
DIVERSIDADE E INFLUÊNCIA DAS VARIÁVEIS AMBIENTAIS.**

Imperatriz – MA

2025





**SAMARA REIS GOVEIA**

**FUNGOS AQUÁTICOS DO RIO TOCANTINS (IMPERATRIZ-MA): ABUNDÂNCIA,  
DIVERSIDADE E INFLUÊNCIA DAS VARIÁVEIS AMBIENTAIS.**

Trabalho de conclusão de Curso apresentado ao Centro de Ciências Exatas, Naturais e Tecnológicas – CCENT, da Universidade Estadual da Região Tocantina do Maranhão – UEMASUL, como pré-requisito para Conclusão do Curso de Ciências Biológicas.

**Orientador(a):** Prof.(a). Dr(a). Ivaneide de Oliveira Nascimento.

Imperatriz – MA

2025



G721f

Goveia, Samara Reis

Fungos aquáticos do Rio Tocantins (Imperatriz-MA): abundância, diversidade e influência das variáveis ambientais. / Samara Reis Goveia. – Imperatriz, MA, 2025.

38 f. : il.

Trabalho de Conclusão de Curso (Ciências Biológicas) – Universidade Estadual da Região Tocantina do Maranhão – UEMASUL, Imperatriz, MA, 2025.

1.Ecosistema aquático. 2.Identificação. 3. Molecular. 4.Imperatriz - MA. I. Título.

CDU 581.526.32

Ficha elaborada pela Bibliotecária: **Jennifer Rabelo Pires CRB13/987**



**SAMARA REIS GOVEIA**

**FUNGOS AQUÁTICOS DO RIO TOCANTINS (IMPERATRIZ-MA): ABUNDÂNCIA,  
DIVERSIDADE E INFLUÊNCIA DAS VARIÁVEIS AMBIENTAIS.**

Aprovado em: 10/02/2025

Banca Examinadora:

*Franciele de Oliveira Nascimento*

---

**Prof. Dra. IVANEIDE DE OLIVEIRA NASCIMENTO**, Orientadora  
DOUTORA EM AGROECOLOGIA  
CCENT/UEMASUL *Campus Imperatriz*

Documento assinado digitalmente



**MARCELO FRANCISCO DA SILVA**  
Data: 07/03/2025 12:25:39-0300  
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

---

**Prof. Dr. MARCELO FRANCISCO DA SILVA**, Membro da Banca Examinadora  
DOUTOR EM BIOLOGIA DE AGENTES INFECCIOSOS E PARASITÁRIOS  
CCENT/UEMASUL *Campus Imperatriz*

Documento assinado digitalmente



**MATHEUS SILVA ALVES**  
Data: 07/03/2025 11:08:44-0300  
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

---

**Prof. Dr. MATHEUS SILVA ALVES**, Membro da Banca Examinadora  
DOUTOR EM BIODIVERSIDADE E BIOTECNOLOGIA  
CCS/UEMASUL *Campus Imperatriz*





Dedico este trabalho aos meus pais: minha mãe, **Maria Ivanilde**, e meu pai, **Bento**, que, apesar do baixo nível de instrução, sob muito sol e chuva, me fizeram chegar até aqui pela sombra.





## AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente aos meus pais, que, ao longo dessa jornada de quase cinco anos, me apoiaram e investiram para que eu chegasse até aqui. Em especial, agradeço à minha mãe, que, mesmo sem conhecer toda a complexidade que é a vida universitária, foi a primeira a lutar para que eu pudesse mudar de cidade e seguir meus sonhos. À minha irmã, Sâmya, que esteve ao meu lado em todos os momentos da graduação, minha gratidão eterna. Obrigada a todos vocês pela motivação, pelo carinho e por acreditarem em mim, permitindo que eu alcançasse a conclusão deste curso.

A minha orientadora, Ivaneide de Oliveira Nascimento, que esteve ao meu lado desde o 3º período, sendo um exemplo de acolhimento, determinação e confiança. Sua persistência inabalável e crença no meu potencial foram fundamentais para que este projeto tomasse forma e se tornasse um marco em minha graduação. Sou profundamente grata por seu apoio constante e por cada ensinamento que levarei para a vida.

Aos meus amigos e colegas de laboratório, que foram excepcionais ao longo dessa jornada Vanessa Barros Petronilo Araújo, Brunna Almeida e Laiara, meu profundo agradecimento. Vanessa Barros, que esteve comigo nos últimos três anos da graduação, foi minha parceira de estágio, trabalhos, aventuras, viagens e uma grande amiga. Juntas, enfrentamos perrengues, mas também compartilhamos muitos momentos de alegria e satisfação. Tenho muito orgulho de ser sua amiga e sou grata pelos seus conselhos e por acreditar no meu potencial. Brunna Almeida, uma das minhas primeiras colegas de laboratório, com quem desenvolvi e compartilhei diversos momentos, tanto na pesquisa quanto nas disciplinas. Obrigada por ser essa pessoa cheia de luz e inspiração.

E aos demais que fizeram parte dessa trajetória acadêmica, meu agradecimento especial. Renata Brenda, que conheci por meio de uma amiga, minha veterana e conselheira, sempre esteve presente, tanto na vida acadêmica quanto no pessoal. Sua ajuda no meu último projeto da graduação foi indispensável. Obrigada pelo carinho e pela atenção. Wanderson Lima, pelos ensinamentos no laboratório e pelo incentivo, junto com minha orientadora, a desenvolver essa paixão pela área de fungos. Obrigada por fazerem parte dessa caminhada.





“Comunidades sobrevivem melhor do que indivíduos. Comunidades dependem de cooperação e eu acho que esse é o poder da bondade. A evolução baseia-se no conceito de benefício mútuo e na extensão da generosidade”

**(Paul Stamets)**





## RESUMO

Os ecossistemas aquáticos apresentam grande diversidade de fungos e organismos zoospóricos, que juntamente às bactérias e aos detritívoros (insetos, protozoários) são responsáveis pela fragmentação e degradação de substratos orgânicos submersos, transformando-os em seus componentes originais (mineralização), dinamizando a cadeia de detritos e a ciclagem de nutrientes. O presente trabalho analisou a qualidade da água, a abundância e a diversidade de fungos filamentosos aquáticos no Rio Tocantins, na zona urbana de Imperatriz (MA), identificados por morfologia e estrutura molecular. As coletas da água foram feitas em diferentes pontos do Rio Tocantins, entre setembro e outubro de 2021 (período de estiagem); em fevereiro (período chuvoso) e junho (período de estiagem) de 2022; e entre janeiro e maio de 2023 (período chuvoso), com o uso de frascos de vidro esterilizados de 500 ml. As análises macro e microscópica dos fungos aquáticos isolados permitiu a identificação de 8 gêneros (*Trichoderma*, *Penicillium*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Aspergillus*, *Curvularia*, *Alternaria* e *Aphanomyces*) e de características de hifas e conídios. A partir da identificação molecular, foram determinadas as espécies *Aspergillus flavus*, *Penicillium expansum*, *Penicillium rolsii*, *Cladosporium* sp., *Fusarium incarnatum* e *Trichoderma* sp. pertencentes ao clado Harzianum. Sete gêneros pertencem ao filo Ascomycota. Também se nota a presença de fungos comuns em solo, como *Trichoderma* e *Fusarium*.

Palavras-chave: Ecossistema aquático; Identificação; Molecular.







## ABSTRACT

Aquatic ecosystems exhibit a great diversity of fungi and zoosporic organisms, which, along with bacteria and detritivores (such as insects and protozoa), play a crucial role in the fragmentation and degradation of submerged organic substrates. This process transforms them into their original components (mineralization), driving the detritus chain and nutrient cycling. This study analyzed water quality, abundance, and diversity of aquatic filamentous fungi in the Tocantins River, within the urban area of Imperatriz (MA), identified through morphology and molecular structure. Water samples were collected from different points of the Tocantins River between September and October 2021 (dry season); in February (rainy season) and June (dry season) of 2022; and between January and May 2023 (rainy season), using sterilized 500 ml glass flasks. Macro- and microscopic analyses of the isolated aquatic fungi allowed the identification of eight genera (*Trichoderma*, *Penicillium*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Aspergillus*, *Curvularia*, *Alternaria*, and *Aphanomyces*), as well as the characterization of hyphae and conidia. Through molecular identification, the following species were determined: *Aspergillus flavus*, *Penicillium expansum*, *Penicillium rolfsii*, *Cladosporium sp.*, *Fusarium incarnatum*, and *Trichoderma sp.* belonging to the *Harzianum* clade. Seven of these genera belong to the phylum *Ascomycota*. The presence of fungi commonly found in soil, such as *Trichoderma* and *Fusarium*, was also noted.

Keywords: Aquatic ecosystem; Identification; Molecular.





## LISTA DE FIGURAS

- Figura 01** - Pontos de coleta no rio Tocantins em Imperatriz -MA. 22
- Figura 02** - Árvore filogenética de espécies do gênero *Aspergillus sp.* baseada em inferência bayesiana e enraizada com *A. niger* (CBS31038). 30
- Figura 03** - Árvore filogenética de espécies do gênero *Penicillium sp.* baseada em inferência bayesiana e enraizada com *Penicillium expansum*. 31
- Figura 04** - Árvore filogenética de espécies do gênero *Penicillium sp.* baseada em inferência bayesiana e enraizada com *P. rolfsii* (CBS36848). 31
- Figura 05** - Árvore filogenética de espécies do gênero *Trichoderma sp* pertencente ao clado Harzianum baseada em inferência Bayesiana e enraizada com *T. capillare* (CJS993). 32
- Figura 06** - Árvore filogenética de espécies do gênero *Cladosporium sp.* baseada em inferência bayesiana e enraizada com *H. xiangun* (KUNHKAS68013). 32
- Figura 07** - Árvore filogenética de espécies do gênero *Fusarium sp.* A espécie isolada de *Fusarium incarnatum* do presente estudo está representada por “UEMASUL”. 33





## LISTA DE TABELAS

<b>Tabela 01 -</b>	Parâmetros de qualidade das amostras de água coletadas no Rio Tocantins.	25
<b>Tabela 02 -</b>	Caracterização e imagens macro e microscópicas dos fungos nas amostras do Rio Tocantins de acordo com os gêneros identificados.	26





## LISTA DE GRÁFICOS

- Gráfico 01** - Índice de diversidade de Shannon ( $H'$ ) dos períodos. Onde mostra que as amostras de água do Rio Tocantins foram maiores no período seco e quente, tendo uma maior diversidade de espécies. 26
- Gráfico 02** - Frequência de ocorrência dos fungos identificados no Rio Tocantins. O gráfico apresenta a frequência de ocorrência de espécies, onde não há uma espécie dominante, gêneros como *Trichoderma* e *Penicillium* são mais comuns. 33





## SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO .....</b>	<b>14</b>
<b>2 REVISÃO DE LITERATURA.....</b>	<b>16</b>
2.1 Fungos Aquáticos: definição e aspectos fisiológicos. ....	16
2.2 Importância Ecológica dos Fungos Aquáticos. ....	17
2.3 Aplicações biotecnológicas dos fungos aquáticos. ....	18
<b>3 OBJETIVOS .....</b>	<b>20</b>
3.1 Objetivo Geral .....	20
3.2 Objetivos Específicos .....	20
<b>4 MATERIAIS E MÉTODOS .....</b>	<b>20</b>
4.1 Área de estudo.....	20
4.2 Coleta e armazenamento da água .....	21
4.3 Método de filtração por membrana filtrante.....	22
4.4 Identificação clássica .....	22
4.5 Identificação genética .....	23
5.6 Análise de dados.....	23
<b>5 RESULTADOS E DISCUSSÃO .....</b>	<b>23</b>
<b>6 CONCLUSÃO.....</b>	<b>35</b>
<b>REFERÊNCIAS .....</b>	<b>36</b>



## 1 INTRODUÇÃO

Os fungos ocorrem numa grande diversidade de ambientes: terrestre, marinho, dulçaquícola e aéreo, com uma distribuição global, das regiões temperadas às polares. Apresentam grande diversidade de formas, de ciclos de vida e de modo de vida. Os fungos na sua maioria são sapróbios, mas também existem fungos parasitas (de animais, de plantas e de outros fungos), simbiotes mutualistas (como líquenes, micorrizas e ainda associações com insetos e outros animais) e predadores de animais microscópicos (Azevedo, 2018).

Os fungos considerados verdadeiros fungos aquáticos são os ingoldianos, por sua dependência exclusiva de água para reprodução e conídios adaptados para dispersão nos ecossistemas aquáticos. Normalmente, são encontrados em águas limpas e claras, porém, há casos de fungos encontrados em ambientes lênticos ou eutrofizados (Schoenlein *crusius et. al.*, 2014).

Outro conjunto de fungos são os aquático-terrestres, também conhecidos como geofungos. Estes organismos terrestres podem ser introduzidos nos ecossistemas aquáticos por meio de ventos, chuvas, escoamento de águas superficiais e assoreamento causado pelo solo marginal. São reconhecidos por colonizar substratos submersos e desempenhar um papel ativo na decomposição desses materiais (Moreira, 2010).

Atualmente, já foram descritas 100.000 espécies de fungos, porém, estima-se que haja mais de cinco milhões delas (Santos, 2015). A grande maioria dos fungos conhecidos tem presença predominante em ambientes terrestres. Contudo, é importante notar a existência de diversos grupos de fungos adaptados a ambientes aquáticos, tanto no meio marinho quanto em águas doces e salobras (Dandolini; Royer, 2013). Os fungos aquáticos são polifiléticos e dividem-se em quatro grupos, com base na morfologia e no estilo de vida: aquáticos-facultativos, aquáticos-terrestres, ingoldianos e aeroaquáticos (Souza, 2016).

Sendo assim, esses organismos são indispensáveis ao ecossistema, pois desempenham com excelência a decomposição de matéria orgânica e degradação de resíduos. Realizam atividade sapróbia nos ambientes aquáticos e são fundamentais na ciclagem de elementos essenciais, mineralização, acumulação de materiais tóxicos e desintoxicação ambiental. Além disso, são excelentes indicadores biológicos do delicado equilíbrio aquático e das interações com outros organismos (Silveira, 2012).

A pesquisa taxonômica e ecológica dos fungos de água doce é atualmente limitada, com poucos especialistas dedicados a esse campo no Brasil. Dada a relevância econômica e ecológica desses fungos, torna-se prioritário conduzir estudos de biodiversidade em níveis genético e específico. Esses estudos, associados à investigação ecológica, são essenciais para uma compreensão mais profunda e a preservação adequada dos fungos de água doce no país (Lewinsohn, 2005).



A identificação e a pesquisa abrangente de espécies micológicas têm impulsionado progressos científicos significativos. Um exemplo notável é a identificação do fungo *Penicillium chrysogenum*, que resultou na criação do primeiro antibiótico, a penicilina (Oliveira, 2013).

Os estudos sobre fungos aquáticos no Maranhão existem, mas ainda são muito escassos, principalmente em Imperatriz, tais estudos são de suma importância para se conhecer a diversidade destes seres e a dinâmica de suas comunidades. Os fungos são organismos essenciais para a manutenção e equilíbrio dos ecossistemas. E com toda a sua diversidade ocupam muitos nichos diferentes, dessa forma, compreender o seu papel pode ser determinante para evitar prejuízos ecológicos, de modo que a ausência ou ocupação desacerbada de algumas espécies pode ocasionar desastres ambientais, principalmente em ambientes aquáticos, onde muitos grupos estão interligados mais intimamente (Rasvailer, *et al.*, 2020). Portanto, através desses estudos pode-se observar a qualidade da água e a interação com outras espécies de acordo com os grupos de fungos encontrados.

E ainda, a identificação e o estudo amplo de espécies micológicas promovem grandes avanços científicos, desde a identificação do fungo *Penicillium chrysogenum* levou a criação do primeiro antibiótico, a Penicilina (Oliveira, 2013), podendo se observar o potencial médico dos fungos. São responsáveis por muitos metabólitos secundários sendo de imensa importância para a indústria alimentícia, cosmética e médica. Além disso, alguns grupos podem causar contaminação no rio e ocasionar inúmeras patologias decorrentes de desequilíbrios no ambiente, podendo atuar como bioindicadores de corpos aquáticos, levando em consideração as alterações sazonais que ocorrem naturalmente com as espécies (Solé *et al.*, 2008, *Apud* Rasvailer *et al.*, 2020).

O estudo supracitado é especialmente importante para a Imperatriz, que se beneficia significativamente do Rio Tocantins, que oferece vantagens financeiras e alimentares à comunidade local por meio da pesca e do turismo durante a temporada de praias. Além disso, suas águas desempenham um papel vital na produção de energia elétrica pela Usina Hidrelétrica Estreito. Portanto, é imperativo conduzir estudos aprofundados sobre o ecossistema aquático local para garantir sua preservação e sua sustentabilidade.

A pesquisa aqui desenvolvida foi fundamental para o conhecimento da abundância e da diversidade populacional de fungos aquáticos do Rio Tocantins em Imperatriz. Espera-se, assim, que seus resultados possam subsidiar medidas de manejo e monitoramento para a conservação da biodiversidade regional.



## 2 REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1 Fungos Aquáticos: definição e aspectos fisiológicos.

Os fungos são microrganismos eucarióticos, não possuem clorofila e são heterotróficos, obtendo seu alimento por absorção. Sua parede celular é composta por quitina e  $\beta$ -glucano, e o material de reserva energética é armazenado como glicogênio ou lipídeos. Podem ser organismos unicelulares ou multicelulares, e podem ser tanto microscópicos quanto macroscópicos. A reprodução pode ser assexuada ou sexuada, levando à formação de esporos (Kirk *et al.*, 2008).

Os fungos aquáticos formam um grupo taxonomicamente e morfologicamente diversificado que depende de habitats aquáticos para todo ou parte de seu ciclo de vida (Grossart *et al.*, 2019). Os ambientes de água doce e marinhos, portanto, representam alvos prioritários para a descoberta de linhagens fúngicas aquáticas novas e aparentemente incultiváveis, que antes haviam escapado à detecção (Grossart *et al.*, 2019; Nilsson *et al.*, 2016, 2019; Richards *et al.*, 2012).

Os ambientes aquáticos abrigam uma grande e diversa variedade de populações microbianas, que desempenham um papel fundamental na manutenção de seu funcionamento e sustentabilidade (Zinger; Gobet; Pommier, 2012). Dentro dessa população, encontram-se os fungos aquáticos pertencentes aos filos Blastocladiomycota, Chytridiomycota, Ascomycota e Basidiomycota.

Esses fungos incluem: os hifomicetos aquáticos (~ 300 espécies, ascomicetos mitospóricos) (Hawksworth, 2001), os fungos aero-aquáticos (~ 90 espécies, ascomicetos mitospóricos), os ascomicetos de água doce (~ 600 espécies, ascomicetos sexuais) e os fungos zoospóricos (blastocladiomicetos e quitridiomicetos), que geram zoósporos flagelados como parte de seu ciclo de vida (Tsui *et al.*, 2016).

Nos ambientes aquáticos, esses fungos desempenham um papel crucial na decomposição de matéria vegetal submersa, e sua biomassa pode servir de alimento para invertebrados e outros microrganismos (Sri-indrasutdhi *et al.*, 2010; Krauss *et al.*, 2011; Jones & Pang, 2012). Como organismos decompositores, eles transferem matéria orgânica diretamente para os níveis tróficos superiores dos ecossistemas aquáticos (Wong *et al.*, 1998; Hawksworth, 2001; Shearer *et al.*, 2007).

Park (1972) classificou os fungos aquáticos com base em seu grau de adaptação, distinguindo-os em fungos residentes, que completam todo o seu ciclo de vida na água, e fungos transeuntes, que são transportados para esse ambiente por meio de chuva, vento ou outros meios de dispersão. Nesse contexto, Wong *et al.* (1998) expandiram essa classificação, dividindo os





fungos aquáticos em três categorias principais: os fungos ingoldianos, que geralmente são encontrados em folhas em decomposição; os ascomicetos e hifomicetos aquáticos, que ocorrem em materiais lenhosos e submersos; e os quitrídios e oomicetos (atualmente classificados em Straminipila), incluindo aqueles responsáveis por doenças.

Os geofungos, também chamados de fungos terrestres, são incorporados aos ecossistemas aquáticos por meio de materiais alóctones, como vento, chuva, escoamento de águas superficiais e o assoreamento causado pelo solo marginal. Esses fungos são conhecidos por colonizar substratos submersos e atuar ativamente na decomposição desses materiais (Park, 1972; Dick, 1976; Dix & Webster, 1995; Schoenlein-Crusius & Milanez, 1998; Moreira, 2002; 2006). Esse grupo produz estaurosporos morfologicamente similares aos conídios produzidos pelos fungos ingoldianos, mas diferenciam-se principalmente pela ausência de conidióforos macronemáticos (Ando, 1992; Goh & Hyde, 1996; Descals & Moralejo, 2001).

## 2.2 Importância Ecológica dos Fungos Aquáticos.

Os fungos aquáticos desempenham um papel ecológico crucial na decomposição de material vegetal submerso, sua biomassa também serve como fonte de alimento para invertebrados e outros microrganismos (Sri-indrasutdhi *et al.*, 2010; Krauss *et al.*, 2011; Jones & Pang, 2012). Em ambientes de água doce, esses organismos são essenciais para a decomposição de matéria vegetal, pois transferem substâncias orgânicas diretamente para os níveis tróficos superiores nos ecossistemas aquáticos (Wong *et al.*, 1998; Hawksworth, 2001; Shearer *et al.*, 2007).

Os fungos de água doce desempenham um papel fundamental na decomposição da matéria orgânica, além disso, são considerados potenciais bioindicadores da qualidade ambiental (Bai *et al.*, 2018). Esses organismos também podem ser altamente impactados pelos efeitos das mudanças climáticas, o que pode resultar em consequências significativas para a ciclagem de nutrientes e energia nos ecossistemas aquáticos (Wurzbacher *et al.*, 2014; Baschien & Hyde, 2018). Ademais, atividades humanas, como o desmatamento e a construção de represas, afetam de forma considerável a quantidade de detritos lenhosos nos ambientes aquáticos, o que pode alterar a diversidade de fungos durante o processo de decomposição da madeira (Hyde *et al.*, 2015).

Junto ao papel dos fungos na decomposição da matéria orgânica aquática, observa-se um processo de adaptação nesses ambientes. Muitos ascomicetos sexuais de água doce apresentam morfologia especializada, que está intimamente ligada à sua capacidade de dispersão e à adesão dos ascósporos ao substrato. Um exemplo disso são os ascósporos que possuem bainhas mucilaginosas, apêndices ou paredes ornamentadas, como observado em



espécies como *Annulatascus velatispora* K.D. Hyde, *Fluviatispora* spp., *Caryospora* spp., *Massarina* spp., *Phaeosphaeria* spp., *Pleospora scirpicola* (DC) P. Karst. e *Rebentischia* sp. (Ingold, 1956; Shearer, 1993).

Também foi demonstrado que os fungos aquáticos produzem uma rica variedade de enzimas capazes de degradar principais polissacarídeos foliares (Suberkropp e Krug, 1980). Essas enzimas são capazes de degradar açúcares simples, celulose e outros polímeros vegetais (Tubaki, 1957; Thornton, 1963,1965; Nilsson, 1964; Singh, 1982).

O principal papel dos ascomicetos, basidiomicetos e fungos mitospóricos em ecossistemas de água doce é a decomposição de material vegetal morto, como folhas e madeira de plantas como *Juncus*, que são levadas para a água (Goh & Hyde, 1996). Esses fungos podem também estar envolvidos na degradação de partes de animais, como exoesqueletos de insetos, escamas de peixes e pelos. Outros grupos ecológicos presentes nesse ambiente incluem os patógenos vegetais e os fungos endófitos, que têm a capacidade de colonizar plantas vivas. A decomposição dos tecidos vegetais mortos ocorre devido à habilidade dos fungos em degradar celuloses e lignoceluloses (Zare-Maivan & Shearer, 1988a).

Já os basidiomicetos são raros e ausentes principalmente em água doce como eles não são podres moles, embora possam degradar a celulose. Parece que a capacidade de degradar a lignocelulose de dentro da segunda camada da parede celular é importante na água submersa de madeira registrada. Várias espécies já foram testadas quanto à sua capacidade de causar decomposição por podridão mole embora tenhamos informações apenas para uma pequena proporção de espécies conhecidas, é provavelmente representativo (Goh e Hyde, 1996).

### **2.3 Aplicações biotecnológicas dos fungos aquáticos.**

Os fungos são utilizados na produção de alimentos como os produtos fermentados e bebidas alcoólicas, contribuem na indústria farmacêutica, estão presentes no processo de biodegradação e tratamento biológico de efluentes, atuam na atividade enzimática, ou seja, na produção de enzimas de interesse industrial e na biotransformação. Eles também são de grande importância agrícola e ecológica, pois mantêm o equilíbrio do ambiente, decompondo restos vegetais, degradando substâncias tóxicas, auxiliando as plantas a crescerem e se protegerem contra inimigos, como outros microrganismos patogênicos. (Abreu *et al.*, 2015).

A relação da indústria de alimentos com os fungos filamentosos é muito antiga e extensa. Os fungos têm sido utilizados em tecnologias alimentares desde os tempos das civilizações mais antigas. Eles desempenhavam um papel importante na preparação de alimentos tradicionais em diversas culturas, como nos alimentos fermentados do Oriente, nas



bebidas típicas de povos indígenas nas Américas e na produção de derivados lácteos na Europa. Com o avanço das pesquisas científicas, tornou-se possível compreender como os fungos interagem com os alimentos, seja alterando suas propriedades por meio da produção de micotoxinas ou contaminando alimentos já processados (Pastore; Macedo, 2004).

Os fungos filamentosos destacam-se por sua facilidade de cultivo e pela capacidade de secretar enzimas diretamente no meio de produção, eliminando a necessidade de ruptura celular para sua extração. Além disso, possuem altos níveis de produção enzimática, o que os torna altamente promissores para diversas aplicações industriais (Nascimento *et al.*, 2014). O metabolismo dos fungos pode ser classificado em metabólitos primários, que consistem em pequenas moléculas geradas durante o crescimento vegetativo e amplamente utilizadas nas indústrias de alimentos e ração, e metabólitos secundários, que são produzidos na fase estacionária do crescimento microbiano. Esses metabólitos secundários, geralmente de baixa massa molecular, possuem frequentemente propriedades bioativas (Abreu; Rodovida; Phamphile, 2015).

Entre as principais enzimas de origem fúngica, destacam-se as amiloglucosidases, produzidas por espécies de *Aspergillus* e *Rhizopus*; as amilases, responsáveis por converter amido em dextrinas e oligossacarídeos, frequentemente isoladas de linhagens de *A. niger* por fermentação; as reninas; e as lipases, que catalisam de forma reversível a hidrólise de triacilgliceróis em condições naturais, além de possibilitar a transesterificação e a síntese estereoespecífica de ésteres em diversos substratos (Pastore; Macedo, 2004).

Além de seu potencial industrial, os fungos desempenham um papel crucial na recuperação ambiental, atuando na reciclagem de resíduos agrícolas e agroindustriais. Eles também são fundamentais na biodegradação de materiais lignocelulósicos, compostos por celulose, hemicelulose e lignina, com destaque para a decomposição de madeira. O *Trichoderma* e *Metharhizium* são usados como controladores biológicos, em aplicações industriais, os fungos têm uma importante função na recuperação ambiental, contribuindo para a reciclagem de resíduos agrícolas e agroindustriais. Eles também desempenham papel relevante na biodegradação de materiais lignocelulósicos, compostos por celulose, hemicelulose e lignina, com especial destaque para a decomposição da madeira (Ferraz, 2004).

Os fungos têm sido descritos como organismos capazes de produzir quantidades significativas de biopigmentos. Esses biopigmentos possuem diversas propriedades vantajosas, como a não toxicidade, estabilidade química, uma ampla gama de cores, diversidade de perfis químicos, biodegradabilidade, possibilidade de serem produzidos a partir de matérias-primas



de baixo custo e a capacidade de serem gerados em grandes quantidades com facilidade (Da Costa *et al.*, 2016)

Conforme mencionado por Kantifedaki (2018), ao utilizar resíduos de casca de laranja para a produção de pigmentos por cepas de *Monascus purpureus* e *Penicillium purpurogenum*, foi relatada a atividade antioxidante dos extratos testados. O estudo de Jin *et al.* (2018) com cepas de *P. purpurogenum* também evidenciou atividade antioxidante nos extratos pigmentados.

### 3 OBJETIVO

#### 3.1 Objetivo Geral

- Realizar o estudo e a caracterização da diversidade de espécies fungos aquáticos no Rio Tocantins no município de Imperatriz-MA.

#### 3.2 Objetivos Específicos

- Realizar coletas, identificação e caracterização de espécies de fúngicas aquáticos presentes na área do rio Tocantins;
- Verificar quais as variáveis ambientais que interferem na ocorrência de fungos aquáticos.
- Observar e realizar levantamento da diversidade fúngica;
- Analisar e identificar as espécies de fungos filamentosos a nível de gênero;
- Explorar a riqueza, diversidade, abundância e similaridade das comunidades de fungos aquáticos no rio estudado;

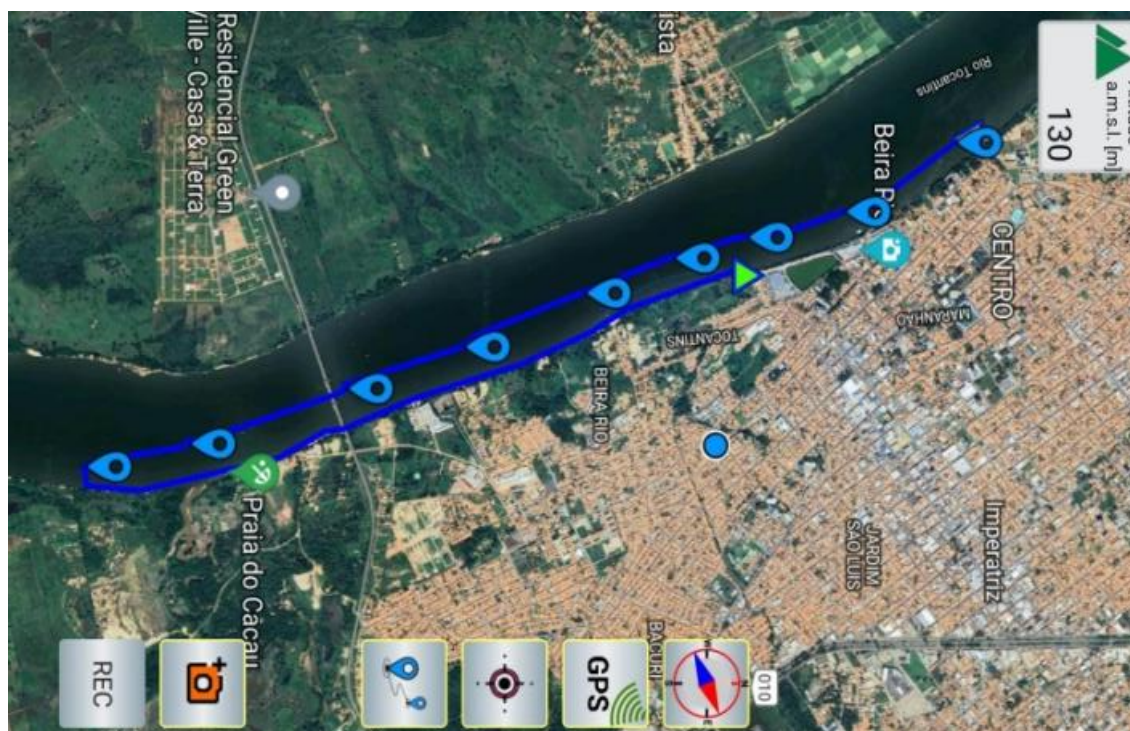
### 4 MATERIAIS E MÉTODOS

#### 4.1 Área de estudo

As coletas foram realizadas em 10 (dez) pontos amostrais do Rio Tocantins, no perímetro urbano de Imperatriz, nas coordenadas geográficas 5° 31' 32" latitude Sul; 47° 26' 35" longitude a Oeste, com altitude média de 92 m acima do nível do mar (PREFEITURA DE IMPERATRIZ, 2021) nos períodos de estiagem e chuvoso. Os pontos de coleta ao longo do rio foram em -5,83176° latitude Sul; - 47,07010° longitude a oeste. (Figura 1).

**Figura 1** - Pontos de coleta no Rio Tocantins em Imperatriz (MA).





Fonte: Google Maps (2023).

#### 4.2 Coleta e armazenamento da água

A coleta da água foi feita utilizando frascos de vidro esterilizados de 500 mL. Em todos os procedimentos de coleta, foram incluídos controles de viagem por meio de frascos com 500 mL de água estéril que acompanharam o deslocamento dos recipientes durante a amostragem para monitorar possíveis contaminações. Após a coleta, os frascos foram transportados em uma caixa de isopor com gelo até o local destinado às análises. Antes de serem analisadas, as amostras foram mantidas refrigeradas, com temperatura inferior a 10 °C por um período máximo de 24 horas. Cada amostra foi analisada em triplicata, de acordo com as metodologias descritas por Filizola, Gomes e Souza (2006); Faia (2011); e Ottoni e Yamaguchi (2014).

As coletas foram realizadas no período da manhã entre às 08h00 às 10h00 em barco num percurso entre a praia do Cacaú até a praia do Meio, distanciadas por 4,5 km uma da outra, numa profundidade de mais ou menos 30 cm, em dez pontos diferentes, nos períodos de estiagem e chuvoso. De cada ponto amostral realizou-se aferição dos parâmetros físico-químicos como Total de Sólidos Dissolvidos (TDS), Turbidez (NTU), Salinidade (PPT) e Condutividade (COND) da região superficial do corpo hídrico. Esses parâmetros, foram medidos no laboratório em função da pequena distância da coleta ao laboratório com sonda multiparâmetros da marca Hidrolab, modelo DS5, calibrada antes de cada campanha de coleta.



### 4.3 Método de filtração por membrana filtrante

A filtração por membrana foi usada em condições estéreis para detectar a presença de fungos filamentosos e leveduras em diversas amostras de água. Para cada amostra, 100 mL de água foram filtrados em triplicata, com membranas estéreis de diâmetro de poro de 0,45 µm (Millipore®).

Após a filtração, as membranas foram transferidas para o meio de cultura BDA (ágar, batata, dextrose) suplementado com cloranfenicol, na concentração de 30 mg/100 mL, e as placas incubadas de forma não invertida para favorecer o crescimento de fungos em estufa de crescimento (B.O.D) a  $25 \pm 1$  °C, para avaliação da diversidade fúngica e do isolamento das culturas. As placas foram examinadas a partir do terceiro dia, e o número de unidades formadoras de colônias (UFC) por 100 ml de amostra foram avaliadas até o décimo dia, período no qual procedeu-se o registro diário do crescimento de colônias nas placas. Após o crescimento, as placas foram conservadas a uma temperatura inferior a 10 °C. As placas que apresentaram crescimento foram submetidas à contagem de colônias com base em seu aspecto morfológico.

### 4.4 Identificação clássica

As colônias morfológicamente semelhantes foram isoladas por repicagens sucessivas e separadas em meio BDA (ágar, batata, dextrose) suplementadas com cloranfenicol. Após 5 e 7 dias de crescimento, foi feito um registro fotográfico das características macroscópicas observadas. Características como rebordo, zonação ou rugosidade foram classificadas a partir da presença ou da ausência no fungo filamentoso em estudo.

Para identificação ao nível de gênero das colônias de fungos filamentosos isolados, foi feita a observação macroscópica das colônias (cor, textura, bordos) e microscópica dos esporos (arranjo, forma, tamanho, septos, pigmentação) e os tipos de hifas dos fungos. Os dados obtidos foram comparados com a descrição das espécies em bibliografias específicas.

As preparações microscópicas para visualização ao microscópio consistiram em retirar do rebordo da colônia uma amostra e colocá-la numa gota de azul de algodão (1g/L em ácido láctico 88%), entre a lâmina e a lamínula. Para visualização dos fungos filamentosos, cujas colônias não eram muito pulverulentas, usou-se fita-adesiva, colocada sobre a colônia e transportada para a lâmina com uma gota de azul de algodão. Por fim, para a dispersão dos esporos, foi usada uma gota de álcool 98% na lâmina.



#### 4.5 Identificação genética

Após o isolamento e a obtenção de culturas puras, foi feita a extração de DNA com o kit *Dneasy Plant Mini Kit* (Pró-Análise), de acordo com as recomendações do fabricante. Posteriormente, fez-se à amplificação pela técnica de reação em cadeia da Polimerase (PCR), da região correspondente ao espaçador interno transcrito (ITS) ITS1 – 5,8S – ITS2. Para a amplificação da região ITS, foi usado 30 mg de DNA total, e adicionou-se 5 µL de tampão 5X; 0,3 µL de GoTaq DNA Polimerase (5U/µL) (Promega); 0,5 µL de dNTP (10 mM); 0,5 µL de cada primer (10 µM) e água milli-Q para completar o volume de reação (25 µL). Em seguida, essa mistura foi submetida à amplificação com o seguinte ciclo: etapa de desnaturação inicial a 94 °C por 5 minutos; 35 ciclos com desnaturação a 94 °C por 30 segundos; anelamento a 60 °C por 1 minuto; e extensão a 72 °C por 10 minutos. Foram usados os primers ITS1 (5' TCCGTAGGTGAACCTGCGG 3'), ITS4 (5' TCCTCCGCTTATTGATATGC 3'), 5F2 (5' 'CGGTCTGAACSTATAACSTGYT 3'), Cal 235f (5'TYTTCTGGTGGCATTTCG 3'), BT2A (5' CAGTTGGCACGGACTGACC 3') e EF1 (5' CCCGACGCTGCCGTC 3') 728f (5' GCCACAACAACGGACTATC 3') segundo White *et al.* (1990).

As amostras amplificadas foram submetidas ao sequenciamento, e os eletroferogramas foram usados para a construção de contigs no programa DNAdragon e a montagem final de cada sequência com auxílio do programa MegaX (KUMAR *et al.*, 2018).

#### 4.6 Análise de dados

Para avaliar a diversidade dos fungos, foi usado o índice de diversidade de Shannon ( $H'$ ), calculado de acordo com a equação:  $H' = -\sum p_i \ln(p_i)$ , em que  $p_i$  é o número de fungos de cada espécie em 100ml de água/ número total de fungos de todas as espécies.

A frequência de ocorrência (FO) das espécies foi calculada pela equação:  $F_i = J_i/k$ , onde  $F_i$  = frequência de ocorrência da espécie  $i$ ;  $J_i$  = número de amostras onde a espécie  $i$  ocorreu; e  $k$  = número total de amostras. As espécies foram ordenadas em quatro categorias baseadas em sua frequência de ocorrência (FO), segundo Zhang (2004): espécie dominante ( $FO > 0,50$ ); espécie mais comum ( $0,50 > FO > 0,31$ ); espécie comum ( $0,30 > FO > 0,10$ ); e espécies raras ( $FO < 0,10$ ).

### 5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

De acordo com os resultados, a quantidade de sais dissolvidos nos diferentes pontos de coleta nos períodos seco e chuvoso são semelhantes e o teor de sólidos totais (TDS) nos pontos



de coleta 1, 2, 3, 5, 6, 9 e 10 foram maiores no período chuvoso. Os valores de turbidez foram maiores no período chuvoso em todos os pontos, com exceção do ponto 2. Quanto à condutividade, nos pontos 1, 2, 5, 6 e 9, os valores foram maiores no período chuvoso, e para os pontos 3,4,7,8 e 10, os valores foram maiores no período de estiagem (Tabela 1).

**Tabela 1.** Parâmetros de qualidade das amostras de água coletadas no Rio Tocantins.

	Período de estiagem				Período chuvoso			
	TDS (g L <sup>-1</sup> )	Turbidez (NTU)	SAL (PPT)	COND (us/cm)	TDS (g L <sup>-1</sup> )	Turbidez (NTU)	SAL (PPT)	COND (us/cm)
ponto 1	0,038	27,5	0,02	47	0,311	30,1	0,01	53,2
ponto 2	0,036	40	0,01	46	0,051	34,8	0,02	46,8
ponto 3	0,01	36,3	0,01	51,3	0,032	38	0,02	41,4
ponto 4	0,031	32,2	0,02	50	0,031	38,1	0,01	46,6
ponto 5	0,03	25,7	0,01	43	0,133	32,1	0,01	46,7
ponto 6	0,031	27,2	0,01	47	0,067	31,4	0,01	59,1
ponto 7	0,031	23,7	0,01	49	0,029	41,6	0,03	44,3
ponto 8	0,034	22,4	0,01	54,1	0,033	35	0,03	38,3
ponto 9	0,035	21,4	0,02	42,1	0,177	29	0,01	45,4
ponto 10	0,022	26	0,01	60,2	0,035	28	0,01	52,3

Legenda: TDS=Total de Sólidos Dissolvidos; NTU=Turbidez; PPT=Salinidade;COND.= Condutividade.

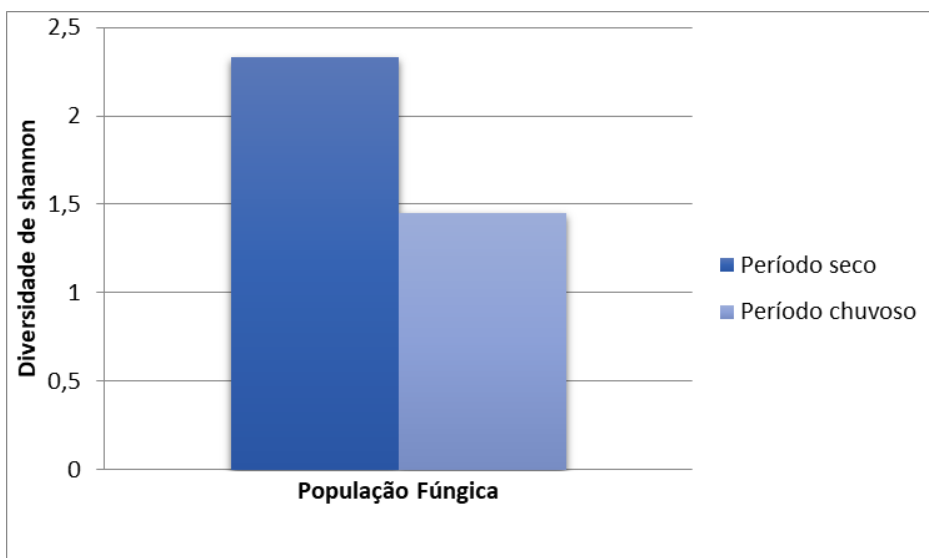
**Fonte:** Autor (2023).

As quantidades de colônias de fungos aquáticos encontradas nas amostras de água do Rio Tocantins foram maiores no período de estiagem, de acordo com o índice de diversidade de Shannon (H'), no qual se quantificou menor teor de sólidos totais e menor turbidez e maior condutividade nos pontos 3, 4, 7, 8 e 10 (Tabela 1 e Gráfico 1).

**Gráfico 1.** Índice de diversidade de Shannon (H') dos períodos. Onde mostra que as amostras de água do Rio Tocantins foram maiores no período seco e quente, tendo uma maior diversidade de espécies.





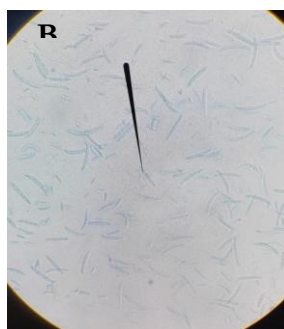
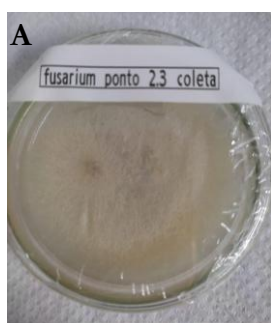


Fonte: Autor (2023).

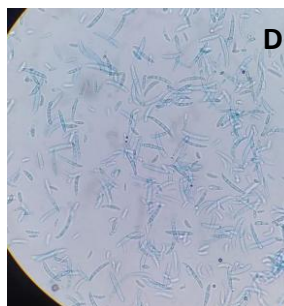
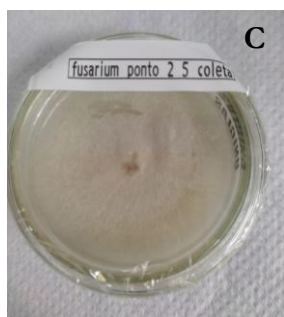
De acordo com os dados morfológicos, foram identificados 13 isolados de fungos, distribuídos em 8 gêneros: *Fusarium sp.*, *Trichoderma sp.*, *Aspergillus sp.*, *Penicillium sp.*, *Curvularia sp.*, *Alternaria sp.* e *Aphanomyces sp.* (Tabela 2).

**Tabela 2.** Caracterização e imagens macro e microscópicas dos fungos nas amostras do Rio Tocantins de acordo com os gêneros identificados.

#### Gênero *Fusarium sp.*



*Fusarium sp.* apresenta colônia em forma de bolor na cor branca (A); esporos, apenas um tipo de conídio e hifas hialinas septadas (B).



*Fusarium sp.* apresenta coloração branca em forma de bolor e com crescimento igual na placa (C); hialinas septadas, esporos e um



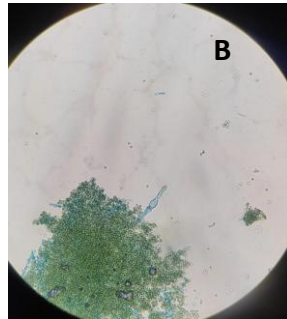
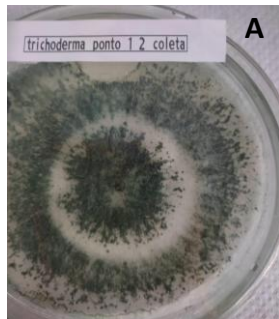
---

tipo de conídio (D).

---

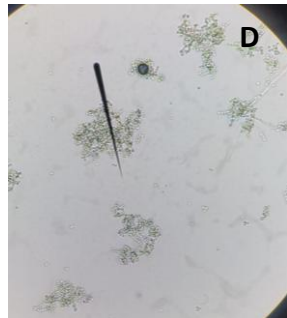
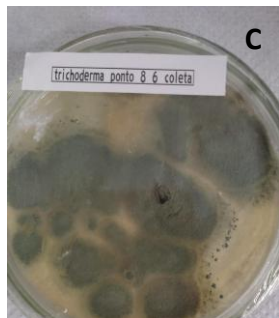
Gênero *Trichoderma* sp.

---



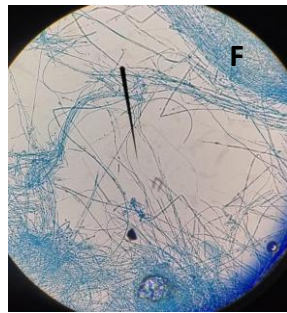
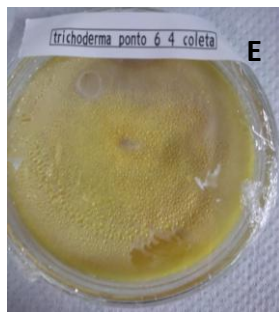
*Trichoderma* sp.

apresenta colônia de micélio na textura verde escuro (A); hifas septadas e conídios ativos e inativos e crescimento espiral (B).



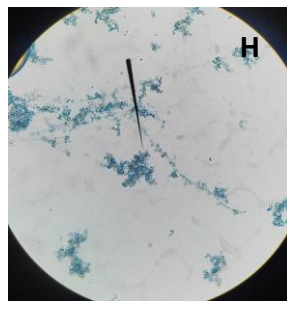
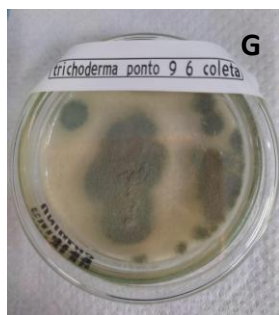
*Trichoderma* sp.

apresenta colônia verde musgo (C); hifas septadas com conídios ativos e inativos (D).



*Trichoderma* sp.

apresenta colônia de micélio na cor amarelada (E); hifas não septadas e conídios ativos (F).



*Trichoderma* sp.

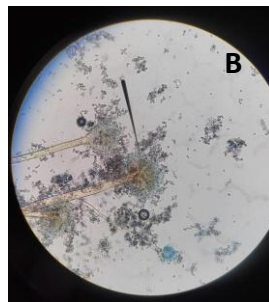
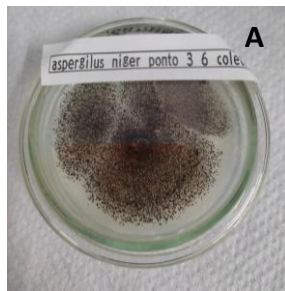
apresenta colônia de micélio verde musgo (G); hifas septadas e conídios ativos e inativos (H).

---

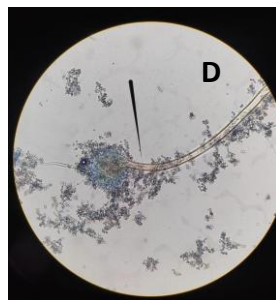
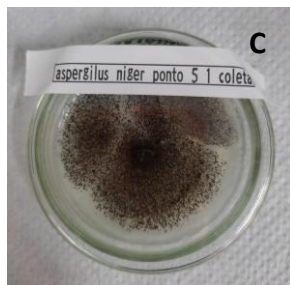
Gênero *Aspergillus niger*

---

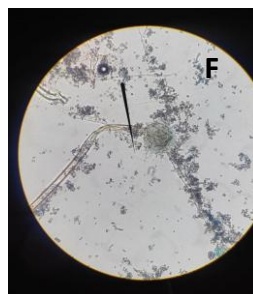
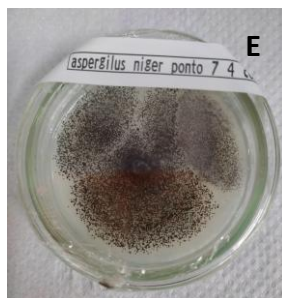




*Aspergillus niger* apresenta colônia de micélio marrom escuro (A); vesícula globosa, com conídios simples e ramificados, ativos e inativos (B).

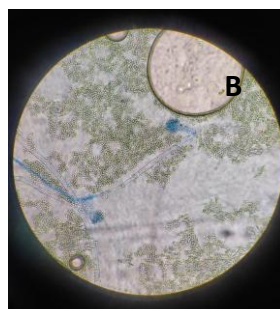
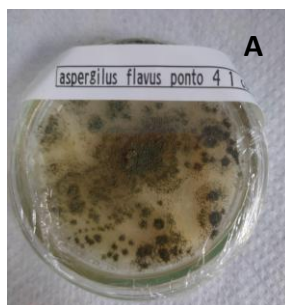


*Aspergillus niger* apresenta coloração da colônia de micélio marrom escuro (C); vesícula globosa, com conídios simples e ramificados (D).



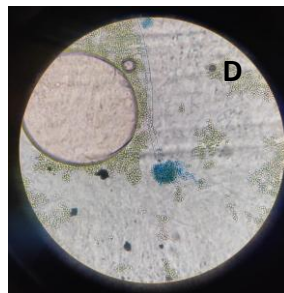
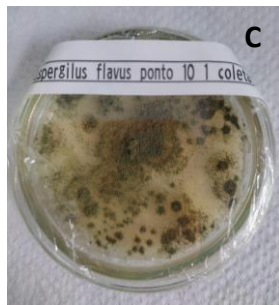
*Aspergillus niger* apresenta coloração da colônia de micélio marrom escuro (E); conídios simples e ramificados, com vesícula globosa (F).

### Gênero *Aspergillus* *flavus*



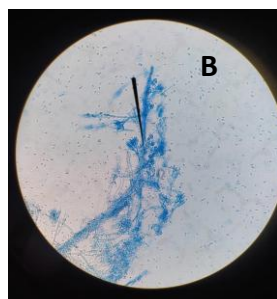
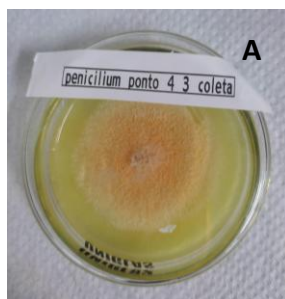
*Aspergillus flavus* apresenta colônia de micélio na textura esverdeada (A); hifas não septadas, com conídios ativos e inativos ramificados e vesícula globosa (B).



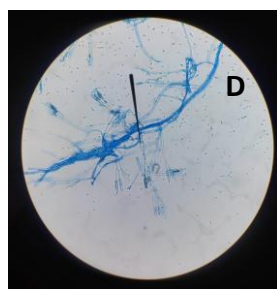
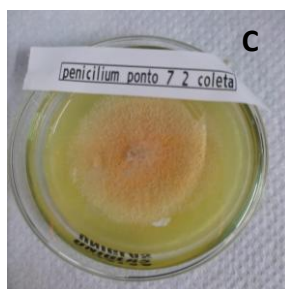


*Aspergillus flavus* apresenta colônia de micélio na textura esverdeada (C); hifas não septadas, com conídios ativos e inativos ramificados e vesícula globosa (D).

### Gênero *Penicillium sp.*

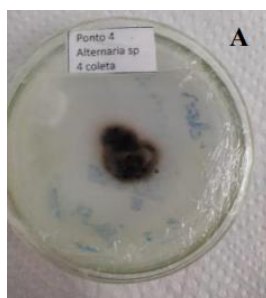


*Penicillium sp.* apresenta coloração amarelo (A); hifas septadas, conídios inativos e ativos (B). Durante o crescimento fúngico, ocorreu alteração na cor do meio BDA, que se tornou amarelada.



*Penicillium sp.*, colônia de textura amarela; ocorreu alteração na cor do meio durante o crescimento (C); hifas septadas e conídios ativos (D).

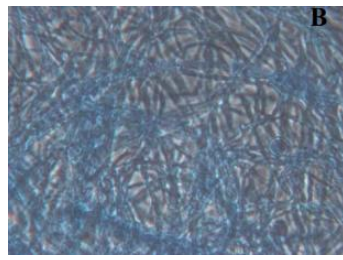
### Gênero *Alternaria*



*Alternaria sp.* apresenta colônia de micélio em formato de bolor, com coloração marrom (A); conídios em forma de clava ou pera invertida (B).

### Gênero *Aphanomyces*



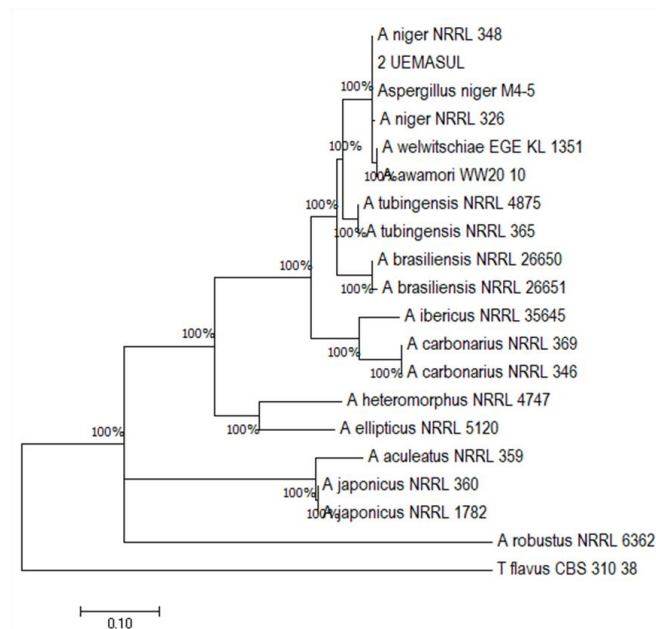


*Aphanoomyces sp.* apresenta colônia de micélio em forma de bolor, com coloração branca (A). Tem hifas cenocíticas (B).

Fonte: Autor (2023).

A partir da identificação molecular, foram determinadas as espécies *Aspergillus flavus*, *Penicillium expansum*, *Penicillium rolsii*, *Cladosporium sp.*, *Fusarium incarnatum* e *Trichoderma sp.* pertencente ao clado Harzianum. Os valores acima dos ramos indicam o suporte com base em *bootstrap/probabilidade posterior (neighbour joining/bayesiana)*. A espécie isolada do presente estudo está representada por “UEMASUL” (Figura 2, 3, 4, 5 , 6 e 7).

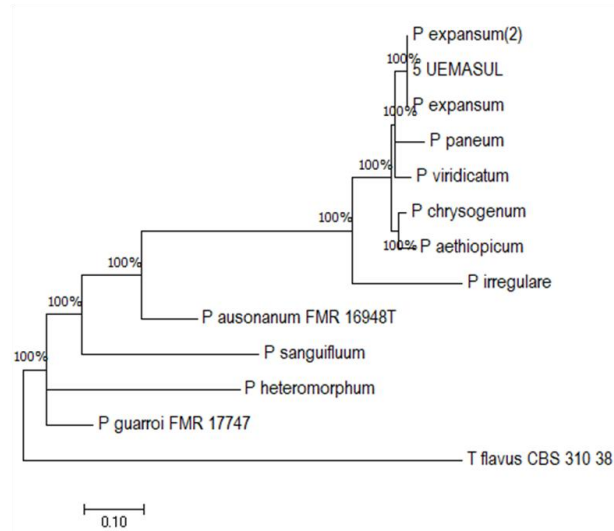
**Figura 2.** Árvore filogenética de espécies do gênero *Aspergillus sp.* baseada em inferência bayesiana e enraizada com *A. niger* (CBS31038).



Fonte: Autor (2023).

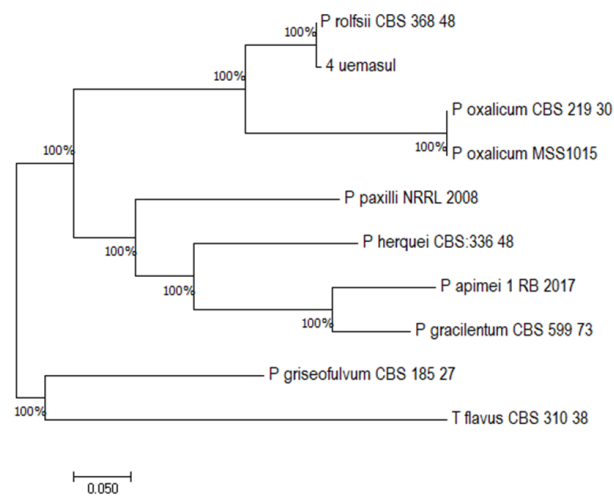
**Figura 3.** Árvore filogenética de espécies do gênero *Penicillium sp.* baseada em inferência bayesiana e enraizada com *Penicillium expansum*





Fonte: Autor (2023).

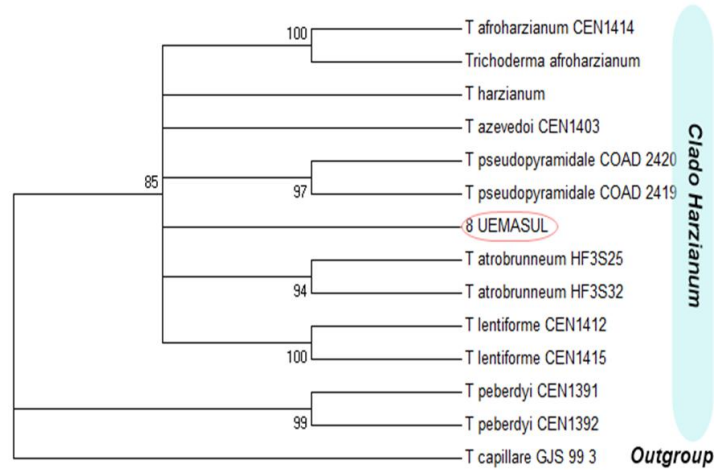
**Figura 4.** Árvore filogenética de espécies do gênero *Penicillium* sp. baseada em inferência bayesiana e enraizada com *P. rolfsii* (CBS36848)



Fonte: Autor (2023).

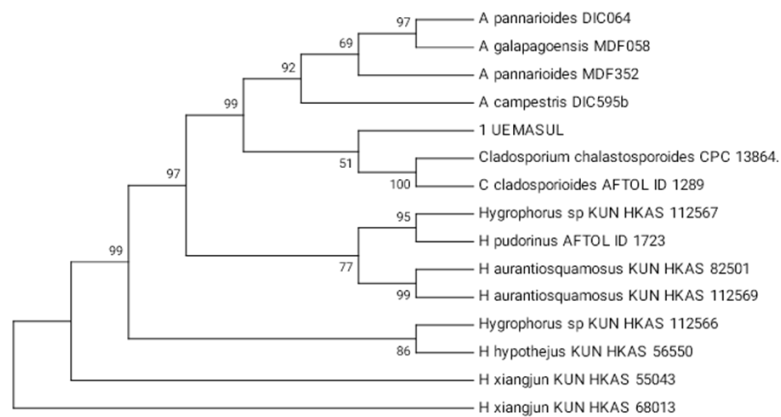
**Figura 5.** Árvore filogenética de espécies do gênero *Trichoderma* sp pertencente ao clado Harzianum baseada em inferência Bayesiana e enraizada com *T. capillare* (CJS993)





Fonte: Autor (2023).

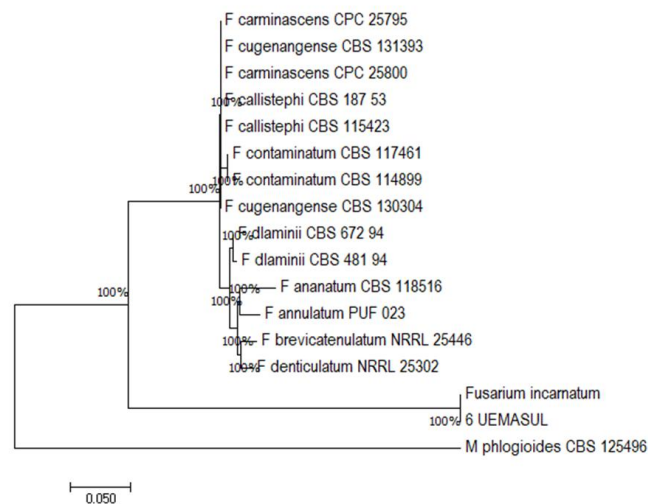
**Figura 6** - Árvore filogenética de espécies do gênero *Cladosporium* sp. baseada em inferência bayesiana e enraizada com *H. xiangun* (KUNHKAS68013)



Fonte: Autor (2023).

**Figura 7.** Árvore filogenética de espécies do gênero *Fusarium* sp. A espécie isolada de *Fusarium incarnatum* do presente estudo está representada por “UEMASUL”.

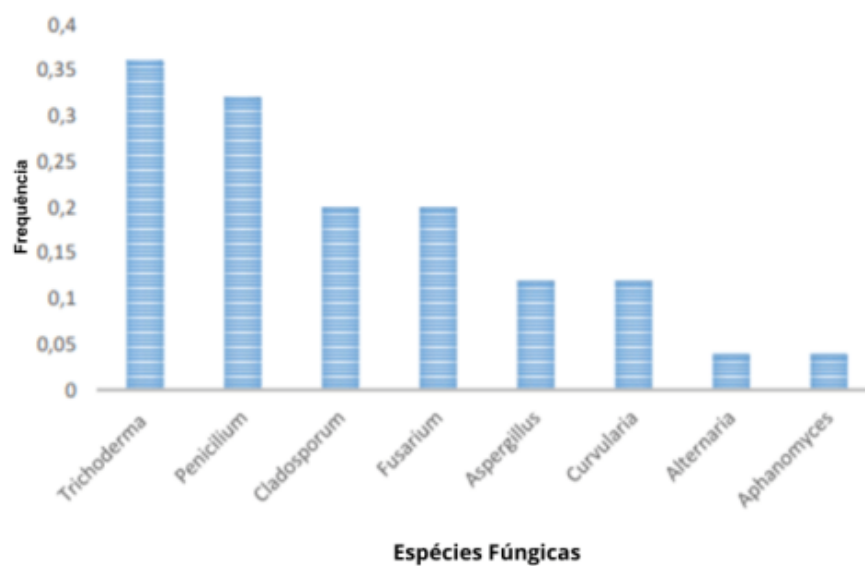




**Fonte:** Autor (2023).

O Gráfico 2 apresenta os gêneros de fungos e suas respectivas frequências de ocorrência em todos os pontos de coleta no Rio Tocantins. Observa-se que o gênero *Alternaria* e *Aphanomyces* são consideradas espécies raras, e não há espécie dominante para o estudo conduzido no Rio Tocantins. Os fungos do gênero *Trichoderma* e *Penicillium* são espécies comuns em todos os pontos de coleta, as espécies *Cladosporium*, *Fusarium*, *Aspergillus* e *Curvularia* são classificados como mais comuns.

**Gráfico 2.** Frequência de ocorrência dos fungos identificados no Rio Tocantins. O gráfico apresenta a frequência de ocorrência de espécies, onde não há uma espécie dominante, gêneros como *Trichoderma* e *Penicillium* são mais comuns.



**Fonte:** Autor (2023).





No Rio Tocantins, o teor de sólidos totais (TDS) está nos padrões adequados: variaram de 0,1 a 41,4 mg.L<sup>-1</sup>, visto que a Portaria do Ministério da Saúde n.º 2914/2011 estima que o padrão para consumo humano aceitável da presença dessas substâncias na água é de até 1000 mg/L. Já a Resolução n.º 357, de 2005, do Ministério do Meio Ambiente, determina que o padrão indicado para consumo humano deve ser menor que 500 mg/L.

Os valores de turbidez para as amostras de água do Rio Tocantins variaram de 21,1 a 43,0 UNT (esse último observado somente em um único ponto na coleta 1), dentro dos padrões adequados, uma vez que, de acordo com a Resolução Conama n.º 357/2005, os valores de turbidez para rios de classe I não devem ultrapassar 40 NTU.

Os parâmetros ambientais do Rio Tocantins influenciaram o número de colônias fúngicas: observou-se uma maior quantidade de colônias de fungos aquáticos no período de estiagem (seco e quente), no qual se quantificou um menor teor de sólidos totais e menor turbidez, bem como maior condutividade nos pontos de coletas 3,4,7,8 e 10 (Tabela 1 e Gráfico 1).

O índice de diversidade de fungos aquáticos foi mais elevado durante o período de estiagem (seco e quente). Os fungos do gênero *Trichoderma* e *Penicillium* são espécies comuns em todos os pontos de coleta; as espécies *Cladosporium*, *Fusarium*, *Aspergillus* e *Curvularia* são classificadas como mais comuns, enquanto as espécies *Alternaria* e *Aphanomyces* são tidas como raras (Gráfico 2).

O *Trichoderma sp.* se destaca pela maior diversidade. É considerado um biofungicida natural que reduz em até 100% as chances de qualquer outro fungo atingir a cultura (Menezes *et al.*, 2010). Já o gênero *Penicillium sp.* é o segundo com maior diversidade. Esses fungos podem sobreviver no solo ou no interior das sementes e grãos e causar problemas de saúde e intoxicações em seres humanos e animais (Braz *et al.*, 2017).

Com exceção do gênero *Aphanomyces*, os demais pertencem ao filo *Ascomycota*. A classe *Dothideomycetes* foi a mais comum entre os gêneros identificados. Os gêneros *Curvularia* e *Alternaria* se diferenciam apenas ao nível de gênero, ou seja, as demais classificações (filo a família) são as mesmas. As análises macro e microscópica dos fungos aquáticos isolados (Figura 9) permitiu a identificação de 8 gêneros de fungos (*Trichoderma*, *Penicillium*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Aspergillus*, *Curvularia*, *Alternaria* e *Aphanomyces*) e características de hifas e conídios, importantes para identificação de espécies.



As espécies do gênero *Aspergillus sp.* são geralmente inofensivas para os seres humanos. Algumas variedades, no entanto, podem induzir doenças devido à produção e ação de micotoxinas. As espécies mais prevalentes incluem *A. fumigatus*, *A. flavus* e *A. niger* (Costa *et al.*, 2020).

O gênero *Penicillium sp.*, amplamente identificado, é extensivamente empregado na indústria farmacêutica devido à sua capacidade de produzir micotoxinas com propriedades bactericidas. Uma das descobertas genéticas mais significativas relacionadas a esse fungo foi sua habilidade de sintetizar a penicilina, identificada por Alexander Fleming em 1928 (Braz *et al.*, 2017).

Os fungos pertencentes ao gênero *Alternaria sp.* identificados têm a capacidade de persistir entre diferentes cultivos em resíduos de cultura infectados, bem como em hospedeiros intermediários. Sua sobrevivência estende-se a equipamentos agrícolas, estacas e caixas utilizadas, e até mesmo sementes (Silva; Melo, 1999). Por sua vez, o gênero *Fusarium* apresenta grande importância econômica, pois são fitopatógenos de ampla distribuição mundial que causam devastadoras perdas na agricultura, como a podridão em vegetais (Zacacaroni, 2009).

O gênero *Aphanomyces sp.* são responsáveis por uma variedade de doenças de plantas, inclusive *Aphanomyces euteiches*, que causa podridão da raiz de ervilhas-inglesas, e *A. cochloda*, agente causador da podridão radicular em beterraba-sacarina (Islam; Tahara, 2001).

Quanto à identificação molecular dos fungos isolados do Rio Tocantins, foram identificadas as espécies *Aspergillus flavus*, *Penicillium expansum*, *Penicillium rolfsii*, *Trichoderma sp.* pertencentes ao clado Harzianum; *Cladosporium sp.* e *Fusarium incarnatum*. (Figuras 1, 2, 3, 4, 5 e 6).

O *Penicillium expansum* é uma espécie sem estudos certos em bacias próximas ao Rio Tocantins e, como mostra a árvore, apresentou ocorrência. No entanto, seu gênero foi identificado por Takahashi (2009) em um estudo de fungos em águas do Parque Municipal do Ibirapuera, em São Paulo – SP.

A espécie *Penicillium rolfsii* é uma espécie sem ocorrência nessa região de águas doces, seus únicos estudos são em ambientes terrestres, uma vez que é considerada um patógeno de plantas. No entanto, seu gênero também já foi descrito no trabalho de Takahashi (2009).

O *Fusarium incarnatum* não apresenta ocorrência em trabalhos na região de estudo, seu gênero já foi identificado em outras bacias, como em águas de rios doces, no trabalho



deFlorindo (2019), onde cinco isolados foram identificados como *Fusarium sp.* Nesse gênero, há muitas espécies que produzem diferentes metabólitos secundários biologicamente ativos (Morretti, 2009).

## 6 CONCLUSÃO

As análises físico-químicas dos parâmetros de qualidade da água do Rio Tocantins constataram que a água pertence à Classe I, a qual é destinada ao abastecimento doméstico após tratamento simplificado; à proteção das comunidades aquáticas; à recreação de contato primário (natação, esqui aquático e mergulho); à irrigação de hortaliças que são consumidas cruas, e de frutas que se desenvolvem rente ao solo e são ingeridas cruas sem remoção de película; à criação natural e/ou intensiva (aquicultura) de espécies destinadas à alimentação humana, dentro dos limites determinados nas Resoluções do CONAMA (2011) e do recomendado pelo Ministério da Saúde. Contudo, faz-se necessária a continuidade da pesquisa com abrangência de pontos e coletas que promovam maior segurança.

Os parâmetros ambientais do Rio Tocantins influenciaram o número de colônias fúngicas: observou-se maior diversidade de espécies no período seco, período de baixa precipitação, quente, no qual se quantificou menor teor de sólidos totais e menor turbidez.

Em água do Rio Tocantins, no perímetro urbano de Imperatriz (MA), foram identificados fungos pertencentes aos gêneros *Trichoderma*, *Penicillium*, *Cladosporium*, *Fusarium*, *Aspergillus*, *Curvularia*, *Alternaria* e *Aphanomyces*, sete pertencem ao filo *Ascomycota*. Notou-se a presença de fungos comuns em solo, como *Trichoderma* e *Fusarium*, que, inferiu-se, ocorrer devido ao desmatamento das margens e a enxurradas, cujo conteúdo é carregado rio adentro.

A partir da identificação molecular, foram determinadas as espécies *Aspergillus flavus*, *Penicillium expansum*, *Penicillium rolfsii*, *Cladosporium sp.*, *Fusarium incarnatum* e *Trichoderma sp.* pertencentes ao clado Harzianum. Muitos desses não apresentam ocorrência de trabalhos na região de estudo, como é o caso do *Fusarium incarnatum*.

Os gêneros *Alternaria* e *Aphanomyces* são consideradas espécies raras, e não há espécie dominante para o estudo conduzido no Rio Tocantins.



## REFERÊNCIAS

ABREU, J. A. S.; ROVIDA, A. F. S.; PAMPHILE, J. A. Fungos de Interesse: Aplicações Biotecnológicas. **Revista UNINGÁ Review**, Universidade Estadual de Maringá – UEM, v. 21, n. 1, p. 55-59, jan.-mar. 2015.

AZEVEDO, Egídia; BARATA, Margarida. Diversidade no reino Fungi e aplicações à Indústria. **Revista de Ciência Elementar**, v. 6, n. 4, 2018.

BRAZ S. M.; CORTEZA, D. V.; GONÇALVES, D. B.; CASTRO, H. F. Seleção de espécies do gênero *Penicillium* produtoras de lipase ligada ao micélio para aplicação em hidrólise de óleos vegetais. **Química Nova**, v. 40, n. 4, p. 427-435, 2017.

CASTRO, W. Conheça o Rio Tocantins: Vista para Beira Rio na altura do Cais do Porto. Prefeitura de Imperatriz - MA, 2022. Disponível em: <https://https://imperatriz.ma.gov.br/blog/nossa-cidade/conheca-o-rio-tocantins.html>. Acesso em: 13 jun. 2023.

COSTA, B. E. G. N. Contaminações alimentares por *Aspergillus spp.* e o papel do nutricionista: uma revisão. **Evidência**, v. 20, n. 1, 2020.

DA COSTA SOUZA, P. Nirlane et al. Production and chemical characterization of pigments in filamentous fungi. **Microbiology**, v. 162, n. 1, p. 12-22, 2016.

DANDOLINI, A. H. P.; ROYER, M. R. Fungos: estudo sobre suas contribuições à biosfera. **Cadernos PDE**, v.1, Terra Rica – PR, 2013.

LEWINSOHN, T. M. **Avaliação do estado do conhecimento da biodiversidade brasileira**. Brasília: MMA, Volume I e II. 520 p., 2005.

ISLAM, Md. T.; TAHARA, S.. Chemotaxis of fungal zoospores, with special reference to *Aphanomyces cochlioides*. **Bioscience, biotechnology, and biochemistry**, v. 65, n. 9, p. 1933-1948, 2001.

FAIA, A.M. **Isolamento e identificação de fungos filamentosos e leveduras em alguns pontos de uma rede de distribuição de água**. 2011. 52 f. Dissertação (Mestrado em Biologia Celular e Biotecnologia). Universidade de Lisboa. Lisboa, 2011.

FERRAZ, A. L. Fungos decompositores de madeira. In: ESPOSITO, E.; AZEVEDO, J. L. **Fungos: uma introdução à biologia, bioquímica e biotecnologia**. Caxias do Sul: EducS, 2004. p. 215-240.

FILIZOLA, H. F.; GOMES, A.F.; SOUZA, M.D. **Manual de amostra em área agrícola para análise da qualidade ambiental: solo, água e sedimentos**. Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, 2006.

FLORINDO, R. H. S. Bioprospecção de metabólitos secundários bioativos produzidos por fungos endofíticos associados à *Piper sp.* coletada no Parque Estadual do Rio Doce, Minas Gerais. 2019.



JIN, Hong- Jie et al. Chemical composition, security and bioactivity of the red pigment from *Penicillium purpurogenum* Li- 3. **Chemistry & biodiversity**, v. 15, n. 12, p. e1800300, 2018.

KANTIFEDAKI, A. et al. Orange processing waste valorisation for the production of bio-based pigments using the fungal strains *Monascus purpureus* and *Penicillium purpurogenum*. **Journal of Cleaner Production**, v. 185, p. 882-890, 2018.

MACEDO, G. Alves; PASTORE, G. M.; RODRIGUES, M. I. Optimising the synthesis of isoamyl butyrate using *Rhizopus sp.* lipase with a central composite rotatable design. **Process Biochemistry**, v. 39, n. 6, p. 687-693, 2004.

MENEZES, J. P; JUNGES, E.; BLUME, E.; PEREIRA, M. E. Toxicologia do biopreparado a base de *Trichoderma sp.* (isolado UFSM T17) administrado em mamífero. **Revista da FZVA**, v. 17, n. 1, p. 38-50, 2010.

MORETTI, A. Taxonomy of *Fusarium genus*: A continuous fight between lumpers and 89 splitters. **Zbornik Matice srpske za prirodne nauke**, Eslovênia, n. 117, p. 7–13, 2009.

MOREIRA, Carolina Gasch; SCHOENLEIN-CRUSIUS, Iracema Helena. Fungos em ambientes aquáticos continentais. Disponível:<http://botanicaonline.com.br/geral/arquivos/Fungos>, 2010.

OLIVEIRA, K. S. **Atividade antimicrobiana de metabólitos provenientes de fungos isolados do solo**. 2013, 44f. Monografia (Bacharelado em Biomedicina) – Centro Universitário De Brasília, Brasília, 2013.

OTTONI, L.C.C.; YAMAGUCHI, J.O.; YAMAGUCHI, N.U. Ocorrência de fungos em água para consumo humano. **Enciclopédia Biosfera**, Centro Científico Conhecer, Goiânia, v. 10, n. 18, p. 3426, 2014.

NASCIMENTO, K. B. M. et al. **Utilização de resíduos agroindustriais para produção de tanase por *Aspergillus sp.* isolado do solo da caatinga de Pernambuco, Brasil**. E-xacta, Belo Horizonte, v. 7, n. 1, p. 95-103. Editora UniBH, 2014.

PREFEITURA DE IMPERATRIZ; 2021;  
<https://imperatriz.ma.gov.br/portal/imperatriz/localizacao-distancias.html>; acesso em 05/01/2024.

SANTOS, E. R. D. **Material Complementar ao livro Sistemática Vegetal I: Fungos**. Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2015.

SCHOENLEIN-CRUSIUS, I. H.; MOREIRA C. G.; TAKAHASHI, J. P. GOMES, E. P. C. Riqueza dos fungos ingoldianos e aquáticos facultativos no Parque Municipal do Ibirapuera, São Paulo, SP, Brasil. *Hoehnea*, v. 41, n. 1, p. 61-76, 2014.

SILVA, C. M. S.; MELO I. S. Requisitos nutricionais para o fungo *Alternaria alternata*. **Pesquisa agropecuária Brasil**, Brasília, v. 34, n. 3, p. 499-503, 1999.

SILVEIRA, E.S. **Fungos e leveduras na água e plantas macrófitas em decomposição da região estuarina da Lagoa dos Patos e Praia do Cassino**. 2012. 126 f. Tese (Pós-Graduação em Oceanografia Biológica). Universidade Federal do Rio Grande, Rio Grande do Sul, 2012.



SOUZA, B. P. **Diversidade fúngica aquática do Açude Engenheiro Ávidos (Boqueirão) de Cajazeiras - PB**. 2016. 25f. Monografia (Licenciatura em Ciências Biológicas). Universidade Federal de Campina Grande, Cajazeiras - PB, 2016.

TAKAHASHI, J. P. Diversidade de geofungos em águas do Parque Municipal do Ibirapuera na cidade de São Paulo, SP, Brasil. 2009.

WHITE, T.J.; BRUNS, T.; LEE, S.; TAYLOR, J. Amplification and direct sequencing of fungal Ribosomal RNA genes for phylogenetics. IN: INNIS, M. A.; GELFAND, D. H.; SNINSKY, J. L.; WHITE, T. J. (eds). **PCR Protocols: a guide to methods and applications**. San Diego: Academic, p. 315-322, 1990.

ZACARONI, L. M.; CARDOSO, M. G.; SOUZA, P. E. *et al.* Potencial fungitóxico do óleo essencial de *Piper hispidinervum* (pimenta-longa) sobre os fungos fitopatogênicos *Bipolaris sorokiniana*, *Fusarium oxysporum* e *Colletotrichum gloeosporioides*. **Acta Amazonica**, v. 39 n. 1, p. 193-198, 2009

ZHANG, Y.; GUI, L. D.; LIU, R. J. Survey of arbuscular mycorrhizal fungi in deforested and natural forest land in the subtropical region of Dujiangyan, Southwest China. **Plan Soil**. v. 261, p. 257-263. 2004.

