



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

**SELEÇÃO DE FUNGOS AUTÓCTONES PARA
BIORREMEDIAÇÃO DO IGARAPÉ SÃO FRANCISCO NA
CIDADE DE RIO BRANCO - ACRE**

VELUMA MARTINS PEREIRA

**RIO BRANCO - AC
ABRIL - 2019**

VELUMA MARTINS PEREIRA

**SELEÇÃO DE FUNGOS AUTÓCTONES PARA
BIORREMEDIAÇÃO DO IGARAPÉ SÃO FRANCISCO NA
CIDADE DE RIO BRANCO - ACRE**

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

Orientadora: Dra. Clarice Maia Carvalho

Co-orientador: Dr. Lisandro Juno Soares Vieira

RIO BRANCO – AC

ABRIL - 2019

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

**SELEÇÃO DE FUNGOS AUTÓCTONES PARA BIORREMEDIAÇÃO
DO IGARAPÉ SÃO FRANCISCO NA CIDADE DE RIO BRANCO –
ACRE**

VELUMA MARTINS PEREIRA

DISSERTAÇÃO APROVADA EM: 24/04/2019.

Dra. Clarice Maia Carvalho
Orientadora
UFAC

Dra. Cydia de Menezes Furtado
Membro
UFAC

Dr. Ricardo da Costa Rocha
Membro
UFAC

Dedico este trabalho à minha querida avó Domicília de Castro Pereira.

AGRADECIMENTOS

À Deus por me permitir ter capacidade de construir esse trabalho.

À minha avó que nos momentos de fraqueza e dificuldade foi meu anjo da guarda enviando forças do céu.

À minha mãe Socorro, que sempre acreditou em mim mais que qualquer pessoa sendo a chave para eu continuar lutando todos os dias.

Ao meu pai João que me acompanhou em todas as perigosas coletas com dedicação e disposição.

À minha irmã Verena, que sempre me inspirou profissionalmente, me ajudou no momento mais difícil e juntamente com meu cunhado Israel me deu no final dessa caminhada meu sobrinho e afilhado Samuel.

À minha família de Manaus, Tia Sandra, Rafael, Adriana e Raimundo, que mesmo de longe torceram pelo meu sucesso.

Ao meu namorado, Leonardo que esteve comigo em todos os momentos e ajudou sendo o meu ponto de equilíbrio mental.

À professora Dra. Clarice Maia Carvalho, agradeço pelos ensinamentos, competência e profissionalismo.

À minha irmã de laboratório Iasminy pela companhia dentro, fora do laboratório e por perder a sanidade mental comigo.

Ao meu bebezinho Gleison por todas as vezes que me abraçou nas horas de desespero e carregou vários bujões de gás.

Aos meus amigos componente do grupo cientistas pesadão Fernanda, Franciarli, Leandro e Geyse, por todas as risadas e tardes trabalhando ouvindo música.

À equipe do LABMICRO Leila, Atilon e os queridos estagiários Bruno e Jaqueline por toda a parceria.

À equipe da Unidade de Tecnologia de Alimentos - UTAL pela disposição e parceria neste projeto.

À minha amiga Marcela Junqueira que suportou toda minha ausência e torceu por mim.

À minha sister e mestre Adriane Belfort que me entedia em todos os problemas de experimento e me deu uma força inexplicável.

À minha amiga Karoline que me ouviu nesses momentos finais e me deu muito incentivo.

Ao meu filhinho dog Boss por toda a companhia nas madrugadas e por prestar atenção em todas as meus ensaios de apresentação.

A CAPES pela concessão da bolsa e a FUNASA pelo financiamento do projeto “Biorremediação de igarapés urbanos da cidade de Rio Branco – Acre contaminado por efluentes domésticos”.

A todos que colaboraram direta ou indiretamente para a conclusão deste sonho.

Obrigada!

RESUMO

Os ambientes aquáticos são ecologicamente influenciados pela ação dos fungos e bactérias. Eles decompõem os substratos orgânicos disponíveis nos corpos d'água e são fontes de alimento para numerosos invertebrados, apresentam enzimas que mineralizam a matéria orgânica de origem animal ou vegetal, como fonte de carbono e de energia. O objetivo geral desse trabalho é selecionar fungos autóctones para biorremediação do igarapé São Francisco da Cidade de Rio Branco – Acre. Foi realizada uma revisão sistemática sobre a diversidade de fungos aquáticos ocorrentes no Brasil, assim como um estudo para encontrar a diversidade de fungos aquáticos do Igarapé urbano São Francisco da Cidade de Rio Branco – Acre e utilizar esses fungos em biorremediação. A revisão bibliográfica sobre a diversidade de fungos aquáticos no Brasil revelou que o bioma Caatinga apresentou maior abundância e riqueza de fungos descritos. Os gêneros mais estudados foram *Thozetella* (8,6%), *Acaulospora* (7,7%) e *Fusarium sp.* (5,8%), sendo na maioria dos estudos (33,4%) utilizando como amostra folhas em decomposição. Este estudo apresentou a escassez de informações sobre fungos aquáticos. Em cada coleta, pedaços de madeira em decomposição foram obtidos de tamanho 10x3 ao longo deste igarapé, ascósporos ou conídios germinados foram transferidos para o meio de cultura isolados, identificados pela análise das características macromorfológicas e micromorfológicas, sendo realizada a comparação das estruturas reprodutivas com literatura específica para identificação. Foram isolados 106 fungos, 45 morfoespécies e o gênero mais frequentes foi *Trichoderma sp.* Sendo o ponto 1 e ponto 5 os locais com maior índice de diversidade dos fungos retirados da madeira em decomposição. A análise de PCA revelou que os parâmetros físico-químicos turbidez e condutividade foram mais influentes na estrutura da comunidade. Sendo o gênero que obteve maior melhoria o *Paecilomyces sp. 3* alterando principalmente o índice turbidez. Desta forma estudos futuros devem ser realizados para identificar mais gêneros com potencial para biorremediação e auxiliar no biotratamento das águas do igarapé São Francisco.

Palavras-chaves: Biodiversidade. Igarapé urbano. Fungos aquáticos.

ABSTRACT

Aquatic environments are ecologically influenced by the action of fungi and bacteria. They decompose the organic substrates available in water bodies and are food sources for numerous invertebrates, present enzymes that mineralize organic matter of animal or vegetable origin as a source of carbon and energy. The general objective of this work is to select autochthonous fungi for bioremediation of the São Francisco stream in the city of Rio Branco - Acre. A systematic review was carried out on the diversity of aquatic fungi occurring in Brazil, as well as a study to find the diversity of aquatic fungi of the urban São Francisco Igarapé of the City of Rio Branco - Acre and to use these fungi in bioremediation. The literature review on the diversity of aquatic fungi in Brazil revealed that the Caatinga biome presented greater abundance and richness of fungi described. The genus *Acaulospora* presented the highest frequency of occurrence in Brazil, followed by the genera *Glomus*, *Fusicips* and *Tripospherum*. This study presented the scarcity of information on aquatic fungi. In each collection, pieces of decomposed wood were obtained of size 10x3 along this igarapé, ascospores or germinated conidia were transferred to the culture medium isolated, identified by the analysis of the macromorphological and micromorphological characteristics, being carried out the comparison of the reproductive structures with literature identification. A total of 106 fungi, 45 morphospecies and the most frequent genus were *Trichoderma* sp. Since point 1 and point 5 are the sites with the highest diversity index of the fungi removed from the decaying wood. The PCA analysis revealed that the physical-chemical parameters turbidity and conductivity were more influential in the community structure. Being the genus that obtained greater improvement *Paecilomyces* sp. 3 mainly altering the turbidity index. Therefore, future studies should be carried out to identify more genera with potential for bioremediation and to assist in the biotreatment of waters of the São Francisco stream.

Keywords: Biodiversity. Igarapé urban. Fungi Aquatic.

LISTA DE FIGURAS

	Pag.
Figura 1. Adaptação morfológica de apêndices em fungos aquáticos.....	11
Figura 2. Cinco fungos aquáticos mais descritos nos biomas brasileiros no período de 1999 a 2018.....	29
Figura 3. Abundância de fungos aquáticos descritos no Bioma Amazônia - Brasil.....	31
Figura 4. Abundância de fungos aquáticos descritos no Bioma Caatinga - Brasil.....	32
Figura 5. Abundância de fungos aquáticos descritos no Bioma Cerrado - Brasil.....	33
Figura 6. Abundância de fungos aquáticos descritos no Bioma Mata Atlântica - Brasil.....	34
Figura 7. Pontos de coleta de madeira para isolamento de fungos aquáticos do Igarapé São Francisco, na cidade de Rio Branco, Acre.....	45
Figura 8. Distribuição de fungos aquáticos entre os pontos de coleta de madeira do Igarapé São Francisco.....	51
Figura 9. Análise de índice de qualidade da água e análise de Componentes Principais (PCA) das comunidades de fungos.....	53
Figura 10. Quatro espécies fúngicas com melhores resultados em comparação com o controle em relação aos parâmetros físico-químicos da água do igarapé São Francisco após o tratamento.....	55

LISTA DE TABELAS

	Pág.
Tabela 1. Publicações sobre fungos aquáticos ocorrentes no Brasil.....	28
Tabela 2. Índices de diversidade e físico-químicos das amostras de água do igarapé São Francisco – AC.....	52
Tabela 3. Índices físico-químicos da água do igarapé São Francisco após a biorremediação com os fungos aquáticos autóctones.....	53

SUMÁRIO

	Pág.
1. INTRODUÇÃO GERAL	8
2. REVISÃO DE LITERATURA	10
2.1 Fungos aquáticos	10
2.2 Biorremediação	13
2.3 Igarapés urbanos	15
REFERÊNCIAS	19
3. OBJETIVOS	22
CAPÍTULO I - Fungos aquáticos ocorrentes no Brasil	23
Introdução	25
Material e Métodos	27
Resultados	28
Discussão	34
Conclusão	37
Referências	38
CAPÍTULO II - Seleção de fungos autóctones para biorremediação do igarapé São Francisco da Cidade de Rio Branco – Acre	40
Introdução	42
Material e Métodos	44
Resultados	50
Discussão	55
Conclusão	59
Referências	60
4. CONCLUSÕES GERAIS	64
ANEXO	65

1. INTRODUÇÃO GERAL

O entendimento dos processos que compõe a biodiversidade microbiana em ambientes aquáticos tem sido importante para a ecologia de água doce (ORTIZ-VERA et al., 2018). Em contrapartida, o conhecimento ainda limitado sobre os fungos demonstra a necessidade de compreender esses organismos decompositores de matéria orgânica, parasitas, predadores, endófitos e patógenos (GROSSART et al., 2016).

Os fungos aquáticos, em sua maioria, são pertencentes aos filos Ascomycota e Chytridiomycota, com Basidiomycota sendo relatados em número mais baixo neste ecossistema (DUARTE et al., 2008). Muito do conhecimento sobre a diversidade de fungos aquáticos foi baseado na identificação de esporos assexuados cuja formação e liberação é induzida em laboratório (GESSNER et al., 2007; KRAUSS et al., 2011).

Nas duas últimas décadas, a micologia aquática tornou-se uma área em ascensão por várias razões (CARVALHO et al., 2017). Estudos ecológicos realizados na Amazônia têm demonstrado que os fungos aquáticos participam significativamente como base da cadeia alimentar dos organismos existentes nos rios (ALENCAR et al., 2016). Além da sistematização e do entendimento da função ecológica, esses fungos necessitam ser conhecidos devido ao seu potencial biotecnológico na produção de antimicrobianos, enzimas e outras substâncias de interesse (CORTEZ et al., 2016).

As espécies de fungos aquáticos são recuperadas de uma ampla gama de habitats, incluindo o mar profundo, gelo marinho, rios, lagos, igarapés e vários ecossistemas de água doce (DUARTE et al., 2008).

Os corpos dos rios Madeira, Purus e Juruá, situados na Amazônia, são compostos por água "branca", argilosa e formando faixas de depósitos marinhos através de suas condições do

solo, especialmente nas taxas de carbono, alterando a composição da microbiota de bacias hidrográficas (SIOLI, 1956).

A bacia hidrográfica da área urbana da capital do Acre, que atualmente tem 8.834,942 km² de área territorial e 401.155 mil habitantes, é composta pelo rio Acre e seus afluentes, onde este rio nasce em território peruano, atravessando a Bolívia até chegar ao Brasil (IBGE, 2018).

O igarapé São Francisco é uma sub-bacia do rio Acre e a maior em fator urbano da capital Rio Branco com uma densidade de drenagem de 1,37 km/km² e percurso de 54,5 km (SANTI et al., 2012). Ao atravessar a extensão do perímetro urbano, o igarapé acaba sendo depósito de lixo e esgoto de mais de 21 (vinte e um) bairros da cidade de Rio Branco, desaguando neste sem tratamento (CARVALHO et al., 2017).

O igarapé São Francisco ao longo de seu curso recebe descarga de vários igarapés de menor proporção, assim como vários afluentes que apresentam parte do esgoto captado por redes coletoras lançadas sem tratamento, tornando-se receptor de uma grande quantidade também de resíduos sólidos (SANTI et al., 2012).

Devido à forte ação antrópica no igarapé São Francisco, existe a necessidade de ações que minimizem os danos provocados ao longo de vários anos de despejo de esgoto doméstico e resíduos, sendo a biorremediação uma alternativa promissora. Nesse sentido, é importante determinar a contribuição fúngica para os ecossistemas aquáticos, sua ampla distribuição e capacidade de biorremediação (GROSSART et al., 2016).

Desta forma, este trabalho visa selecionar fungos autóctones para biorremediação da água do igarapé São Francisco da cidade de Rio Branco – Acre.

2. REVISÃO DA LITERATURA

2.1 Fungos aquáticos

Os fungos aquáticos podem ser definidos como aqueles onde seu ciclo de vida está completamente ligado ao ambiente aquático, incluindo a reprodução (SHEARER et al., 2007). Foram identificados pela primeira vez em 1942, onde descreveram este grupo de fungos como o resultado de múltiplos eventos de evolução em táxons encontrados inicialmente no solo (INGOLD, 1942).

Constituem um grupo ecológico considerado de grande importância nos processos de decomposição de substratos vegetais (KRAUSS et al., 2011). Dentre os representantes do reino Fungi, quitridiomycetos, ascomycetos, fungos conidiais e basidiomycetos estão entre os mais comuns em ambientes aquáticos (MONTEIRO et al., 2014).

Os três principais grupos de fungos aquáticos são os: hifomicetos aquáticos que ocorrem geralmente em folhas em decomposição; ascomycetos e hifomicetos aquáticos que ocorrem sobre material lenhoso submerso; e quitridiomycetos e oomicetos, incluindo espécies patogênicas (SOARES et al., 2011).

Os ascomycetos aquáticos representam um grupo cuja adaptação ao ambiente aquático ocorreu muitas vezes na história evolutiva deste grupo (GESSNER et al., 2007). Este grupo, que inclui espécies distribuídas entre as classes Dothideomycetes, Leotiomycetes e Sordariomycetes, apresenta adaptações morfológicas e fisiológicas que os tornam capazes de colonizar substratos submersos e de dispersar seus esporos na água (BOGER et al., 2015).

O modo de reprodução assexual ocorre através de conídios em formas esféricas ou sigmoides, sendo geralmente associados a substratos vegetais submersos em riachos, lagos, igarapés ou córregos (INGOLD, 1942). Para que as etapas de fixação e colonização de novos substratos sejam iniciadas, os ascomycetos desenvolveram uma série de adaptações

morfológicas como ascósporos com formas sigmoides ou presença de apêndices (Figura 1) (NAHAS et al., 2006).

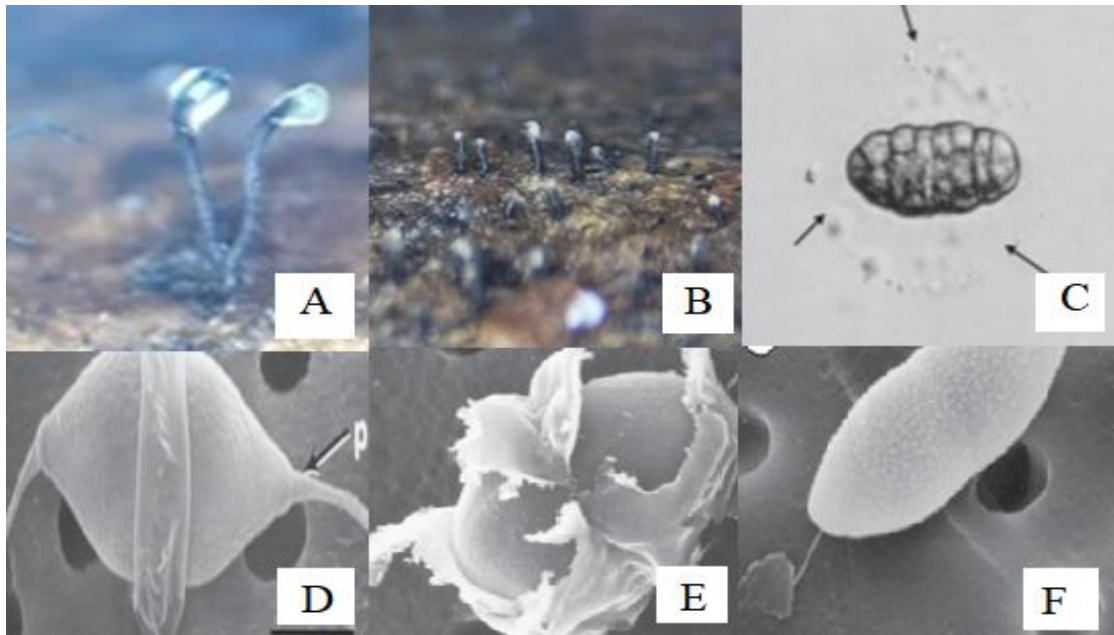


Figura 1. Adaptação morfológica de apêndices em fungos aquáticos. A. Liberação de gotas de mucilagem do ascósporo; B. Apêndices uncinados que desenrolam para formar finos filamentos viscosos; C. Bainhas mucilaginosas ou viscosas; D. Apêndices em forma de almofada; E. Ascósporos com paredes adesivas; F. Apêndices irregulares sem componente fibrilar.

Fonte: A e B (Acervo Pessoal), C, D, E e F (PARK, 1972).

São classificados segundo a capacidade de adaptação ao ambiente nas seguintes categorias: residentes (habitando a água em todo seu ciclo de vida), anfíbios (passando parte de seu ciclo de vida na água) e transitórios (quando levados para o ambiente aquático através do vento ou da água da chuva) (PARK, 1972).

Este grupo de fungos é capaz de degradar lignina presente na parede celular dos vegetais e têm obtido crescente êxito em pesquisas relacionadas à biodegradação de poluentes, pois são capazes de transformar e mineralizar contaminantes ambientais (SILVA et al., 2014).

Essas enzimas lignolíticas são responsáveis pela degradação dos principais componentes do substrato em compostos de baixo peso molecular que podem ser utilizados

para a nutrição do fungo (BOCKLER et al., 2017). Alguns dos gêneros fúngicos utilizados para este fim incluem *Aspergillus*, *Mucor* e *Penicillium*, que podem produzir ácidos orgânicos fracos que formam complexos hidrossolúveis com os metais auxiliando na biorremediação desses ambientes aquáticos urbanos (CARVALHO et al., 2017).

A identificação de fungos aquáticos é baseada principalmente na morfologia dos conídios, sendo hialinos na maioria das espécies (INGOLD, 1942; DESCALS et al., 2005). Suas formas típicas podem representar adaptações para melhor colonização de substratos devido à maior capacidade de suspensão na água e aumento na superfície de contato conferido por suas ramificações (DANG et al., 2009).

Com potencial de adaptação alto e atuando em substratos diferentes, há uma diversidade de espécies maior em regiões tropicais, visto que as condições climáticas como temperatura e umidade favorecem o seu crescimento (KRAUSS et al., 2011; JONES et al., 2012).

Quanto aos ecossistemas favoráveis, o Brasil é representado pela a Amazônia, sendo uma das mais importantes na biodiversidade de ambientes aquáticos (CORTEZ et al., 2016). Pertencente ao Norte do Brasil, na América do Sul, com a maior floresta tropical e bacia de água doce do mundo que é composta de grandes rios, lagos e igarapés (BARTHEM et al., 2004).

Em estudo ecológico demonstrou-se que os fungos aquáticos da Amazônia participam significativamente como base da cadeia alimentar dos organismos existentes nos rios de águas claras, pretas e brancas (KRÜGER et al., 2012).

É visto que a sistematização e o entendimento da função ecológica desses fungos necessitam ser conhecido devido ao seu potencial biotecnológico na produção de antimicrobianos, enzimas e outras substâncias de interesse (OLIVEIRA et al., 2003).

Por outro lado, esses estudos devem ser realizados devido à importância desses fungos que possuem capacidade de esporulação em condições de poluição, em baixas concentrações de oxigênio e com o aumento de destruição de habitats, e desta forma, a ciência vem perdendo conhecimento desta diversidade devido à falta de pesquisadores, o que será relevante para as próximas gerações, além de perder a possibilidade de utilização destes para fins biotecnológicos e até para a própria remediação de seus habitats (DUARTE et al., 2008; CORTEZ et al., 2016).

2.2 Biorremediação

Biorremediação é o processo de restaurar ecossistemas e criar condições para que se restabeleçam os processos ecológicos naturais de cada ecossistema, onde, dentre as inúmeras tecnologias para remediação, destaca-se a biorremediação, como uma opção para promover a restauração do local ou a remoção ou neutralização de elementos contaminantes (SOARES et al., 2011).

O objetivo da biorremediação, quando usada como técnica de tratamento em áreas contaminadas, é induzir ou acelerar os processos biológicos naturais de reciclagem de compostos de interesse, incluindo compostos orgânicos ou inorgânicos (FRANCISCO et al., 2018). Assim, o desafio principal é utilizar a capacidade dos microrganismos de degradar matéria orgânica para degradar compostos orgânicos tóxicos, tanto de origem natural como compostos sintéticos (COSTA et al., 2017).

Os poluentes podem contaminar direta e indiretamente os recursos hídricos superficiais e subterrâneos (MORAES et al., 2016). A poluição pode ser física, compreendendo o transporte de sedimentos, a formação de bancos de lodos, mudanças de cor, alteração de velocidade e química, quando ocorrem alterações das características de

potabilidade das águas pelo lançamento de resíduos industriais perigosos, como metais pesados, óleos, entre outros (HYDE et al., 1997).

Esse processo biotecnológico vem sendo utilizada há vários anos e, em certos casos, apresenta menor custo e maior eficiência na remoção dos contaminantes do que as técnicas físico químicas, sendo atualmente utilizada em escala comercial no tratamento de diversos resíduos e na remediação de áreas degradadas (SOARES et al., 2011).

As técnicas de biorremediação podem ser classificadas segundo o tratamento e a fase utilizada. De acordo com o tipo de tratamento, as técnicas de biorremediação são denominadas *in situ* e *ex situ*. Essas técnicas devem levar em conta os poluentes, o custo dos processos e, principalmente, a concentração final do contaminante, ao término do tratamento, como aceitável para o tipo de resíduo e para o uso futuro da área (OLIVEIRA et al., 2006).

A biorremediação é baseada em três princípios básicos: a presença do microrganismo com capacidade metabólica, a disponibilidade do contaminante e as condições ambientais adequadas para o crescimento e atividade microbiana correlacionado com os graus de degradação encontrados na água (ANDRADE et al., 2010).

Os fungos aquáticos, como os fungos em geral, desempenham o papel de decompositores na natureza, colaborando para a renovação e reciclagem de materiais no solo e na água, exercendo um papel importante para o desenvolvimento sustentável (SOARES et al., 2011).

A utilização de bactérias do gênero *Pseudomonas* para descontaminação de áreas poluídas por petróleo ou pesticidas, os microrganismos desse gênero e outras são capazes de oxidar diversas substâncias orgânicas, convertendo-as em compostos não prejudiciais ao ambiente (BOGER et al., 2015).

O uso de fungos na remoção de poluentes começou a ser estudado nos últimos trinta ano do século XX, onde os primeiros trabalhos relatados eram com uso de *Saccharomyces*

cerevisiae para remoção de contaminantes (DHANESEKARAN et al., 2006). Mesmo assim, foi apenas nas últimas décadas que houve incremento nas pesquisas de biodegradação por fungos (BOGER et al., 2015).

Um dos fungos que podem ser utilizados na biorremediação de águas é o *Stropharia rugosoannulata*, da família Strophariaceae, onde, seu micélio, denominado como filtro, degrada a matéria orgânica em excesso, eliminando-a do curso d'água, reequilibrando as condições físico-químicas da água possibilitando a continuidade e equilíbrio da vida aquática e recuperando a qualidade da mesma (BÖCKLER et al., 2017).

Muitos fungos e bactérias têm sido utilizados na remoção de metais pesados de efluentes industriais, onde o uso de fungo tem se destacado em relação aos outros microrganismos na remoção de metais do ambiente, pois eles apresentam maior resistência a metais tóxicos, o que proporciona seu crescimento e desenvolvimento em meios que contenham altas concentrações desses poluentes (PEREIRA et al., 2012).

Como forma de solucionar o problema de recuperação de águas que possuem contato com esgoto doméstico, a biotecnologia tem se voltado para o estudo de microrganismos, a fim de manipular e modificar, aumentando sua eficácia despoluidora (SEIFERT et al., 2011).

Os microrganismos podem ser empregados para eliminar contaminantes específicos de água de rios, lagos e igarapés, onde a biorremediação oferece algumas vantagens sobre outras técnicas de remediação, pois é ecologicamente correta, não altera o equilíbrio dos ecossistemas, visando somente à biodegradação dos compostos poluentes (MORAIS et al., 2016).

2.3 Igarapés urbanos

Igarapé é um riacho que liga duas ilhas entre si ou uma ilha à terra firme, a Amazônia possui a maior bacia fluvial do planeta, com 700.000 km², onde a região Amazônica constitui uma das reservas aquáticas mais densas do mundo, com exceção dos rios que nascem nas altas

montanhas dos Andes, quase todos os rios Amazônicos são resultantes da junção de pequenos igarapés (ALENCAR et al., 2012).

A classificação geral destas águas ocorre em três tipos, baseado em suas propriedades físicas, químicas e biológicas: rios de água limpa e transparente, de cor verde, verde amarelo, verde oliva são chamados de rios de água clara; os rios de água transparente, de cor verde escuro, marrom, são chamados de rios de água preta; rios de água turva, barrenta e amarela são chamados de rios de água branca (SIOLI, 1956).

Rios de água preta têm alto teor de substâncias dissolvidas e alta carga de matéria em suspensão, fértil, alta produtividade natural e produção potencial, resultando na quantidade de nutrientes no solo ser relativamente alta, e certo nível é renovado todos os anos (SILVA et al., 2012).

Os rios de água branca apresentam coloração amarelada devido à quantidade considerável de argila, como o rio Amazonas, Madeira, Purus, Trombetas e muitos outros subjacentes de grande escala (SIOLI, 1956). Outra característica dos rios de água branca é a instabilidade dos seus leitos que estão em modificação pela ação da sedimentação e erosão (DO AMARAL, 1955).

Especificamente, nos casos das cidades amazônicas, que foram fundadas às margens dos cursos inferiores dos rios, problemas de poluição hídrica vão se somando com a ocupação desordenada ao longo dessas margens, formando um cenário de alterações que tem degradado o ambiente urbano e a principal paisagem da região e águas no seu entorno (SILVA et al., 2014).

Essa poluição é grave principalmente nos rios de ordens inferiores na Amazônia, onde em áreas com falta de coleta de lixo, são os mesmos simplesmente lançados nos cursos de água como entulhos de obra, carcaças de eletrodomésticos, mobília e todo tipo de material imprestável, resíduos sólidos e esgotos domésticos, rejeitos de serrarias, entre outros, estando presentes nas águas, importando em prejuízos à saúde e ao bem-estar das populações (COUCEIRO et al., 2006).

Segundo o Conselho Nacional do Meio Ambiente – CONAMA na resolução nº 357, de 17 de março de 2005, dispõe sobre a classificação dos corpos de água e diretrizes ambientais para o seu enquadramento, bem como estabelece as condições e padrões de lançamento de efluentes (BRASIL-CONAMA, 2005).

As águas doces são classificadas em: Classe 1 → águas que podem ser destinadas: a) à recreação de contato primário; b) à proteção das comunidades aquáticas; c) à aquicultura e à atividade de pesca; d) ao abastecimento para consumo humano após tratamento convencional ou avançado; e) à irrigação de hortaliças que são consumidas cruas e de frutas que se desenvolvam rentes ao solo e que sejam ingeridas cruas sem remoção de película, e à irrigação de parques, jardins, campos de esporte e lazer, com os quais o público possa vir a ter contato direto; Classe 2 → águas que podem ser destinadas: a) à pesca amadora; b) à recreação de contato secundário; Classe 3 → águas que podem ser destinadas: a) à navegação; e b) à harmonia paisagística (BRASIL-CONAMA, 2005).

Uma das formas de estimar o grau de degradação de corpos aquáticos é a partir da utilização de índices de qualidade propostos, visando resumir as variáveis em um número que possibilite analisar a evolução da qualidade da água no tempo e no espaço e que sirva para facilitar a interpretação de variáveis ou indicadores (NAHAS et al., 2016).

Durante as cheias, os rios transportam muitas substâncias dissolvidas onde a qualidade e a quantidade do material em suspensão variam entre sistemas fluviais e resultam em grandes diferenças na fertilidade das águas e solos na sua produtividade natural (JUNK et al., 1980). O descarte de esgotos não tratados pode impactar a diversidade microbiana dos ambientes naturais, consequentemente afetando o funcionamento e a saúde dos ambientes aquáticos, onde estudos têm demonstrado que a variação nos ambientes locais e as interações com microrganismos podem moldar a melhoria nas redes fluviais (ORTIZ-VERA et al., 2018).

O crescimento do estado do Acre, consequentemente, gerou o povoamento ao longo das margens de sua rede fluvial (OLIVEIRA et al., 2006). Sem moradia a população de baixa

renda construiu suas casas, principalmente em áreas impróprias para edificação como as margens de rios e igarapés que cortam as cidades, provocando uma extensão de poluição e erosão ocasionada pela retirada da mata ciliar (IBGE, 2018).

Dentre estes cursos d'água que percorrem cursos urbanos está o igarapé São Francisco na cidade de Rio Branco-Acre, caracterizado como o principal afluente do Rio Acre. Este tem 28 km de extensão total, sendo responsável por 70% da drenagem natural do município, abrangendo em seu percurso 21 bairros da cidade, tendo 45.000 moradores que fazem parte de sua área de influência (OLIVEIRA et al., 2006).

O igarapé São Francisco não se difere dos igarapés urbanos onde vem passando por constantes transformações devido aos fatores, tanto externo quanto interno. Com o crescimento da cidade, as pessoas sem ter onde morar se submetem a viver em áreas impróprias para habitação ocasionando uma série de problemas socioambientais urbanos (ALENCAR et al., 2012).

A população não tem condições para adquirir um terreno em um lugar seguro, sem correr o risco de desmoronamento e/ou erosão, uma vez que nestes locais, mesmo sabendo que é área de risco as pessoas decidem morar às margens do igarapé (COSTA et al., 2017).

Nestes locais, há a possibilidade de plantar, pescar e criar animais, porém os problemas socioambientais surgem a partir das ações antrópicas de morar às margens dos rios e igarapé e da não conscientização de preservar o meio ambiente (FERREIRA et al., 2011).

O processo de bioaumentação é uma técnica que aplica microrganismos no lugar específico para aumentar a biodegradação do poluente, é geralmente realizada quando possui uma deficiência na microbiota autóctone, ou seja, presentes nas áreas contaminadas que se pretende recuperar (CASTAÑEDA-RUIZ et al., 2016).

Referências

- ALENCAR, S. R. et al. Avaliação ambiental, físico-química e microbiológica do pesque-pague do clube recreativo grangeiro, Crato-CE. **Cadernos de Cultura e Ciência**, v. 10, n. 1, p. 28-36, 2012.
- ALENCAR, T. S. et al. **Fungos Micorrízicos Arbusculares (FMAs) e Dark Septate Endophytes (DSE): identificação em vegetais do manguezal de Gargaú, São Francisco de Itabapoana, RJ (Brasil)**. 73 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Ambiental) – PPG/EA, Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia Fluminense, 2016.
- ANDRADE, J. A. et al. Biorremediação de solos contaminados por petróleo e seus derivados. **Eclética química**, v. 35, n. 3, p. 17-43, 2010.
- BARTHEM, R. B. et al. Biologia e diversidade dos recursos pesqueiros da Amazônia. **A pesca e os recursos pesqueiros na Amazônia brasileira**, v. 1, n. 1, p. 17-62, 2004.
- BÖCKLER, T. P. et al. Utilização de fungos na biorremediação de águas contaminadas por coliformes fecais. **Revista Thêma et Scientia**, v. 6, n. 2E, p. 282-296, 2017.
- BOGER, B. et al. Micro-poluentes emergentes de origem farmacêutica em matrizes aquosas do Brasil—uma revisão sistemática. **Ciência e Natura**, v. 37, n. 3, p. 725-739, 2015.
- BRASIL, CONAMA. Resolução. 357, de 17 de março de 2005. **Conselho Nacional do Meio Ambiente-CONAMA**, v. 357, 2005.
- CARVALHO, A. B. et al. Contribuições da educação ambiental para mitigação dos efeitos de eventos climáticos extremos na bacia hidrográfica do Igarapé Altamira em Altamira-PA. **Geografia Ensino & Pesquisa**, v. 21, n. 3, p. 196-203, 2017.
- COSTA, M. L. Aspectos geológicos dos lateritos da Amazônia. **Revista Brasileira de Geociências**, v. 21, n. 2, p. 146-160, 2017.
- CASTAÑEDA-RUIZ, R. et al. **Fungal diversity of central and south America**. Biology of microfungi. Springer: Cham. 2016. p. 197-217.
- CORTEZ, A. C. et al. **Influência da sazonalidade e do modo de coleta na diversidade de fungos decompositores de madeira submersa de ambientes aquáticos da Região Amazônica**. 2016. 89 f. Tese (Doutorado em Biotecnologia) - Universidade Federal do Amazonas, Manaus, 2016.
- COUCEIRO, S. R. et al. Effects of an oil spill and discharge of domestic sewage on the insect fauna of Cururu stream, Manaus, AM, Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 66, n. 1, p. 35-44, 2006.
- DANG, C. K. et al. Temperature oscillation coupled with fungal community shifts can modulate warming effects on litter decomposition. **Ecology**, v. 90, n. 1, p. 122-131, 2009.
- DESCALS, E. et al. Techniques for handling Ingoldian fungi. **Methods to Study Litter Decomposition**. Springer: Dordrecht, 2005. p. 129-141.

DHANASEKARAN, V. et al. Molecular taxonomy, origins and evolution of freshwater ascomycetes. **Fungal Diversity**, v. 23, n. 1, p. 351-390, 2006.

DO AMARAL, S. E. Sedimentologia e geologia das camadas perfuradas na região da foz do Rio Amazonas. Boletim da Faculdade de Filosofia Ciências e Letras, Universidade de São Paulo. **Geologia**, v. 1, n. 12, p. 5-91, 1955.

DUARTE, S. et al. High diversity of fungi may mitigate the impact of pollution on plant litter decomposition in streams. **Microbial Ecology**, v. 56, n. 4, p. 688-695, 2008.

FERREIRA, S. J. et al. Efeito da pressão antrópica sobre igarapés na Reserva Florestal Adolpho Ducke, área de floresta na Amazônia Central. **Acta Amazonica**, v. 42, n. 4, p. 480-491, 2011.

FRANCISCO, W. C. et al. Biorremediação. **Nucleus**, v. 15, n. 1, p. 249-256, 2018.

GESSNER, M. O. et al. 17 Fungal Decomposers of Plant Litter in Aquatic Ecosystems. **Environmental and microbial relationships**, v. 4, n. 1, p. 301-302, 2007.

GROSSART, H. et al. Discovery of dark matter fungi in aquatic ecosystems demands a reappraisal of the phylogeny and ecology of zoosporic fungi. **Fungal Ecology**, v. 19, n.1, p. 28-38, 2016.

HYDE, K. D. et al. Fungi on submerged wood in a small stream on Mt Lewis, North Queensland, Australia. **Muelleria**, v. 10, n. 145, p. 145-157, 1997.

IBGE – INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Conta Satélite da Saúde – Brasil: 2010-2015**. Rio de Janeiro, 2017. Disponível em: <<https://biblioteca.ibge.gov.br/visualizacao/livros/liv101437.pdf>>. Acesso em: 08 fev. 2018.

INGOLD, C. T. Aquatic hyphomycetes of decaying alder leaves. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 25, n. 4, p. 33-339, 1942.

JONES, E. B. Tropical aquatic fungi. **Biodiversity and Conservation**, v. 21, n. 9, p. 2403-2423, 2012.

JUNK, W. J. Áreas inundáveis-Um desafio para limnologia. **Acta Amazonica**, v. 10, n. 4, p. 775-795, 1980.

KRAUSS, G. et al. Fungi in freshwaters: ecology, physiology and biochemical potential. **FEMS Microbiology Reviews**, v. 35, n. 4, p. 620-651, 2011.

KRÜGER, M. et al. Phylogenetic reference data for systematics and phylotaxonomy of arbuscular mycorrhizal fungi from phylum to species level. **New Phytologist**, v. 193, n. 4, p. 970-984, 2012.

MONTEIRO, J. S. Two new species of *Ceratosporella* (anamorphic fungi) from Brazilian Amazon forest. **Nova Hedwigia**, v. 98, n. 3-4, p. 481-490, 2014.

- MORAIS, M. C.; CORIOLANO, A. C. Biorremediação, uma alternativa na utilização em áreas degradadas pela indústria petrolífera. **HOLOS**, v. 7, n. 1, p. 133-150, 2016.
- NAHAS, M. I. et al. Metodologia de construção do índice de qualidade de vida urbana dos municípios brasileiros (IQVU-BR). **Anais ABEP**, p. 1-20, 2016.
- OLIVEIRA, C. A. et al. Decomposition of *Arachis pintoi* and *Hypparrhenia rufa* litters in monoculture and intercropped systems under lowland soil. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 38, n. 9, p. 1089-1095, 2003.
- OLIVEIRA, M. C. et al. **Avaliação geológico-geotécnica da cidade de Rio Branco – Acre**. Diretoria de Hidrologia e Gestão Territorial – DHT, Manaus, 2006.
- ORTIZ-VERA, M. et al. Influence of water quality on diversity and composition of fungal communities in a tropical river. **Scientific Reports**, v. 8, n. 14799, p. 1-9, 2018.
- PARK, D. Methods of detecting fungi in organic detritus in water. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 58, n. 2, p. 281-290, 1972.
- PEREIRA, A. R. et al. Uso de micro-organismos para a biorremediação de ambientes impactados. **Revista Eletrônica em Gestão, Educação e Tecnologia Ambiental**, v. 6, n. 6, p. 995-1006, 2012.
- REES, G. et al. Observations on the attachment of spores of marine fungi. **Botanica Marina**, v. 27, n. 4, p. 145-160, 1984.
- SANTI, G. M. et al. Variabilidade espacial de parâmetros e indicadores de qualidade da água na sub-bacia hidrográfica do igarapé São Francisco, Rio Branco, Acre, Brasil. **Ecologia Aplicada**, v. 11, n. 1-2, p. 23-31, 2012.
- SEIFERT, K. A. The genera of Hyphomycetes. **Persoonia: Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi**, v. 27, n. 1, p. 119-129, 2011.
- SHEARER, C. A. et al. Fungal biodiversity in aquatic habitats. **Biodiversity and Conservation**, v. 16, n. 1, p. 49-67, 2007.
- SILVA, L. M. **Estudo da correlação entre o oxigênio dissolvido e a matéria orgânica em diferentes ambientes aquáticos da Região Amazônica**. 2012. 108 f. Dissertação (Mestre em Química) - Universidade Federal do Amazonas, Manaus, 2012.
- SILVA, S. S. et al. Fungos conidiais associados a substratos vegetais submersos em algumas áreas do bioma Caatinga. **Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro**, v. 65, n. 2, p. 527-538, 2014.
- SIOLI, H. As águas da região do alto Rio Negro (Biologia aquática; Física da água; Química da água; Hidrogeologia; Hidrografia; Amazônia; Brasil). **Erdkunde**, v. 1, n. 32, p. 117-155, 1956.
- SOARES, I. A. et al. Fungos na biorremediação de áreas degradadas. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 78, n. 2, p. 341-350, 2011.

OBJETIVOS

3.1 Geral

Selecionar fungos autóctones para biorremediação do igarapé São Francisco da Cidade de Rio Branco – Acre.

3.2 Específicos

3.2.1 Realizar revisão bibliográfica sobre fungos aquáticos ocorrentes no Brasil;

3.2.2 Descrever a diversidade de fungos aquáticos presentes no igarapé São Francisco da cidade de Rio Branco;

3.2.3 Avaliar a capacidade de biorremediação de água contaminada por efluentes domésticos.

CAPITULO I

Fungos aquáticos ocorrentes no Brasil

Fungos aquáticos ocorrentes no Brasil

Veluma Martins Pereira¹; Clarice Maia Carvalho^{1,2}.

¹ Programa de Pós-Graduação em Ciência, Inovação e Tecnologia para a Amazônia, Universidade Federal do Acre, Rio Branco, Acre, Brasil.

² Centro de Ciências Biológicas e da Natureza da Universidade Federal do Acre, Rio Branco, Acre, Brasil.

* Autor correspondente: claricemaiacarvalho@gmail.com (Clarice Maia Carvalho).

Resumo

A diversidade de fungos encontrados em ambientes aquáticos ainda é algo novo na literatura, sendo a abundância e diversidade destes geralmente baixos em sistemas tropicais e subtropicais, devido à concorrência de outros decompositores na colonização da matéria orgânica. Assim, o objetivo desse trabalho foi realizar uma revisão sistemática sobre os fungos aquáticos ocorrentes no Brasil, com um levantamento de novas ocorrências de espécies ou gêneros desses fungos no Brasil. Utilizaram-se as bases de dados Scientific Electronic Library Online (SCIELO), National Institute of Health (PUBMED) e Google acadêmico, utilizando os descritores: Fungi aquatic Brazil, fungi freshwater Brazil e fungi igarapé Brazil. Os critérios para exclusão foram artigos duplicados, fora do objetivo da pesquisa e estudos realizados fora do Brasil. Foram selecionados 11 trabalhos, sendo descritos 543 fungos aquáticos, distribuídos em 210 gêneros. Quatro trabalhos referentes ao bioma Amazônia, três Cerrado, quatro Caatinga, dois Mata Atlântica, e nenhum encontrado para os biomas Pantanal e Pampa. O bioma Caatinga apresentou maior abundância e riqueza de fungos descritos, onde os gêneros mais frequentes foram *Thozetella* (8,6%), *Acaulospora* (7,7%) e *Fusarium*. (5,8%), sendo na maioria dos estudos (33,4%) utilizando como amostra folhas em decomposição. Assim, este estudo apresenta como sugestão que sejam realizados estudos que resultem no aumento do conhecimento dos padrões de distribuição, ecologia e identificação de espécies de fungos aquáticos do Brasil.

Palavras-chaves: Microrganismo aquático; Água doce; Bioma brasileiro.

Abstract

The diversity of fungi found in aquatic environments is still new in the literature, with abundance and diversity being generally low in tropical and subtropical systems due to competition from other decomposers in the colonization of organic matter. Thus, the objective of this work was to perform a systematic review on aquatic fungi occurring in Brazil, with a survey of new occurrences of species or genera of these fungi in Brazil. Scientific Electronic Library Online (SCIELO), National Institute of Health (PUBMED), Science Direct and Google scholar, using the descriptors: Fungi aquatic Brazil, fungi freshwater Brazil and fungi igarapé Brazil. The criteria for exclusion were duplicate articles, outside the scope of the research and studies conducted outside Brazil. Eleven studies were selected, describing 543 aquatic fungi, distributed in 210 genera. Four works related to the Amazon biome, three Cerrado, four Caatinga, two Atlantic Forest, and none found for the Pantanal and Pampa biomes. The Caatinga biome presented higher abundance and richness of fungi described, where the most frequent genera were *Thozetella* (8.6%), *Acaulospora* (7.7%) and *Fusarium*

(5.8%), being in the majority of the studies (33.4%) using as sample the leaves in decomposition. Thus, this study presents as a suggestion that studies are conducted that result in increased knowledge of the distribution patterns, ecology and identification of aquatic fungi species in Brazil.

Key-words: Aquatic microorganism. Fresh water. Brazilian biome.

Introdução

Os sistemas aquáticos são habitados por uma diversidade de decompositores que utilizam tecidos vegetais mortos como fonte de energia, dentre eles, encontra-se os fungos aquáticos (JIANG et al., 2017). Esses fungos ocorrem mais comumente e abundantemente em folhas decíduas que se decompõem em águas correntes (INGOLD, 1942).

Uma das observações mais notáveis é que a diversidade de espécies desses fungos tende a aumentar em direção ao Equador, mas essa tendência é menor no caso de organismos de água doce (BERNARDE, 2007). Foi proposto que a riqueza de espécies de fungos aquáticos atinge seu pico em latitudes médias (MANJARRES et al., 2004).

Devido aos seus regimes climáticos e hidrológicos contrastantes, os trópicos e subtópicos abrangem diversos ambientes que vão desde zonas desérticas secas e florestas secas a florestas úmidas pantanosas, também abrangendo uma variedade de altitudes (CANHOTO et al., 2017).

Estudos com diversidade e abundância de fungos aquáticos apresentam números geralmente baixos em sistemas tropicais e subtropicais, onde alguns fatores podem estar relacionados a isso, como sazonalidade, baixa produção de conídios, condições físicas, baixo teor de nutrientes em águas correntes, baixa qualidade de substratos e concorrência de outros decompositores na colonização de conídios em matéria orgânica (SINGH et al., 2014).

Quando submersos, os fungos aquáticos geralmente investem $\geq 60\%$ de sua produção em conídios grandes, hialinos e de paredes finas (FIUZA et al., 2017). A taxa de esporulação

pode atingir 7×10^6 conídios g de massa seca por dia, e frequentemente atinge o pico antes da biomassa fúngica (NASCIMENTO et al., 2016).

A colonização começa com a fixação de esporos de fungos aquáticos à matéria orgânica, sendo afetado principalmente pela morfologia e estrutura da superfície, e é uma pré-condição para a germinação de esporos e invasão de substrato por hifas (CANHOTO et al., 2017). Até onde estudado, não foram observados efeitos de temperatura na fixação de conídios em folhas ou outras superfícies, no entanto, as espécies de fungos diferem na composição química de suas taxas de germinação (GESSNER et al., 2007). Além disso, o desenvolvimento requer considerável investimento metabólico e é provável que a temperatura afete as taxas e eficiência a fixação e, portanto, a colonização fúngica (BÄRLOCHER, 2016).

Seu domínio sobre as folhas que se decompõem em ambientes aquáticos está relacionado à capacidade de permanecer ativo em temperaturas muito baixas, e à liberação de grandes quantidades de esporos tetrarádicos e sigmóides que facilitam a fixação de esporos nas superfícies com águas turbulentas (GESSNER et al., 2007).

Atualmente, dos sete filos propostos para o reino Fungi (Microsporidia, Chytridiomycota, Blastocladiomycota, Neocallimastigomycota, Glomeromycota, Ascomycota e Basidiomycota) (WIJAYAWARDENE et al., 2017), a maioria dos fungos aquáticos pertence aos Filos Ascomycota e aos Chytridiomycota, e são relatados em menor número os Basidiomycota (GROSSART et al., 2016).

Até o presente momento, os países temperados, devido ao seu esforço amostral, descreveram a maior parte do conhecimento que se possui sobre os fungos presentes em ambientes aquáticos (CORTEZ et al., 2016).

Estudos sobre a composição de fungos de água doce têm sido feitos ao longo dos últimos 50 anos com aproximadamente 3.050 táxons de fungos relatados para habitats aquáticos (água doce e oceânica) (KODSUEB et al., 2016).

Apesar de serem considerados de importância ecológica, os fungos de água doce ainda são pouco pesquisados sobre a diversidade, ecologia e distribuição no Brasil, sendo necessários estudos para compreender a função e interação em águas negras, brancas e argilosas, assim como a alta demanda de novos pesquisadores capacitados na identificação destes organismos (SEIFERT et al., 2011).

Esse trabalho teve como objetivo realizar uma revisão sistemática sobre os fungos aquáticos ocorrentes no Brasil.

Material e Métodos

O presente estudo é uma revisão sistemática de literatura, baseada em Galvão e Pereira (2014), seguindo os seguintes passos:

- a) Elaboração da pergunta de pesquisa: quais fungos aquáticos descritos na literatura ocorrentes no Brasil?
- b) Busca na literatura: foram pesquisados artigos científicos nas bases: Scientific Electronic Library Online (SCIELO), National Institute of Health (PUBMED) e Google Acadêmico, utilizando os descritores: Aquatic Fungi Brazil, Freshwater fungi Brazil e fungi igarapé Brazil. Entraram no estudo artigos nas línguas portuguesa e inglesa, publicados de 1999 até setembro de 2018. A quantidade de artigos encontrados na busca está organizada na Tabela 1;
- c) Seleção dos artigos: os critérios para exclusão foram artigos duplicados (encontrados em mais de uma base de busca), fora do objetivo da pesquisa e estudos realizados fora do Brasil;
- d) Extração dos dados: após a seleção dos artigos foram selecionados um total de 11 trabalhos, sendo três (3) sobre o bioma Amazônia, quatro (4) da Caatinga, dois (2) do Cerrado, dois (2) da Mata Atlântica, e nenhum encontrado para Pantanal e Pampa,

sendo estes utilizados nos resultados do presente estudo. Além dos artigos selecionados, também foram utilizados outros trabalhos para elaboração da introdução e enriquecimento da discussão deste artigo;

e) Síntese dos dados: Os dados foram organizados em gráficos e descritos no texto de acordo com o bioma brasileiro de ocorrência;

f) Redação discussão dos resultados: A descrição e discussão dos dados estão no tópico “Resultados e Discussão” que vem na sequência.

Tabela 1. Publicações sobre fungos aquáticos ocorrentes no Brasil.

Descritores	SCIELO	PUBMED	GOOGLE	Total
Fungi aquatic Brazil	14	25	32	71
Fungi freshwater Brazil	2	32	25	59
Fungi igarapé Brazil	1	2	5	8
Total	17	62	62	279

Resultados

No Brasil foram relatados 11 trabalhos, sendo descritos 543 fungos aquáticos, distribuídos em 210 gêneros. Dentre os gêneros relatados nos biomas brasileiros, os mais frequentes foram *Thozetella* (8,6%), *Acaulospora* (7,7%) e *Fusarium* sp. (5,8%). Sendo na maioria dos estudos utilizando como amostra folhas em decomposição (33,4%). A Figura 2 apresenta os cinco gêneros de fungos aquáticos mais descritos por Bioma ocorrentes no Brasil.

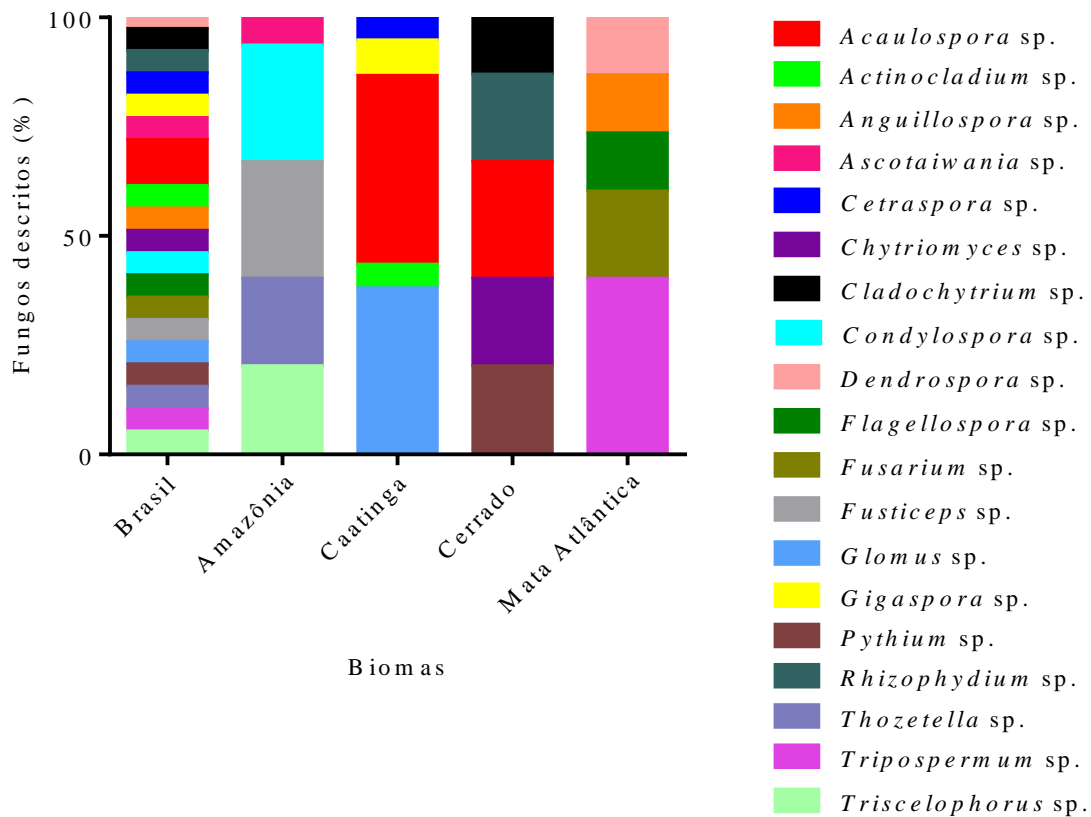


Figura 2. Cinco fungos aquáticos mais descritos nos biomas do Brasil no período de 1999 a 2018.

Para o Bioma Amazônia foram relatados três trabalhos, sendo apresentados 69 fungos, difundidos em 51 gêneros. As amostras usadas nos estudos foram folhas, galhos e água. Os gêneros mais frequentes foram *Condylospora* (5,9%), *Fusticeps* (5,9%) e *Thozetella* (4,4%) (Figura 3). Foram relatados como primeira ocorrência 29 fungos: *Alatospora acuminata*, *Anguillospora longissima*, *Annulatascus* sp., *Arachnophora combuensis*, *Articulospora tetracladia*, *Ascotaiwania* sp., *Atrogeniculata submersa*, *Calvatia gigantea*, *Ceratosporella amazonica*, *Ceratosporella hernandezii*, *Condylospora flexuosa*, *Condylospora spumigena*, *Dictyochaeta santa-barbarensis*, *Dwayaangam cornuta*, *Flammispora* sp., *Fluviatispora reticulata*, *Fusticeps lampadiformis*, *Fusticeps papillatus*, *Helicodochium amazonicum*, *Lasiosphaeria* sp., *Longicollum biappendiculatum*, *Nigrolentilocus amazonicus*, *Thozetella coronata*, *Thozetella ipisiloidea* e *Tricladium curvisporum*.



Figura 3. Abundância de fungos aquáticos descritos no Bioma Amazônia - Brasil.

No Bioma Caatinga foram relatados quatro trabalhos, sendo identificados 94 fungos aquáticos distribuídos em 57 gêneros. Os materiais utilizados nos estudos foram folhas, galhos, casca e solo. Os gêneros que apresentaram maior frequência foram *Acaulospora*

(17,1%), *Glomus* (14,6%) e *Gigaspora* (3,2%) (Figura 4). Os fungos descritos pela primeira vez foram *Actinocladium longiramosum*, *Actinocladium verruculosum*, *Brachydesmiella anthostomelloidea*, *Cacumisporium pleuroconidiophorum*, *Camposporidium cristatum*, *Dactylaria hyalotunicata*, *Dicyma vesiculifera*, *Dischloridium inaequiseptatum*, *Falcocladium sphaeropedunculatum*, *Fusariella concinna*, *Fusariella obstipa*, *Helicomycetes roseus*, *Heliocephala zimbabwensis*, *Inesiosporium longispirale*, *Ingoldiella hamata*, *Lauriomyces sakaeratensis*, *Pleurophragmium malaysianum*, *Subulispora procurvata*, *Triscelophorus acuminatus* e *Xylomyces aquaticus*.

No Bioma Cerrado foram relatados dois trabalhos, apresentando identificação de 46 fungos organizados em 36 gêneros, sendo os gêneros com maior incidência *Achlya* (8,7%), *Chytrium* (6,6%) e *Pythium* (6,6%) (Figura 5). As amostras utilizadas nos estudos foram folhas em decomposição, água e solo. Com relação às primeiras ocorrências, este bioma identificou os fungos *Pestalotia*, *Pestalotiopsis*, *Trichoderma*, *Cylindrocladium scoparium*, *Epicoccum nigrum*, *Leptolegniella keratinophila*, *Olpidiopsis achlyae*, *Pythium echinulatum*, *Pythium rostratum* e *Pythium vexans*.

E por fim, no Bioma Mata Atlântica foram descritos dois trabalhos, com identificação de 49 fungos aquáticos e 35 gêneros, sendo os mais identificados *Tripaspermum* (12,3%), *Fusarium* (6,2%) e *Graphium* (4,1%) (Figura 6). Foram usados como amostra água com material orgânica e folhas. As primeiras ocorrências foram os fungos *Anguillospora crassa*, *Flagellospora curvula*, *Lunulospora curvula*, *Mucor amphibiorum*, *Mucor pravagensis*, *Parasitella parasítica*, *Rhizopus stolonifera*, *Rhopalomyces* sp., *Tripaspermum myrti* e *Triscelophorus monosporus*.

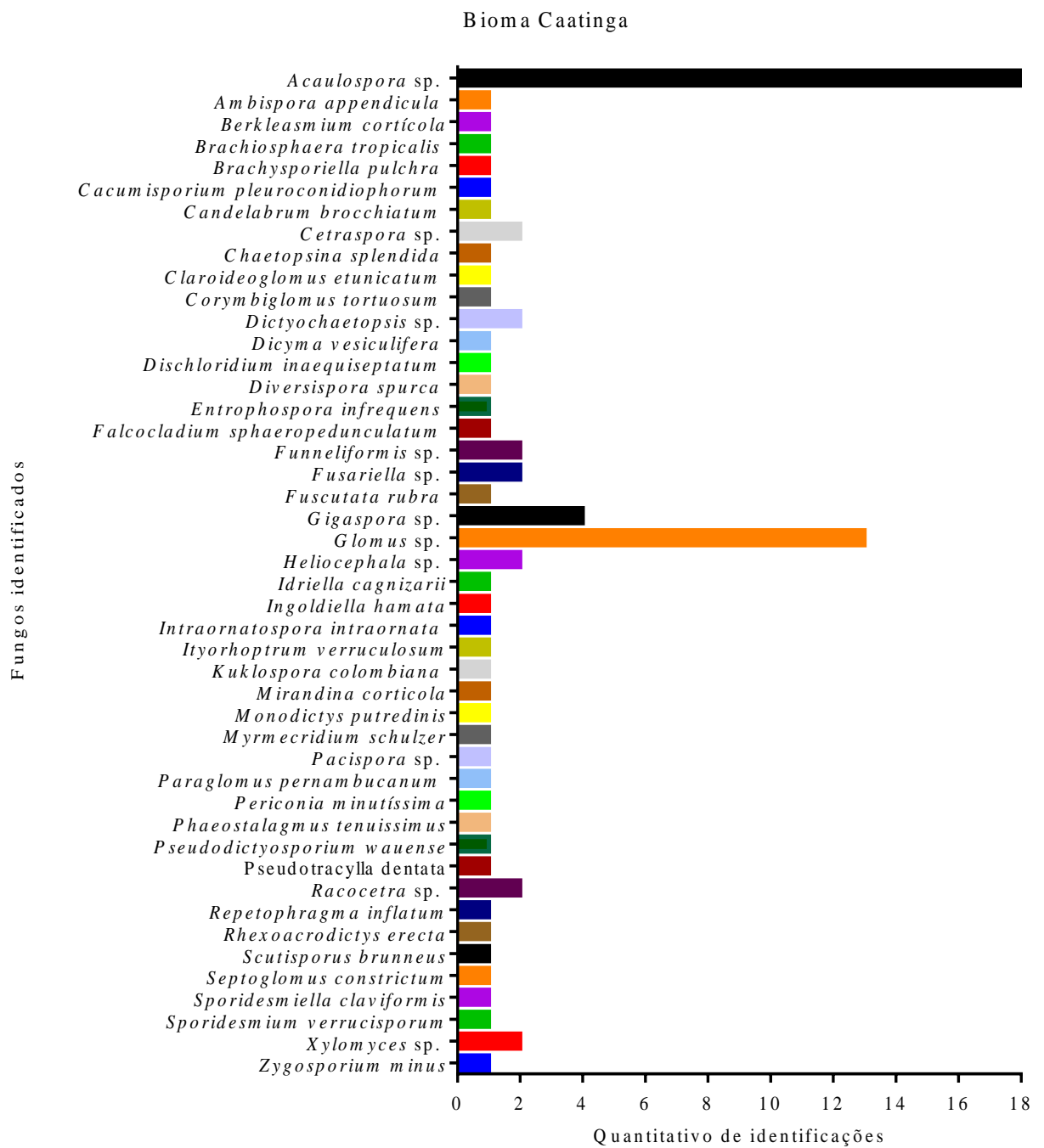


Figura 4. Abundância de fungos aquáticos descritos no Bioma Caatinga - Brasil.



Figura 5. Abundância de fungos aquáticos descritos no Bioma Cerrado - Brasil.

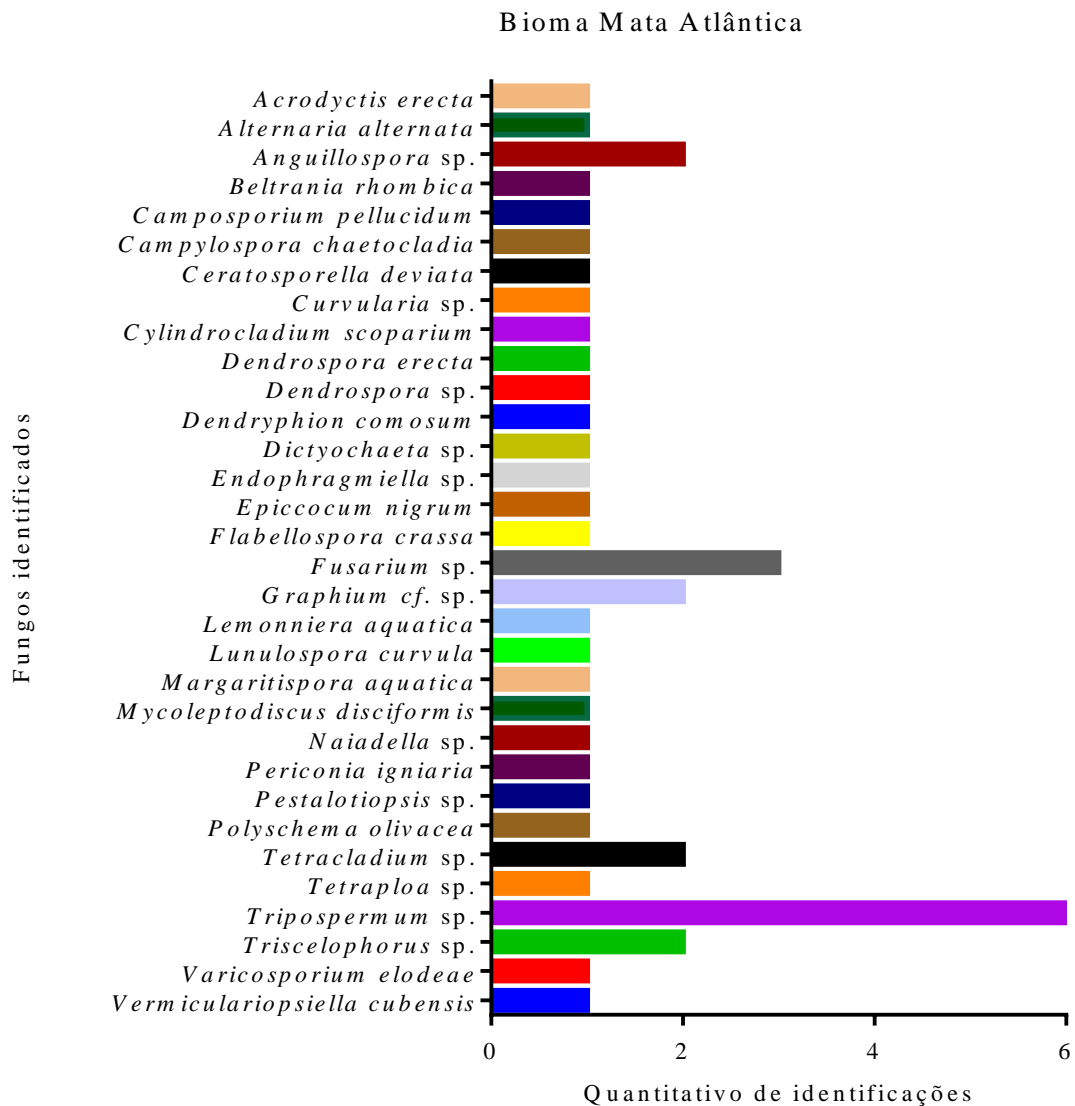


Figura 6. Abundância de fungos aquáticos descritos no Bioma Mata Atlântica - Brasil.

Discussão

Neste estudo, foram analisados os trabalhos relacionados a fungos aquáticos do Brasil. A análise identificou 11 trabalhos e apresentados 543 fungos, distribuídos em 210 gêneros com os mais frequentes sendo *Thozetella* (8,6%), *Acaulospora* (7,7%) e *Fusarium* sp. (5,8%).

As amostras utilizadas na maioria dos estudos no Brasil foram folhas em decomposição (33,4%), onde estudos em meio aquático indicam que as folhas são colonizadas

primeiramente por fungos (KRAUSS et al., 2011), mas os materiais lenhosos geralmente são colonizados por fungos aquáticos, devido à presença de resistência em períodos de desidratação quando os substratos emergem (SIVICHAI et al., 2002).

Dos 11 trabalhos selecionados, 25% pertencem ao bioma Amazônia totalizando a identificação de 69 fungos, utilizando como amostra folhas, galhos e madeira em decomposição. Os estudos foram realizados somente nos estados do Amazonas e Pará, mostrando assim a escassez de estudos nos outros estados deste bioma. Foram identificados fungos em primeira ocorrência, como os gêneros *Fusticeps* e *Triscelophorus*. O conhecimento de fungos presentes em ambientes aquáticos do bioma amazônico é praticamente nulo (MONTEIRO et al., 2014), demonstrando a necessidade de capacitação de profissionais, assim como a produção de novos estudos nos estados sem identificações de fungos aquáticos (MONTEIRO et al., 2014; FIUZA et al., 2015; CORTEZ et al., 2016).

No Bioma Caatinga, foram relatados 33,4% do total de trabalhos no Brasil sendo identificados 94 fungos aquáticos. Os estudos foram realizados nos estados da Bahia, Pernambuco, Piauí e Rio Grande do Norte, utilizaram amostras de folhas, galhos, casca e solo. Todos os quatro estudos no Bioma Caatinga foram relacionados à descrição e taxonomia de novas gêneros/espécies, resultando na descrição de duas novas espécies do gênero *Fusariella* (CRUZ et al., 2009), além do registro de 25 novas ocorrências de fungos. A diversidade fúngica em ecossistemas áridos e semiáridos pode ser considerada igual ou superior quando comparada à de ambientes úmidos (CRUZ et al., 2009; BARBOSA et al., 2011; ALMEIDA et al., 2012; SILVA et al., 2014). A maior quantidade de trabalhos realizados neste bioma levou a maior descrição de fungos aquáticos, e provavelmente, este resultado foi devido à maior número de especialistas nesses estados e maior esforço amostral.

O Bioma Cerrado apresentou 20,8% dos estudos do país, sendo identificados 46 fungos somente no estado de São Paulo, usando amostras de água, solo e folha. Foi identificados fungos do gênero *Pythium*, as novas espécies, *Pythium echinulatum*, *Pythium rostratum* e *Pythium vexans* (WELLBAUM et al., 1999; NASCIMENTO et al., 2012). O Bioma Cerrado é considerado o segundo maior bioma do Brasil, sofre intenso desmatamento com o avanço do processo de urbanização e de atividades agropecuárias especialmente no Estado de São Paulo (NASCIMENTO et al., 2012). Apesar da poluição, nos estudos realizados no Cerrado, a diversidade destes organismos neste bioma também se mostrou relevante (WELLBAUM et al., 1999).

O Bioma Mata Atlântica apresentou também 20,8% dos trabalhos citados no Brasil com 49 identificações de fungos. Os trabalhos foram realizados em São Paulo, onde fizeram correlação com animais anfíbios, apesar do foco do projeto não ser microbiologia ambiental foram identificados três fungos Oomycetes: *Dendropsocus sanborni*, *Leptodactylus latrans* e *Hypsiboas pulchellus* (SCHOENLEIN-CRUSIUS et al., 2018).

Pampa e Pantanal não apresentaram trabalhos nesta análise, com levantamento realizado foi observado que mudanças no solo afetam diretamente a comunidade de fungos, principalmente quando essas mudanças são provenientes de ação antrópica (MERCANTE et al., 2011). Apesar do bioma Pantanal ser conhecido como uma zona úmida, com inundações periódicas e responsável pelo equilíbrio do sistema ecológico de toda a região, estes são considerados como desconhecido (MERCANTE et al., 2011).

Frente aos resultados apresentados, este estudo apresenta a escassez de informações sobre fungos aquáticos, mostrando assim a necessidade de realização de estudos e formação de pesquisadores especializados que possibilitem o aumento do conhecimento sobre a distribuição, ecologia e identificação destes fungos nos diferentes biomas do Brasil, principalmente, em biomas ricos em habitat aquáticos, como Amazônia e Pantanal.

Conclusão

A revisão bibliográfica sobre a diversidade de fungos aquáticos no Brasil revelou que o bioma Caatinga apresentou maior abundância e riqueza de fungos descritos.

O gênero *Thozetella* apresentou maior frequência de ocorrência no Brasil, seguido dos gêneros *Acaulospora* e *Fusarium*.

Referências

- ALMEIDA, D. A. et al. Alguns fungos conidiais aquáticos-facultativos do bioma Caatinga. **Acta Botânica Brasílica**, v. 26, n. 4, p. 924-932, 2012.
- BARBOSA, F. R. et al. Conidial fungi from semi-arid Caatinga Biome of Brazil. Rare freshwater hyphomycetes and other new records. **Mycosphere**, v. 2, n. 4, p. 475- 485, 2011.
- BÄRLOCHER, F. Aquatic hyphomycetes in a changing environment. **Fungal Ecology**, v. 19, n. 1, p. 14-27, 2016.
- BERNARDE, P. S. Ambientes e temporada de vocalização da anurofauna no Município de Espigão do Oeste, Rondônia, Sudoeste da Amazônia-Brasil (Amphibia: Anura). **Biota Neotropica**, v. 7, n. 2, p. 87-92, 2007.
- CANHOTO, C. et al. Stream salinization and fungal-mediated leaf decomposition: a microcosm study. **Science of the Total Environment**, v. 599, n.1, p. 1638-1645, 2017.
- CORTEZ, A. C. et al. **Influência da sazonalidade e do modo de coleta na diversidade de fungos decompositores de madeira submersa de ambientes aquáticos da Região Amazônica**. 2016. 89 f. Tese (Doutorado em Biotecnologia) - Universidade Federal do Amazonas, Manaus, 2016.
- CRUZ, A. C. et al. Fungos conidiais na Caatinga: espécies associadas ao folhedo. **Acta Botânica Brasílica**, v. 23, n. 1, p. 999-1012, 2009.
- FIUZA, P. O. et al. Ingoldian fungi of Brazil: some new records and a review including a checklist and a key. **Phytotaxa**, v. 306, n. 3, p. 171-200, 2017.
- GESSNER, M. O. et al. 17 Fungal Decomposers of Plant Litter in Aquatic Ecosystems. **Environmental and microbial relationships**, v. 4, n. 1, p. 301-302, 2007.
- GROSSART, H. et al. Discovery of dark matter fungi in aquatic ecosystems demands a reappraisal of the phylogeny and ecology of zoosporic fungi. **Fungal Ecology**, v. 19, n.1, p. 28-38, 2016.
- INGOLD, C. T. Aquatic hyphomycetes of decaying alder leaves. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 25, n. 4, p. 33-339, 1942.
- JIANG, Y. et al. Plants transfer lipids to sustain colonization by mutualistic mycorrhizal and parasitic fungi. **Science**, v. 356, n. 6343, p. 1172-1175, 2017.
- KODSUEB, R. et al. Relationships between terrestrial and freshwater lignicolous fungi. **Fungal Ecology**, v. 19, n. 1, p. 155-168, 2016.
- KRAUSS, G. et al. Fungi in freshwaters: ecology, physiology and biochemical potential. **FEMS Microbiology Reviews**, v. 35, n. 4, p. 620-651, 2011.

MANJARRES, G. G. et al. Contribución al conocimiento hidrobiológico de la parte baja de los ríos de la vertiente noroccidental de la Sierra Nevada de Santa Marta, Colombia. **Intropica**, v. 1, n. 1, p. 39-50, 2004.

MERCANTE, M. A. et al. Geomorphology and habitat diversity in the Pantanal. **Brazilian Journal of Biology**, v. 71, n. 1, p. 233-240, 2011.

MONTEIRO, J. S. **Fungos conidiais associados a substratos vegetais submersos em fragmentos florestais do bioma Amazônia**. 2014. 209 f. Tese (Doutorado em Biologia de Fungos) Departamento de Micologia, Centro de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 2014.

NASCIMENTO, C. L. Diversidade de fungos zoospóricos da Reserva Biológica de Mogi Guaçu, estado de São Paulo, Brasil. **Rodriguésia-Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro**, v. 63, n. 3, p. 587-611, 2012.

NASCIMENTO, J. M. et al. Estudo da Remoção do Íon Cobre por meio de Biossorção usando Biomassa de Levedura (*Saccharomyces cerevisiae*). **CETEM**, 2016. 50 f.

PEREIRA, M. G.; GALVÃO, T. F. Extração, avaliação da qualidade e síntese dos dados para revisão sistemática. **Epidemiologia e Serviços de Saúde**, v. 23, n. 1, p. 577-578, 2014.

SCHOENLEIN-CRUSIUS, I. H. et al. Riqueza de fungos ingoldianos e de fungos aquático-facultativos no Parque Municipal do Carmo, São Paulo, SP, Brasil. **Hoehnea**, v. 22, n. 3, p. 6-8, 2018.

SEIFERT, K. A. The genera of Hyphomycetes. **Persoonia: Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi**, v. 27, n. 1, p. 119-120, 2011.

SILVA, S. S. et al. Fungos conidiais associados a substratos vegetais submersos em algumas áreas do bioma Caatinga. **Rodriguésia-Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro**, v. 65, n. 2, p. 527-538, 2014.

SINGH, A. et al. Optimal physical parameters for growth of *Trichoderma* species at varying pH, temperature and agitation. **Virology and Mycology**, v. 3, n. 1, p. 127-134, 2014.

SIVICHAI, S. et al. Fungal colonisation of wood in a freshwater stream at Tad Ta Phu, Khao Yai National Park, Thailand. **Fungal Diversity**, v. 10, n. 1, p. 113-129, 2002.

WELLBAUM, C. et al. Fungos filamentosos em folhas do ambiente terrestre e aquático da Ilha dos Eucaliptos, Represa do Guarapiranga, São Paulo, SP. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 22, n. 1, p. 69-74, 1999.

WIJAYAWARDENE, N. N. et al. Notes for genera: Ascomycota. **Fungal Diversity**, v. 86, n. 1, p. 1-594, 2017.

CAPÍTULO II

**Seleção de fungos autóctones para biorremediação do igarapé
São Francisco da Cidade de Rio Branco – Acre**

Seleção de fungos autóctones para biorremediação do igarapé São Francisco da Cidade de Rio Branco – Acre

Veluma Martins Pereira¹; Cydia de Menezes Furtado²; Rui Barbosa de Menezes², Lisandro Juno Soares Vieira^{1,3}; Clarice Maia Carvalho^{1,3}.

¹ Programa de Pós-Graduação em Ciência, Inovação e Tecnologia para a Amazônia, Universidade Federal do Acre, Rio Branco, Acre, Brasil.

² Unidade de Tecnologia de Alimentos da Universidade Federal do Acre, Rio Branco, Acre, Brasil

³ Centro de Ciências Biológicas e da Natureza da Universidade Federal do Acre, Rio Branco, Acre, Brasil.

* Autor correspondente: claricemaiacarvalho@gmail.com (Clarice Maia Carvalho).

Resumo

Os fungos aquáticos desempenham um papel fundamental na decomposição e aceleram o fluxo de nutrientes nos ecossistemas aquáticos, auxiliando em processos de biotratamento. Processos como biorremediação são empregados e desenvolvidos, e com essa perspectiva, pesquisas apontam para o tratamento utilizando fungos. Este trabalho tem como objetivo descrever a diversidade de fungos aquáticos do igarapé urbano São Francisco, da Cidade de Rio Branco – Acre, e selecionar fungos para biorremediação. Foram coletadas amostras de madeira em 10 pontos de coleta ao longo da área urbana do igarapé e um ponto na nascente, totalizando 110 amostras padronizadas no tamanho de 10x3 cm e transportados para o Laboratório de Microbiologia da Universidade Federal do Acre. Após lavagem das amostras, foram colocadas em câmaras úmidas na temperatura ambiente e os ascósporos crescidos foram transferidos para o meio de cultura Ágar Água, as colônias foram então purificadas para o meio Ágar Batata Dextrose – BDA, ambos os meios suplementados com cloranfenicol e transferidos para tubos inclinados contendo meio BDA. Estes fungos foram identificados pela análise macro e micromorfológicas e realizada análise de diversidade utilizando os índices Shannon-Weaver e Simpson. Foi realizada a coleta de água dos 11 pontos e analisadas as variáveis pH, turbidez, condutividade, demanda química de oxigênio e demanda bioquímica de oxigênio, sendo realizadas na Unidade de Tecnologia de Alimentos da Universidade Federal do Acre – UTAL. Já a coleta da água para o biotratamento foi realizada diretamente no P5 e o preparo do fungo foi realizado por meio de crescimento em placas de BDA por 7 dias à 28°C. Após crescimento foram transferidos 20 pugles medindo 5 mm de diâmetro para cada frasco erlenmeyer de 1L contendo 500 mL de meio mínimo para fungos adaptado utilizado a água coletada no P5 do Igarapé São Francisco como diluente. Foi utilizado como controle negativo o meio mínimo sem a inoculação de fungos, nas mesmas condições de tratamento, sendo incubados por 7 dias à 28 °C e agitação de 120 rpm. Foram isolados 106 fungos, organizados em 45 morfoespécies e observados nove gêneros, sendo os mais frequentes *Trichoderma* (33%), *Penicillium* (26%) e *Acremonium* (13%). A análise de diversidade revelou que os pontos 1 e 5 apresentaram o maior valor e os parâmetros de caracterização físico-química demonstraram que os valores nos pontos 8, 9 e 10 estavam acima dos permitidos pelo CONAMA. A Análise de Componentes Principais (PCA) revelou que os parâmetros físico-químicos não agruparam as amostras, sendo turbidez e condutividade parâmetros ambientais que melhor explicaram a diversidade fúngica do igarapé. Após 7 dias

de biotratamento o fungo que obteve o melhor índice foi o *Paecilomyces* sp. 3, alterando principalmente o índice turbidez. Portanto, esse estudo pode contribuir para novos trabalhos da bacia hidrográfica do Igarapé São Francisco, e também para planejamento ambiental dos recursos hídricos.

Palavras-chaves: Fungos aquáticos; Biotratamento; Esgoto doméstico.

Abstract

Aquatic fungi play a key role in decomposition and accelerate nutrient flow in aquatic ecosystems, assisting in biotreatment processes. Processes such as bioremediation are employed and developed, and with this perspective, research points to treatment using fungi. This paper aims to describe the diversity of aquatic fungi in the urban stream São Francisco, from Rio Branco - Acre, and select fungi for bioremediation. Wood samples were collected at 10 collection points along the urban area of the stream and one point at the source, totaling 110 standardized samples of 10x3 cm size and transported to the Microbiology Laboratory of the Federal University of Acre. After washing the samples, they were placed in humid chambers at room temperature and the grown ascospores were transferred to the Agar Water culture medium, the colonies were then purified to the Potato Dextrose Agar - BDA medium, both media supplemented with chloramphenicol and transferred to inclined tubes containing BDA medium. These fungi were identified by macro and micromorphological analysis and diversity analysis was performed using Shannon-Weaver and Simpson indices. Water was collected from the 11 points and analyzed the variables pH, turbidity, conductivity, chemical oxygen demand and biochemical oxygen demand, being performed at the Food Technology Unit of the Federal University of Acre - UTAL. Water collection for biotreatment was performed directly on P5 and fungus preparation was done by growing in BDA plates for 7 days at 28°C. After growth, 20 pugles measuring 5 mm in diameter were transferred to each 1L erlenmeyer flask containing 500 mL of minimum adapted fungal medium, using the water collected in the P5 of Igarapé São Francisco as diluent. Minimal medium without fungal inoculation was used as negative control under the same treatment conditions, being incubated for 7 days at 28 ° C and shaking at 120 rpm. A total of 106 fungi were isolated, organized in 45 morphospecies and nine genera were observed, the most common being *Trichoderma* (33%), *Penicillium* (26%) and *Acremonium* (13%). Diversity analysis revealed that points 1 and 5 had the highest value and the physicochemical characterization parameters showed that the values at points 8, 9 and 10 were above those allowed by CONAMA. Principal Component Analysis (PCA) revealed that the physicochemical parameters did not group the samples, being turbidity and conductivity environmental parameters that best explained the fungal diversity of the stream. After 7 days of biotreatment the fungus that obtained the best index was *Paecilomyces* sp. 3, mainly changing the turbidity index. Therefore, this study may contribute to new works of the São Francisco stream basin, and also to environmental planning of water resources.

Key-words: Water fungi. Biotreatmen. Domestic sewage.

Introdução

Os fungos aquáticos são um grupo ecológico frequentemente encontrado em materiais em decomposição na água doce (INGOLD, 1942). Eles desempenham um papel fundamental

na decomposição e aceleram o fluxo de nutrientes nos ecossistemas aquáticos (GESSNER et al., 2003). Eles produzem esporos assexuados de duas formas: sigmoide ou tetra radiato, utilizando estratégias que se ajustam a um estilo de vida aquático (DUARTE et al., 2008).

As espécies de fungos aquáticos de água doce correspondem a aproximadamente 30% dos Ascomycetes aquáticos (SHEARER et al., 2009). Estes fungos têm uma biomassa e abundância dependente de condições hidroquímicas e estão significativamente correlacionadas com parâmetros como pH, condutividade eletrolítica, formas de nitrogênio e oxigênio (PIETRYCZUK et al., 2018).

Processos que envolvem fungos aquáticos são muito importantes para o funcionamento dos ecossistemas aquáticos (ISAURE et al., 2017). Eles cumprem funções-chave na cadeia alimentar e na circulação da matéria, na decomposição de compostos, incluindo lignina, que não estão disponíveis para muitos outros organismos aquáticos (SOARES et al., 2017).

A existência de microrganismos capazes de decompor compostos e conseqüentemente degradar poluentes é de grande interesse para a biorremediação, sendo os fungos de decomposição um dos grupos que tem obtido maior notoriedade em estudos relacionados a esta área (PATHAK et al., 2018).

No Brasil, estima-se que a produção anual de lixo esteja em torno de 44 milhões de toneladas (PINTO et al., 2018). Onde os efluentes domésticos, provenientes das residências, centros comerciais, são caracterizados por águas residuais contaminadas, basicamente, por fezes humanas e animais, restos de alimentos e detergentes (ENGELMANN et al., 2017).

Os esgotos domésticos provocam dois tipos de contaminação das águas: 1) Contaminação por bactérias - principalmente por coliformes presentes em fezes; 2) Contaminação por substâncias orgânicas recalcitrantes, como detergentes sulfônicos, cuja ação tóxica não é muito acentuada, mas os efeitos secundários são graves (ARCHELA et al., 2003).

Nos últimos anos diversas técnicas de tratamento para efluentes têm sido desenvolvidas no intuito de amenizar ou eliminar o contaminante do meio ambiente (RODRÍGUEZ-JEANGROS et al., 2017). Processos como biorremediação são empregados e desenvolvidos, e com essa perspectiva, pesquisas apontam para o tratamento utilizando fungos (DE CAMPOS et al., 2018).

A biorremediação é definida como a técnica que utiliza organismos vivos para o tratamento de ambientes contaminados, visando à redução de poluentes a níveis não detectáveis, não tóxicos ou aceitos pela legislação ambiental (SALVI et al., 2011). A existência de microrganismos capazes de degradar poluentes é de grande interesse para a biorremediação, sendo os fungos decompositores um dos grupos que tem obtido maiores resultados em estudos relacionados a esta área (PATHAK et al., 2018).

Objetivou-se neste trabalho descrever a diversidade de fungos aquáticos do igarapé urbano São Francisco, da Cidade de Rio Branco – Acre, e selecionar fungos para biorremediação.

Material e Métodos

Área de estudo

O igarapé São Francisco tem origem no rio Purus, situado no município de Boca do Acre no Amazonas, deságua na formação do rio Acre onde se encontra a bacia deste rio. Tem grande importância para o sítio urbano de Rio Branco, uma vez que, após o rio Acre, é o principal coletor da cidade nesta bacia hidrográfica (LIMA et al., 2012).

O igarapé é caracterizado como um dos principais do Rio Acre, com 28 km de extensão total e responsável por 70% da drenagem natural do município, abrangendo em seu percurso 21 bairros da cidade, sendo que 45.000 moradores fazem parte de sua área de influência (SANTI et al., 2012).

Coleta das amostras de madeira

As coletas foram realizadas nos meses de abril, setembro e dezembro de 2018. Foram fixados 10 pontos de coleta ao longo da área urbana do igarapé de forma equidistante, e um ponto na nascente. Em cada ponto foi realizada a coleta de 10 amostras de madeira, totalizando 110 amostras (Figura 7). Para o estudo, foram selecionadas madeira em decomposição, com consistência branda e padronizadas no tamanho de 10x3 cm e transportados em sacos plásticos lacrados para o Laboratório de Microbiologia da Universidade Federal do Acre.

No laboratório, as amostras de madeira foram lavadas com água corrente para retirada de solo, colocadas em câmaras úmidas (caixas de plástico, revestidas com toalhas de papel úmidas) e incubadas à temperatura ambiente (CORTEZ et al., 2016).

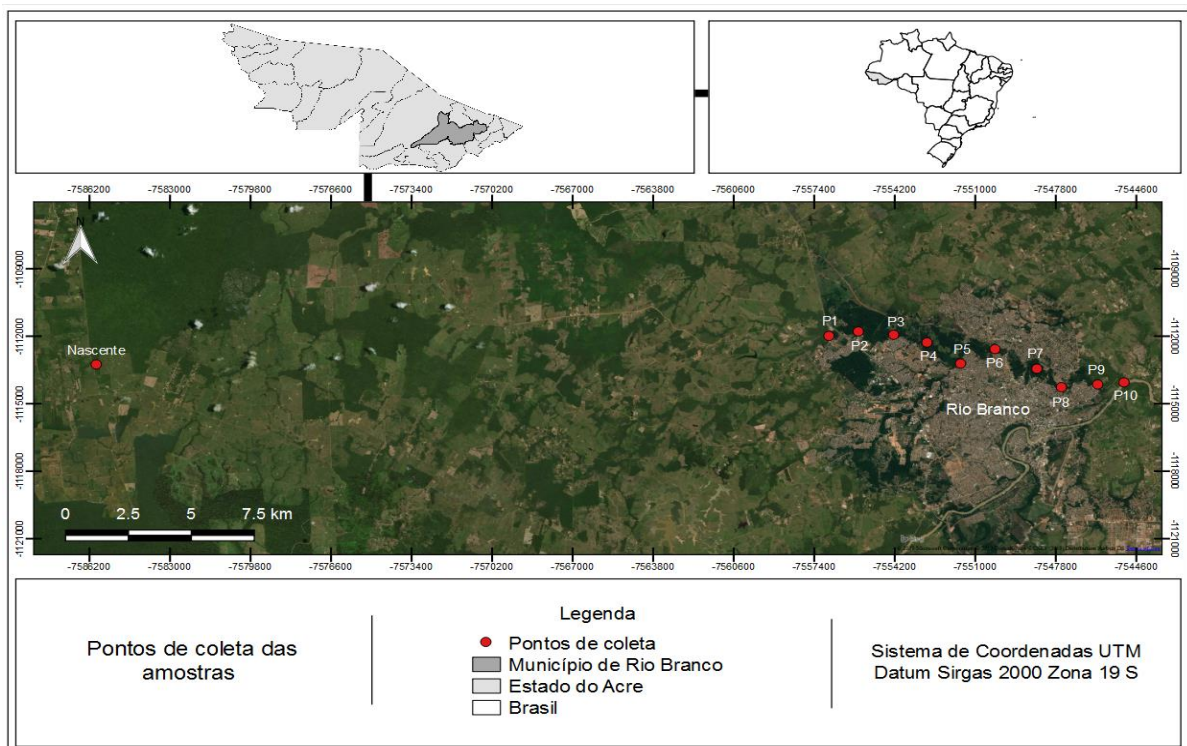


Figura 7. Pontos de coleta de madeira para isolamento de fungos aquáticos do Igarapé São Francisco, na cidade de Rio Branco, Acre. Nascente – BR AC 040; P1 - Conjunto Universitário; P2 - Distrito Industrial; P3 - Mocinha Magalhães; P4 - Loteamento Joafra; P5 - Conquista; P6 - Horto Florestal; P7 - Conjunto Oscar Passos; P8 - Tropical; P9 - Adalberto Aragão; P10 - Adalberto Aragão (desaguamento no rio Acre).

Isolamento de fungos

Semanalmente, as amostras de madeira foram examinadas quanto à presença de estruturas reprodutivas de fungos usando um microscópio estereoscópico. As estruturas reprodutivas visualizadas foram transferidas, com o auxílio de agulhas, para lâminas de microscopia com uma gota de água destilada e submetida à análise microscópica usando o microscópio (CORTEZ et al., 2016). Ascósporos ou conídios germinados foram transferidos para o meio de cultura Ágar Água (20 g de ágar para 1L de água de torneira), e as colônias foram então purificadas para o meio Ágar Batata Dextrose - BDA (infusão de 200 g de batata, 20 g de dextrose e 17 g de ágar/L), ambos os meios suplementados com cloranfenicol 500 mg/L, utilizando repique de 3 pontos por 2 a 3 vezes (DE ANDRADE et al., 2015). Os fungos purificados em meio BDA foram transferidos para tubos inclinados contendo meio BDA.

Análise macro e micromorfológica

Os isolados fúngicos foram avaliados após sete dias de incubação quanto às suas características macroscópicas, agrupados em morfoespécies, e identificados pela análise das características macro e micromorfológicas por meio da técnica de cultivo em lâmina, sendo realizada a comparação das estruturas reprodutivas com literatura específica para identificação (BARNETT et al., 1998; KERN et al., 1999).

Índice de diversidade

A análise da diversidade foi realizada em cada ponto de coleta, empregando o índice de Shannon-Weaver (H'), utilizando-se fórmula:

$$H' = -\sum (p_i) * (\ln.p_i)$$

Onde $p_i = n_i/N$

n_i = número individual da i-ésima táxon.

N = número individual de todos os táxons.

O índice de equitabilidade (E) representa a uniformidade do número de indivíduos por táxon. A equitabilidade tende para 0 quando um táxon domina a comunidade, e se aproxima de 1, quando todos os táxons têm a mesma abundância.

O índice é expresso pela seguinte fórmula:

$$E = H' / \ln S$$

Onde: H' = é o índice de Shannon-Weaver baseado no número de indivíduos

S = é o número de táxons presentes na amostra

E o índice de Simpson foi utilizado para analisar a riqueza entre os locais de amostragem.

$$C = 1 - \frac{\sum_{i=1}^S ni(ni-1)}{N(N-1)}$$

Onde:

C = índice de dominância de Simpson;

ni = número de indivíduos amostrados da i-ésima espécie;

N = número total de indivíduos amostrados;

Caracterização da água

As variáveis analisadas dependentes foram o pH, turbidez, condutividade, demanda química de oxigênio e demanda bioquímica de oxigênio, sendo realizadas na Unidade de Tecnologia de Alimentos da Universidade Federal do Acre – UTAL.

Análise de pH

As leituras do potencial hidrogeniônico (pH) foram realizadas utilizando potenciômetro digital de bancada calibrado com soluções de pH 4,0 e 7,0 (APHA, 2005). Após lavar o eletrodo com água destilada e ajustar o potenciômetro ao valor tampão, foi inserido o aparelho na amostra e quantificado o resultado no aparelho (MÂCEDO, 2003).

Determinação da turbidez

As análises foram realizadas em turbidímetro que detecta diferenças de turbidez de 0,02 unidades para águas com turbidez menor que uma unidade, a turbidez máxima a ser medida é 40 UNT (MÂCEDO, 2003).

Determinação da condutividade

Após ligar o condutivímetro e realizar a calibração com água altamente pura, foi introduzido o eletrodo na amostra analisada e em seguida foi quantificado o valor de condutividade (MÂCEDO, 2003).

Determinação da Demanda Química de Oxigênio (DQO)

Em tubos de ensaio foram adicionados 3,0 mL da água pós-tratamento, 1,5 mL de solução digestora (preparada com 10,12 g de dicromato de potássio; 33,3 g de sulfato de mercúrio II; 167 mL de H₂SO₄, completado para 1000 mL com água destilada) e 3,5 mL de solução (APHA, 2005).

Em seguida, os tubos foram colocados em bloco digestor e mantidos à temperatura de 150 °C por 2 h. Após resfriamento, foi realizada leitura de absorvância, no comprimento de onda de 600 nm. A concentração da demanda de O₂ da amostra, em mg/L, foi obtida pela interpolação dos dados obtidos em curva de calibração utilizando biftalato de potássio como padrão (APHA, 2005).

Determinação de Demanda Bioquímica de Oxigênio (DBO)

A quantidade de matéria orgânica biodegradável na amostra foi determinada pela diferença de concentração de oxigênio dissolvido, antes (OD inicial) e após a incubação por 5

dias (OD final) na amostra a 20 ± 1 °C, ao abrigo da luz em incubadora do tipo B.O.D. (APHA, 2005).

Este ensaio foi realizado em quatro etapas: I) Inicialmente determinada a DQO da amostra, corrigindo o pH para 7,1 – 7,3 com solução de ácido sulfúrico (H_2SO_4) ou hidróxido de sódio (NaOH); II) Com o resultado da DQO é verificada a necessidade de diluição da amostra, com solução nutriente (para 1000 mL de água, 1 mL de solução tampão fosfato, 1 mL de sulfato de magnésio, 1 mL de cloreto de cálcio e 1 mL de cloreto férrico); III) As amostras foram incubadas em frascos Winkler (5 dias a 20 ± 1 °C, ao abrigo da luz), em seguida foi determinada a quantidade de oxigênio final; IV) Com os resultados dos teores da OD inicial e OD final, o valor da DBO_5 , foi determinado conforme a equação:

$$DBO_5(mgO_2.L^{-1}) = \frac{(OD_{inicial} - OD_{final})}{\%(diluição)} \times 100$$

Bioprocesso de tratamento da água

A coleta de água para ensaio de biotratamento foi realizada diretamente em 1 (um) ponto do igarapé São Francisco, P5 localizado no bairro Conquista, onde havia lançamento de esgoto doméstico diretamente.

Foi submerso um frasco de plástico abaixo da superfície para evitar coleta de matéria flutuante, após a coleta os frascos com capacidade de 2L foram tampados e transportados imediatamente para o Laboratório de Microbiologia da Universidade Federal do Acre.

O preparo do inóculo seguiu metodologia modificada de Steluti, Giese e Piggato, (2004), onde inicialmente, foi transferida uma alçada de micélio do fungo para placas de Petri contendo meio BDA com cloranfenicol 500 mg/L (STELUTI et al., 2004). As placas foram incubadas em estufa a 28 °C por 7 dias. Foram transferidos 20 pugles medindo 5 mm de diâmetro para cada frasco erlenmeyer de 1L contendo 500 mL de meio mínimo para fungos

adaptado contendo NaNO₃ (6 g/L), KCO (5 g/L), KH₂PO₄ (1,5 g/L), MgSO₄7H₂O (0,5 g/L) e Glicose (3 g/L), utilizado a água coletada no P5 do Igarapé São Francisco como diluente (ARAÚJO et al., 2010). Foi utilizado como controle negativo o meio mínimo sem a inoculação de fungos, nas mesmas condições de tratamento. Os tratamentos foram incubados por 7 dias, a 28 °C e agitação de 120 rpm (HEINZ et al., 2017).

Caracterização da água pós-tratamento

As variáveis analisadas da água pós-tratamento foram o pH, turbidez, condutividade, demanda química de oxigênio e demanda bioquímica de oxigênio, conforme descrito anteriormente no item caracterização da água.

Análise estatística

Para análise físico química da água foi realizado análises dos componentes principais (PCA), no programa Past3 com a seguinte fórmula:

$$Rv = \lambda v$$

Resultados

Diversidade de fungos aquáticos

Foram coletadas 110 amostras, sendo isolados 106 fungos, organizados em 45 morfoespécies. Foram observados nove gêneros, sendo os mais frequentes *Trichoderma* (33%), *Penicillium* (26%) e *Acremonium* (13%). A abundância relativa de fungos aquáticos da área urbana do igarapé São Francisco e da nascente estão apresentados na Figura 8.

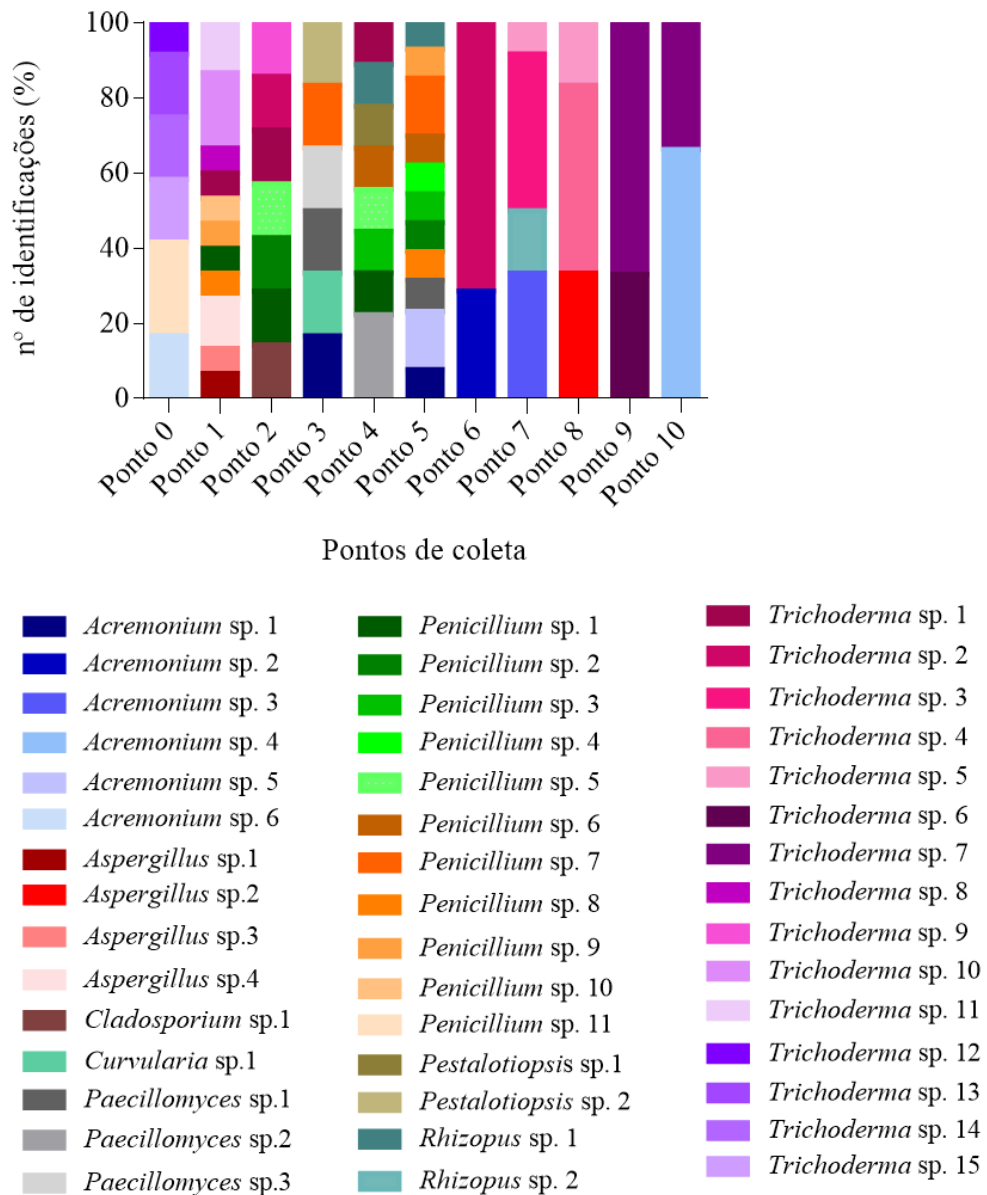


Figura 8. Distribuição de fungos aquáticos entre os pontos de coleta de madeira do Igarapé São Francisco. Nascente – BR AC 040, Ponto 1 - Conjunto Universitário, Ponto 2 - Distrito Industrial, Ponto 3 - Mocinha Magalhães, Ponto 4 - Loteamento Joaфра, Ponto 5 - Conquista, Ponto 6 - Horto Florestal, Ponto 7 - Conjunto Oscar Passos, Ponto 8 - Tropical, Ponto 9 - Adalberto Aragão, Ponto 10 - Adalberto Aragão.

Os parâmetros de caracterização físico-química da água coletada no Igarapé São Francisco estão apresentados na Tabela 2. Os resultados obtidos demonstram que os valores nos pontos 8, 9 e 10 dos parâmetros avaliados estão acima dos permitidos pela legislação brasileira e o Conselho Nacional do Meio Ambiente resolução nº 357, revelando o grau de poluição da água do igarapé São Francisco na zona urbana de Rio Branco.

Tabela 2. Índices de diversidade e parâmetros físico-químicos das amostras de água do igarapé São Francisco, Rio Branco - Acre.

Pontos	P0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Latitude (S)	9°55'50.1"	9°56'15"	9°56'21.5"	9°56'50.3"	9°56'31.4"	9°56'40"	9°94'47"	9°95'11"	9°95'97"	9°95'82"	9°95'75"
Longitude (W)	68°08'44.6"	67°52'20"	67°51'45.2"	67°50'09.8"	67°51'07.4"	67°49'48"	67°82'51"	67°81'00"	67°80'00"	67°78'85"	67°77'84"
Índice Shannon	1,76	2,30	1,95	1,79	2,04	2,37	0,60	1,24	1,03	0,64	0,36
Índice Simpson	0,12	0,11	0,14	0,17	0,14	0,10	0,59	0,32	0,31	0,56	0,20
Equitatividade	0,67	0,87	1,00	1,00	0,93	0,95	0,24	0,50	0,41	0,26	0,15
pH	6,25	5,78	6,06	5,83	5,71	6,68	5,97	6,00	3,51	2,09	2,09
Turbidez	12,3	12,6	93,8	71,1	16,1	94,8	45,9	44,0	68,9	10,0	10,0
OD (mg/L)	8,8	7,6	11,6	12,4	9,6	14,0	6,6	5,8	6,0	6,2	5,4
DBO (mg/L)	16,2	21,5	23,7	16,7	23,8	37,5	13,6	20,2	14,0	18,1	21,9
DQO (mg/L)	26,25	35,84	39,57	27,85	39,71	62,5	22,8	33,7	23,4	30,2	36,5
Condutividade (uS)	155,7	134,5	194,7	151,2	82,4	66,1	74,2	83,6	144,0	53,9	62,5
Temp. (°C)	15,8	15,1	15,9	16,2	18,4	19,9	17,2	19,5	20,0	16,5	17,2

A Análise de Componentes Principais (PCA) utilizando os dados apresentados na Tabela 2 revelou que os parâmetros físico-químicos não agruparam as amostras (Figura 9).

Turbidez e condutividade foram os parâmetros ambientais que melhor explicaram os padrões de diversidade do igarapé, enquanto pH, temperatura, OD, DBO e DQO foram menos influentes.

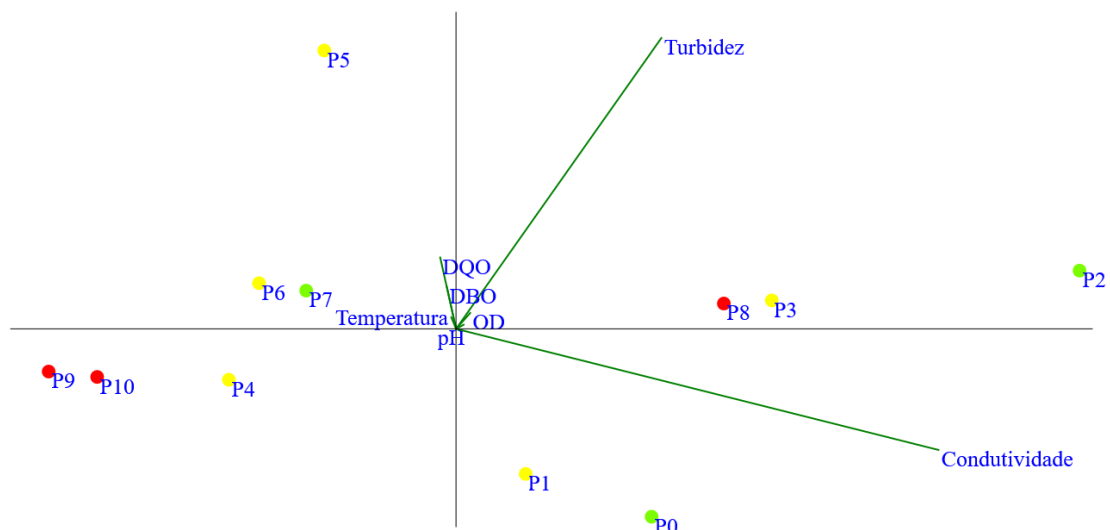


Figura 9. Análise de índice de qualidade da água e análise de Componentes Principais (PCA). Os círculos coloridos indicam o Índice de Qualidade da Água: verde = bom, amarelo = regular, vermelho = Ruim.

Biorremediação da água do igarapé São Francisco

Após os 7 dias de tratamento de efluente doméstico com fungos aquáticos isolados do Igarapé São Francisco, foram realizadas análises físico-químicas e comparados com um controle negativo (Tabela 3). Foram analisados 38 morfoespécies fúngicas, pertencentes a nove gêneros, isoladas dos pontos do trecho urbano do igarapé São Francisco.

Tabela 3. Índices físico-químicos de efluente doméstico após a biotratamento com os fungos aquáticos autóctones.

Gênero	Registro	pH	Condutividade	Turbidez	DBO	DQO
<i>Acremonium</i> sp.1	6.27	9,35	9,88	165	24,75	12,25
<i>Acremonium</i> sp.2	6.51	8,93	9,79	118	30,78	20,50
<i>Acremonium</i> sp.3	6.63	9,34	15,35	153	18,25	22,22
<i>Acremonium</i> sp.4	6.89	8,10	14,25	176	19,62	64,32
<i>Acremonium</i> sp.5	6.45	8,88	7,25	99,5	21,22	22,22
<i>Aspergillus</i> sp.1	6.09	8,87	12,29	312	16,71	26,62
<i>Aspergillus</i> sp.2	6.69	10,77	13,75	125	19,98	22,23
<i>Aspergillus</i> sp.3	6.14	8,90	14,81	117,1	23,69	28,32
<i>Aspergillus</i> sp.4	6.15	9,04	12,37	168	19,25	18,63
<i>Cladosporium</i> sp.1	6.22	8,73	9,95	97	13,86	28,64
<i>Curvularia</i> sp.1	6.26	8,30	16,27	135	36,65	22,32
<i>Paecilomyces</i> sp.1	6.41	8,60	14,78	147	16,36	33,25
<i>Paecilomyces</i> sp.2	6.24	8,85	10,26	77,8	16,78	31,65
<i>Paecilomyces</i> sp.3	6.36	8,99	13,48	4,73	19,32	37,21
<i>Penicillium</i> sp.1	6.31	8,21	9,75	97,7	23,75	33,25
<i>Penicillium</i> sp.2	6.21	8,93	6,79	145,5	22,63	37,21
<i>Penicillium</i> sp.3	6.37	9,47	17,20	168	12,23	31,65
<i>Penicillium</i> sp.4	6.47	8,78	13,51	95,2	18,62	27,50
<i>Penicillium</i> sp.5	6.32	8,74	14,32	91,5	21,22	30,29
<i>Penicillium</i> sp.6	6.35	8,74	10,70	208	32,36	35,25
<i>Penicillium</i> sp.7	6.23	8,82	11,76	99	14,23	29,36
<i>Penicillium</i> sp.8	6.50	8,94	6,33	52,3	20,50	22,23
<i>Penicillium</i> sp.9	6.03	8,89	12,02	54,8	21,55	18,63
<i>Penicillium</i> sp. 10	6.04	8,84	9,24	108	23,77	26,36
<i>Trichoderma</i> sp.1	6.17	8,76	14,32	98,3	14,23	35,25
<i>Trichoderma</i> sp.2	6.53	8,98	13,80	57,3	12,31	33,32
<i>Trichoderma</i> sp.4	6.73	8,75	11,03	107,8	15,25	64,32
<i>Trichoderma</i> sp.5	6.78	9,57	9,80	175	19,85	20,50
<i>Trichoderma</i> sp.6	6.81	8,81	13,90	204	12,31	36,27
<i>Trichoderma</i> sp.7	6.85	8,85	12,71	122	15,25	32,32
<i>Trichoderma</i> sp.8	6.87	9,17	18,05	174	34,25	33,21
<i>Trichoderma</i> sp.9	6.16	8,93	12,79	27,5	19,98	18,22
<i>Trichoderma</i> sp.10	6.02	8,82	15,33	54,9	21,55	35,68
<i>Trichoderma</i> sp.11	6.58	8,98	10,16	327	35,25	21,58
Controle		9,17	15,12	162,20	23,25	33,89

Cor verde para valores considerados bons (tons mais escuros são mais próximos dos valores aceitáveis), coloração vermelha para índices considerados ruins (tons mais escuros são mais distantes dos valores aceitáveis). Índices: pH - 6,0 a 9,0, melhor índice próximo à 7,0; condutividade - quanto menor o valor melhor a qualidade da água, valor > 100 considerado água contaminada; turbidez - quanto menor o valor melhor a qualidade da água; DBO - quanto menor o valor melhor a qualidade da água, máximo 60mg/L; DQO - quanto mais próximo do DBO melhor a qualidade da água. Com base na resolução nº 357, dispõe sobre a classificação dos corpos de água.

Os fatores que mais influenciaram a qualidade da água foram turbidez e condutividade quando comparados com o controle (Figura 10), sendo fungo que obteve o melhor índice *Paecilomyces* sp. 3, alterando principalmente o índice turbidez.

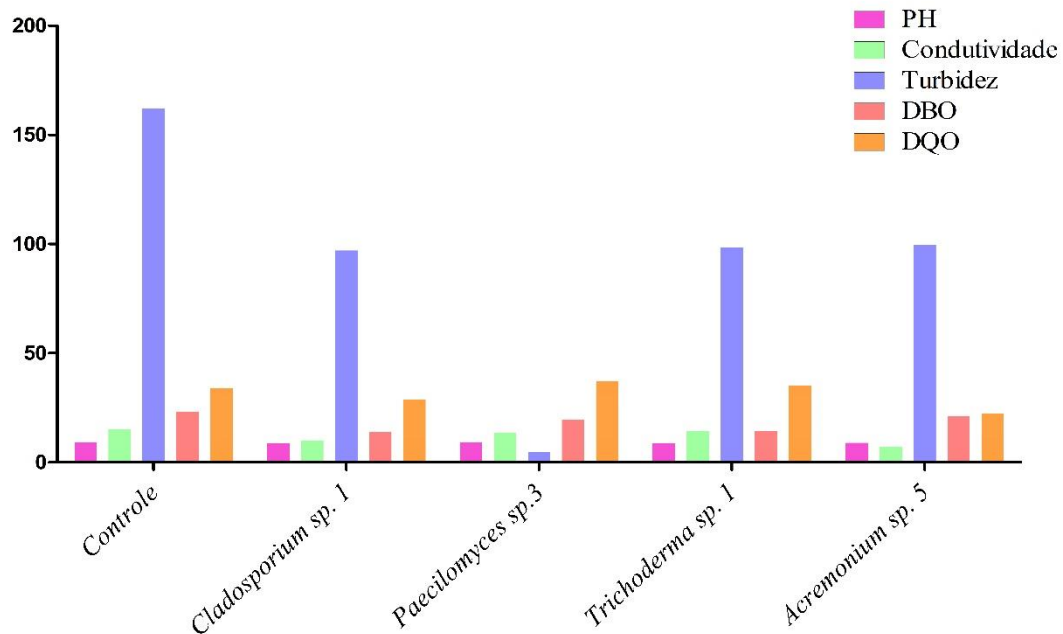


Figura 10. Morfoespécies de fungos aquáticos com melhores índices físico-químico, em comparação ao controle negativo, após biotratamento do igarapé São Francisco.

Discussão

Neste trabalho foi analisado amostras de madeira em decomposição, onde foram isolados 106 fungos e organizados em 45 morfoespécies. Os gêneros mais frequentes foram *Trichoderma*, *Penicillium* e *Acremonium*.

O índice de diversidade de Shannon-Weaver é usado para medir a diversidade em dados categóricos, levando em consideração o número das espécies e as espécies dominantes (MELO et al., 2018). O Local 5 foi o local que apresentou maior índice de diversidade com 2,37, demonstrando uma diversidade considerável apesar da água deste local entrar em

contato direto com o esgoto doméstico dos bairros adjacentes. Em contrapartida, o local 10, com 0,36 de índice de diversidade aponta uma diversidade inferior de fungos em áreas mais contaminadas sugerindo que alguns grupos podem ser afetados por poluentes em bairros mais antigos e populosos (ORTIZ-VERA et al., 2018).

O índice de riqueza de Simpson mede a probabilidade de dois indivíduos, selecionados ao acaso, pertencer à mesma espécie (TAYLOR et al., 1984). O valor de 0,59 calculado no ponto 6 mostra uma alta riqueza neste local, por ser um valor muito próximo de 1. O ponto 5 diferencia o resultado do índice de Simpson (2.37) com Shannon (0.10) com um valor considerado baixo para o valor obtido na diversidade, demonstrando que os gêneros encontrados se englobam, entre si com a sua maioria sendo do gênero *Penicillium*. A comparação de diferentes índices de diversidade deve ser avaliada com cuidado, uma vez que vários fatores de amostragem podem interferir em seus valores, entre esses fatores, destacam-se, principalmente, o número de espécies com pouca ou rara ocorrência (CAMPOS et al., 2006).

O valor da equitabilidade é usado para definir a homogeneidade da distribuição de abundância de espécies em uma comunidade. A representação da máxima diversidade foi encontrada nos pontos 2 e 3 com 1,00 o que indica que 74% da diversidade máxima foram obtidas por meio da amostragem realizada. No ponto 10, que apresentou valor mais baixo no índice de Shannon repete esta inferioridade na equitabilidade já que não obteve uma diversidade considerada média. Esse valor comparado com outros estudos de diversidade já realizados com fungos aquáticos se apresentou dentro do limite esperado, principalmente quando comparado os valores na Bahia variando entre 0,73 a 0,88 (ALMEIDA et al., 2012).

Em relação aos parâmetros físico-químicos analisados das águas do igarapé São Francisco, o pH representa um índice que indica a acidez, neutralidade ou alcalinidade da água, com efeitos sobre a fisiologia de diversas espécies aquáticas (OLIVEIRA et al., 2014).

O ponto 5 apresentou o pH mais próximo do neutro com 6,68 realizando uma ligação com a alta diversidade de Shannon, demonstrando que o pH influencia na diversidade fúngica. Os valores de pH encontrado neste estudo foram mais baixos que o neutro o que seleciona fungos tolerantes a ácidos e reduz a diversidade global de fungos (TOLKKINEN et al., 2015). Estudos realizados no Rio Tietê em São Paulo sugeriram que alguns fungos são adaptados a condições contaminadas e podem participar da degradação de compostos em pH mais baixo, facilitando a sobrevivência de outras espécies (ORTIZ-VERA et al., 2018).

A turbidez verifica a redução da transparência da água devido à presença de materiais em suspensão que interferem a passagem da luz (LIMA et al., 2015). O maior valor encontrado no igarapé São Francisco foi no Ponto 5, com 94,8, uma área com maior despejo de esgoto doméstico, e por isso selecionada para coleta de água para biotratamento. Por outro lado, esse resultado demonstra a alta quantidade de matéria orgânica no local, sendo confirmado no alto índice de Shannon e Simpson neste mesmo ponto 5. Em pontos como 9 e 10, que apresentaram os valores mais baixos no parâmetro turbidez, observa-se a alta interferência do pH ácido com a distribuição de matéria orgânica e a baixa diversidade fúngica encontrada nesses pontos.

O OD é uma medida relativa da quantidade de oxigênio que está dissolvido num determinado fluido (MOREIRA et al., 2009). O ponto 3 foi o valor mais alto de OD encontrado neste trabalho com 12,4, que apesar de receber lançamento de esgotos domésticos com excesso de matéria orgânica não prejudicou a presença de oxigênio dissolvido. Essa abundância de matéria orgânica pode justificar a média considerável de OD observada nas águas no igarapé São Francisco.

O DBO mostra a fração dos compostos biodegradáveis presentes no efluente e é usado também para a avaliação e controle de poluição das águas. O maior parâmetro foi encontrado no ponto 5 com 37,5 mg/L demonstra que não houve interferência na respiração de

microrganismos, visto na alta taxa de diversidade, assim o valor encontrado em comparativo com o valor esperado de efluente 30 mg/L de DBO é mais alto do que esperado. Entretanto os outros 10 pontos apresentaram valores dentro do padrão esperado.

A DQO é usada para inferir no consumo máximo de oxigênio para degradar a matéria orgânica de um dado efluente após sua oxidação em condições específicas (ALMEIDA et al., 2004). O ponto 5 com valor 62,5 mg/L indica um local com alto potencial poluidor. Os valores encontrados de DQO neste estudo são semelhantes aos relatados em São Paulo, os quais relataram valores de DQO de 32,477 mg O₂ L⁻¹ e DBO de 18,450 mg O₂ L⁻¹ em água de efluente, semelhante a utilizada neste trabalho (BARRETO-RODRIGUES et al., 2009). Em trabalho no Paraná, analisou a água com efluente e foi observado valor de DQO 35% inferior ao obtido neste estudo (7,957 mg O₂ L⁻¹), sendo observado também valor de DBO 93% menor ao presente estudo (611 mg O₂ L⁻¹) (BORBA et al., 2008).

Os elevados níveis de DQO e DBO observados em todos os pontos de coleta de água analisados do igarapé São Francisco, causam duas preocupações quanto ao recebimento de lançamentos e falta de tratamento de esgoto. A primeira está relacionada com o potencial aumento da carga orgânica no corpo receptor, e a segunda com a possível resistência de compostos tóxicos presentes na água (MACHADO et al., 2007).

Estes resultados estão relacionados diretamente com as elevadas estruturas químicas complexas como a lignina que promove elevação de DBO, contribuem para a elevação da DQO, bem como para a coloração escura da água (DA SILVA et al., 2009).

A Figura 9 mostra que alguns parâmetros físico-químicos foram importantes na estrutura da comunidade, como neste estudo o filo Ascomycota foi identificado com maior frequência, encontrou resultado semelhante em São Paulo que avaliou os efeitos da matéria orgânica e nutrientes dissolvidos com resultado mostrando dependência do parâmetro turbidez nesse crescimento (ORTIZ-VERA et al., 2018).

A análise da capacidade de fungos para o tratamento de efluentes (Figura 10) demonstrou que 14 (36,8%) dos 38 fungos tiveram capacidade de melhorar quatro ou mais parâmetros da água, sendo os fungos com melhor capacidade *Acremonium* sp. 5, *Cladosporium* sp. 1, *Trichoderma* sp. 1 e *Paecilomyces* sp. 3. Estudo realizado no Paraná, verificou o potencial biotecnológico dos microrganismos na área industrial e doméstica com a utilização de gênero *Trichoderma* que executaram biorremediação em locais com lixo doméstico, pesticidas e diversos resíduos com melhoria considerável (POLONIO et al., 2014).

Paecilomyces sp. 4 (6.28) foi o fungo com melhor resultados. Na Índia, foi utilizado no tratamento de efluentes por meio de redes com cepas fúngicas, obtendo boa redução em vários parâmetros de poluição em 24 horas de tratamento (SHARMA et al., 2016).

As existentes preocupações potenciais para a saúde humana levam à exigência de melhores sistemas de saneamento de água no igarapé São Francisco. Sendo necessários futuros esforços para realizar a biorremediação utilizando os melhores fungos deste trabalho no igarapé. Portanto, esse estudo pode contribuir para novos trabalhos da bacia hidrográfica do igarapé São Francisco, e também para planejamento ambiental dos recursos hídricos.

Conclusão

O gênero mais frequente foi *Trichoderma*, sendo o ponto 1 e ponto 5 os locais com maior índice de diversidade dos fungos retirados da madeira em decomposição.

A análise de PCA revelou que os parâmetros físico-químicos turbidez e condutividade foram mais influentes na estrutura da comunidade.

O fungo *Paecilomyces* sp. 3 alterou principalmente o índice turbidez.

Referências

- ALMEIDA, E. et al. Wastewater treatment by oxidation with ozone. **Química Nova**, v. 27, n. 5, p. 818-824, 2004.
- ALMEIDA, D. A. et al. Alguns fungos conidiais aquáticos-facultativos do bioma Caatinga. **Acta Botânica Brasileira**, v. 26, n. 4, p. 924-932, 2012.
- APHA, A. Standard methods for the examination of water and wastewater. **World Economic Forum**, v. 21, n. 1, p. 258-259, 2005.
- ARAÚJO, W. L. et al. Guia prático: isolamento e caracterização de microrganismos endofíticos. **Piracicaba: Calo**, p. 167, 2010.
- ARCHELA, E. et al. Considerações sobre a geração de efluentes líquidos em centros urbanos. **GEOGRAFIA**, v. 12, n. 1, p. 517-526, 2003.
- BARNETT, H. L.; HUNTER, B. B. **Illustrated Genera of Imperfect Fungi**. 4.ed, St. Paul: APS Press, 1998, 218 p.
- BARRETO-RODRIGUES, M. B. Combined zero-valent iron and fenton processes for the treatment of Brazilian TNT industry wastewater. **Journal of Hazardous Materials**, v. 165, n. 1-3, p. 1224-1228, 2009.
- BORBA, F. H. et al. Treatment of timber effluent by photo-Fenton process. **Estudos Tecnológicos em Engenharia**, v. 4, n. 1, p. 12-20, 2008.
- CAMPOS, E. P. et al. Floristics and horizontal structure of the tree vegetation of a ravine in a forest fragment in the municipality of Viçosa, MG. **Revista Árvore**, v. 30, n. 6, p. 1045-1054, 2006.
- CORTEZ, A. C. et al. **Influência da sazonalidade e do modo de coleta na diversidade de fungos decompositores de madeira submersa de ambientes aquáticos da Região Amazônica**. 2016. 89 f. Tese (Doutorado em Biotecnologia) - Universidade Federal do Amazonas, Manaus, 2016.
- DA SILVA, F. B. **Tratamento combinado de lixiviados de aterros sanitários**. 2009. 117 f. Tese (Doutorado em Química) - Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro. 2009.
- DE ANDRADE, M. V. et al. Isolamento, caracterização fenotípica e perfil de crescimento de cepas do fungo *Cunninghamella* sp. de solo do Sul do Tocantins, Brasil. **Amazonian Biota**, v. 5, n. 2, p. 58-64, 2015.
- DE CAMPOS, R. F. et al. Utilização de microalgas no processo de tratamento de efluentes: biorremediação e sua interação. **Revista UNIPLAC**, v. 6, n. 1, p. 1-20, 2018.
- DUARTE, S. et al. High diversity of fungi may mitigate the impact of pollution on plant litter decomposition in streams. **Microbial Ecology**, v. 56, n. 4, p. 688-695, 2008.

ENGELMANN, P. M. et al. **Determinação de isótopos estáveis de carbono e de parâmetros físico-químicos para controle de contaminação em águas superficiais e subterrâneas próximas a um aterro sanitário.** 2017. 131 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia e Tecnologia de Materiais) - Programa de Pós-Graduação em engenharia e tecnologia de materiais, Universidade Católica do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2017.

GESSNER, M. O. et al. Qualitative and quantitative analyses of aquatic hyphomycetes in streams. **Fungal Diversity**, v. 10, n. 1, p. 127-157, 2003.

HEINZ, O. L. **Aplicação do fungo de degradação branca *Pleurotus ostreatus* (EB 016) na biorremediação do efluente da indústria de compensado.** 2017. 72 f. Dissertação (Mestrado em Tecnologia de Processos Químicos e Bioquímicos) - Programa de Pós-Graduação em Tecnologia de Processos Químicos e Bioquímicos, Universidade Tecnológica Federal do Paraná, Pato Branco, 2017.

INGOLD, C. T. Aquatic hyphomycetes of decaying alder leaves. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 25, n. 4, p. 33-339, 1942.

ISAURE, M. P. et al. The aquatic hyphomycete *Heliscus lugdunensis* protects its hyphae tip cells from cadmium: A micro X-ray fluorescence and X-ray absorption near edge structure spectroscopy study. **Spectrochimica Acta Part B: Atomic Spectroscopy**, v. 137, n. 7, p. 85-92, 2017.

JIMÉNEZ, M. **Biorremediación con Inóculos de *Pleurotus ostreatus* para recuperar suelos contaminados con metales pesados en La Florida Cajamarca, 2016.** 2017. 96 f. Tese (Doutorado em Engenharia Ambiental) – Escola Acadêmica Profissional de Engenharia Ambiental, Universidade César Vallejo, Peru, 2017.

KERN, M. E. et al. **Micologia médica–Texto e Atlas.** 2. ed, São Paulo: Editora Premier, 1999.

LIMA, K. D. et al. Áreas de risco e ocupação urbana: o caso do bairro Raimundo Melo. Rio Branco, Acre-Brasil. **Revista Geonorte**, v. 2, n. 4, p. 197-206, 2012.

LIMA, R. R. et al. Melhorias na qualidade da água de processo ocasionadas a partir da troca de areia de filtros industriais de uma ETA. **Blucher Chemical Engineering Proceedings**, v. 1, n. 2, p. 7837-7844, 2015.

MACÊDO, J. A. **Métodos laboratoriais de análises físico-químicas e microbiológicas.** 2ª ed. Belo Horizonte: CRQ/MG, 2003. 601p.

MACHADO, E. L. et al. Secondary hospital wastewater detoxification and disinfection by advanced oxidation processes. **Environmental Technology**, v. 28, n. 10, p. 1135-1143, 2007.

MELO, M. B. et al. Diversidade e similaridade de espécies frutíferas em quintais agroflorestais urbanos e rurais no Oeste do Pará. **Cadernos de Agroecologia**, v. 13, n. 1, p. 1-10, 2018.

MOREIRA, C. A. et al. Decomposição de resíduos sólidos domiciliares e variações na resistividade e cargabilidade. **Revista Brasileira de Geofísica**, v. 27, n. 3, p. 401-409, 2009.

OLIVEIRA, A. F. et al. Heavy metal contents in irrigated cambisol with domestic wastewater and well water. **Revista Ambiente & Água**, v. 9, n. 2, p. 302-303, 2014.

ORTIZ-VERA, M. et al. Influência da qualidade da água na diversidade e composição de comunidades fúngicas em um rio tropical. **Scientific Reports**, v. 8, n. 14799, p. 1-9, 2018.

PATHAK, V. M. et al. **Biodegradation of Natural and Synthetic Polymer: A Microbial Approach for a Sustainable Environment (Microbial Biotechnology in Environmental Monitoring and Cleanup)**. India: IGI Global, 2018. 19 p.

PIETRYCZUK, A. et al. Abundance and Species Diversity of Fungi in Rivers with Various Contaminations. **Current microbiology**, v. 75, n. 5, p. 630-638, 2018.

PINTO, R. G. **Aplicação de ciclos rankine orgânicos para geração de eletricidade a parte de calor de processo industrial no Brasil**. 2018. 354 f. Tese (Doutorado em Planejamento Energético) - Programa de Pós-Graduação em Planejamento Energético, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 2018.

POLONIO, J. C. et al. Potencial biorremediador de microrganismos: Levantamento de resíduos industriais e urbanos tratáveis no município de Maringá-PR. **BBR-Biochemistry and Biotechnology Reports**, v. 3, n. 2, p. 31-45, 2014.

RODRÍGUEZ-JEANGROS, N. et al. Integrated urban water resources model to improve water quality management in data-limited cities with application to Bogotá, Colombia. **Journal of Sustainable Water in the Built Environment**, v. 4, n. 2, p. 401-701, 2017.

SALVI, M. B. **Fungos Basidiomicetos em Biorremediação**. 2011. 23 f. Dissertação (Mestrado em Biodiversidade Vegetal e Meio Ambiente) - Instituto de Botânica de São Paulo, Jardim Botânico, São Paulo. 2011.

SANTI, G. M. et al. Variabilidade espacial de parâmetros e indicadores de qualidade da água na sub-bacia hidrográfica do igarapé São Francisco, Rio Branco, Acre, Brasil. **Ecologia Aplicada**, v. 11, n. 1-2, p. 23-31, 2012.

SHARMA, S. et al. Bioremediation of tannery wastewater by chromium resistant novel fungal consortium. **Ecological engineering**, v. 91, n. 1, p. 419-425, 2016.

SHEARER, C. A. et al. The molecular phylogeny of freshwater Dothideomycetes. **Studies in mycology**, v. 64, n. 4, p. 145–153, 2009.

SOARES, M. et al. Labile carbon ‘primes’ fungal use of nitrogen from submerged leaf litter. **FEMS microbiology ecology**, v. 93, n. 9, p. 1-10, 2017.

STELUTI R. M. et al. Comparison of *Botryosphaeran* production by the ascomyceteous fungus *Botryosphaeria* sp., grown on different carbohydrate carbon sources, and their partial structural features. **Journal of basic Microbiology**, v.44, n. 1, p. 480- 486, 2004.

TAYLOR, R. B. et al. Block crime and fear: Defensible space, local social ties, and territorial functioning. **Journal of Research in crime and delinquency**, v. 21, n. 4, p. 303-331, 1984.

TOLKKINEN, M. et al. Multi-stressor impacts on fungal diversity and ecosystem functions in streams: natural vs. anthropogenic stress. **Ecology**, v. 96, n. 3, p. 672-683, 2015.

CONCLUSÕES GERAIS

- O bioma Caatinga apresentou maior abundância e riqueza de fungos aquáticos descritos e o gênero *Acaulospora* apresentou maior frequência de ocorrências na revisão de trabalhos realizados no Brasil.
- O ponto 1 e ponto 5 foram os locais com maior índice de diversidade dos fungos e o gênero mais frequente na identificação de fungos aquáticos do igarapé São Francisco foi *Trichoderma*.
- O gênero que obteve melhor resultado no biotratamento foi *Paecilomyces* sp. 3.

ANEXO

PRIMEIRA E NOVA OCORRÊNCIA DE FUNGOS AQUÁTICOS NO BRASIL

Referência	Estado	Material vegetal	Tipo de água	Total de identificações	Primeira ocorrência	Nova ocorrência
Amazônia						
Monteiro, 2014	Pará	Folhas e galhos	Igarapé Tracuateua e Tauariê	40	<i>Arachnophora combuensis</i> <i>Atrogeniculata submersa</i> <i>Ceratosporella amazonica</i> <i>Ceratosporella hernandezii</i> <i>Dictyochaeta santa-barbarensis</i> <i>Fusichalara ornamentata</i> <i>Fusticeps lampadiformis</i> <i>Fusticeps papillatus</i> <i>Fusticeps bullatus</i> <i>Fusticeps laevisporus</i> <i>Helicodochium amazonicum</i> <i>Nigrolentilocus amazonicus</i> <i>Thozetella coronata</i> <i>Thozetella ipisiloidea</i> <i>Kendrickiella phycomyces</i> <i>Conioscypha varia</i> <i>Dactylaria argentina</i> <i>Dactylaria inaequilatera</i> <i>Dinemasporium strigosum</i> <i>Ellisembia minigelatinosa</i> <i>Endophragmiella oblonga</i> <i>Fusichalara novae-zelandiae</i>	<i>Fusticeps lampadiformis</i> <i>Fusticeps papillatus</i> <i>Ceratosporella amazonica</i> <i>Ceratosporella hernandezii</i> <i>Helicodochium amazonicum</i> <i>Atrogeniculata submersa</i> sp. <i>Nigrolentilocus amazonicus</i> <i>Arachnophora combuensis</i> sp. <i>Thozetella coronata</i> sp. <i>Thozetella ipisiloidea</i> sp. <i>Dictyochaeta santa-barbarensis</i>

					<i>Helicodendron amazonense</i> <i>Helicoön peruamazonense</i> <i>Kendrickiella phycomyces</i> <i>Monodictys peruviana</i> <i>Neta quadriguttata</i> <i>Penzigomyces coprophilus</i> <i>Phalangispora nawawii</i> <i>Pithomyces terricola</i> <i>Polyschema amoenum</i> <i>Rhexoacrodictys queenslandica</i> <i>Sporidesmium parvum</i> <i>Vanakripta fasciata</i> <i>Verticicladius amazonensis</i>	
Fiuza et al., 2015	Amazonas	Água	Córregos da Reserva Ducke e Balneario Marupiara	18	<i>Alatospora acuminata</i> <i>Anguillospora longíssima</i> <i>Articulospora tetracladia</i> <i>Condylospora gigantea</i> <i>Condylospora sp.</i> <i>Dendrosporium lobatum</i> <i>Flagellospora curvula</i> <i>Ingoldiella hamata</i> <i>Lemonniera aquática</i> <i>Scutisporus brunneus</i> <i>Tricladium curvisporum</i> <i>Triscelophorus acuminatus</i> <i>Triscelophorus curviramifer</i> <i>Triscelophorus deficiens</i>	<i>Tricladium curvisporum</i> <i>Condylospora flexuosa</i> <i>Condylospora spumigena</i> <i>Dwayaangam cornuta</i> <i>Alatospora acuminata</i> <i>Anguillospora longíssima</i> <i>Articulospora tetracladia</i> <i>Calvatia gigantea</i> <i>Condylospora sp.</i>
Cortez et al., 2016	Amazonas	Madeira em decomposição	Lago no Parque das Águas San Rafael	10	<i>Ascotaiwania sp.</i> <i>Lasiosphaeria sp.</i> <i>Flammispora sp.</i> <i>Brachydesmiella sp.</i> <i>Brunneodinemasporium</i>	<i>Longicollum biappendiculatum</i> <i>Ascotaiwania sp.</i> <i>Annulatascus sp.</i> <i>Lasiosphaeria sp.</i> <i>Ascotaiwania sp.</i>

					<i>brasiliensis</i> <i>Chloridium</i> sp. <i>Dactylella</i> sp. <i>Dendrostilbella</i> sp. <i>Pseudobotrytis terrestres</i> <i>Thozetella</i> sp.	<i>Annulatascus</i> sp. <i>Flammispora</i> sp. <i>Fluviatispora reticulata</i> <i>Thozetella</i> sp.
Caatinga						
Cruz et al., 2009	Bahia, Piauí, Rio Grande do Norte e Pernamb uco.	Folhas	Serrapilheira do Rio São Francisco, Raso da Catarina, Vale do Ipojuca e Parque Nacional Serra das Confusões	75	<i>Dicyma vesiculifera</i> <i>Falcocladium</i> <i>sphaeropedunculatum</i> <i>Fusariella concinna</i> <i>Fusariella obstipa</i> <i>Heliocephala zimbabweensis</i> <i>Myrmecridium schulzer</i> <i>Phaeostalagmus tenuissimus</i> <i>Pseudodictyosporium wauense</i> <i>Repetophragma inflatum</i> <i>Sporidesmium verrucisporum</i> <i>Sporidesmiella claviformis</i>	<i>Dicyma vesiculifera</i> <i>Falcocladium sphaeropedunculatum</i> <i>Fusariella concinna</i> <i>Fusariella obstipa</i> <i>Heliocephala zimbabweensis</i>
Barbosa et al., 2011	Paraíba, Ceará, Piauí e Bahia.	Folhas, galhos e casca.	Riacho na Serra da jiboia, Chapada Faz Araripe, Brejo Paraibano e Serra de Ibiapaba.	19	<i>Berkleasium cortícola</i> <i>Brachiosphaera tropicalis</i> <i>Brachysporiella pulchra</i> <i>Candelabrum brocciatum</i> <i>Chaetopsina splendida</i> <i>Dictyochaetopsis gonytrichoides</i> <i>Dictyochaetopsis polysetosa</i> <i>Heliocephala elegans</i> <i>Idriella cagnizarii</i> <i>Ingoldiella hamata</i> <i>Ityorhoptrum verruculosum</i> <i>Monodictys putredinis</i>	<i>Brachydesmiella anthostomelloidea</i> <i>Camposporidium cristatum</i> <i>Dactylaria hyalotunicata</i> <i>Lauriomyces sakaeratensis</i> <i>Pleurophragmium malaysianum</i> <i>Actinocladium longiramosum</i> <i>Actinocladium verruculosum</i> <i>Cacumisporium</i> <i>pleuroconidiophorum</i> <i>Dischloridium inaequiseptatum</i> <i>Xylomyces aquaticus</i>

					<i>Mirandina corticola</i> <i>Periconia minutissima</i> <i>Pseudotracylla dentata</i> <i>Rhexoacrodictys erecta</i> <i>Scutisporus brunneus</i> <i>Xylomyces clamidosporus</i> <i>Zygosporium minus</i>	
Almeida et al., 2012	Bahia	Folhas, galhos e cascas	Riacho na Serra da Fumaça e Serra da Jibóia	18	<i>Actinocladium longiramosum</i> <i>Actinocladium verruculosum</i> <i>Cacumisporium pleuroconidiophorum</i> <i>Dischloridium inaequiseptatum</i> <i>Xylomyces aquaticus</i>	<i>Actinocladium longiramosum</i> <i>Actinocladium verruculosum</i> <i>Cacumisporium pleuroconidiophorum</i> <i>Dischloridium inaequiseptatum</i> <i>Xylomyces aquaticus</i>
Silva et al., 2014	Pernambuco	Solo	Montanha no Carro Quebrado	49	<i>Acaulospora bireticulata</i> <i>Acaulospora delicata</i> <i>Acaulospora denticulata</i> <i>Acaulospora dilatata</i> <i>Acaulospora mellea</i> <i>Acaulospora minuta</i> <i>Acaulospora morrowiae</i> <i>Acaulospora scrobiculata</i> <i>Acaulospora sieverdingii</i> <i>Acaulospora</i> sp.1 <i>Acaulospora</i> sp.2 <i>Acaulospora</i> sp.3 <i>Acaulospora</i> sp.4 <i>Acaulospora</i> sp.5 <i>Acaulospora spinosa</i> <i>Acaulospora splendida</i> <i>Ambispora appendicula</i> <i>Cetraspora pellucida</i> <i>Cetraspora</i> sp	<i>Ingoldiella hamata</i> <i>Triscelophorus acuminatus</i> <i>Inesiosporium longispirale</i> <i>Helicomyces roseus</i> <i>Subulispora procurvata</i>

				<i>Claroideoglopus etunicatum</i> <i>Corymbiglopus tortuosum</i> <i>Diversispora spurca</i> <i>Entrophospora infrequens</i> <i>Funneliformis mosseae</i> <i>Funneliformis sp.</i> <i>Fuscutata rubra</i> <i>Gigaspora decipiens</i> <i>Gigaspora gigantea</i> <i>Gigaspora margarita</i> <i>Glomus aggregatum</i> <i>Glomus ambisporum</i> <i>Glomus coremioides</i> <i>Glomus glomerulatum</i> <i>Glomus intraradices</i> <i>Glomus macrocarpum</i> <i>Glomus microcarpum</i> <i>Glomus rubiforme</i> <i>Glomus sinuosum</i> <i>Glomus sp.1</i> <i>Glomus sp.2</i> <i>Glomus sp.3</i> <i>Glomus sp.4</i> <i>Glomus sp.5</i> <i>Intraornatospora intraornata</i> <i>Kuklospora colombiana</i> <i>Pacispora sp.</i> <i>Paraglopus pernambucanum</i> <i>Racocetra coralloidea</i> <i>Racocetra sp.</i> <i>Septoglopus constrictum</i>	
Cerrado					

Wellbaum et al., 1999	São Paulo	Folhas em decomposi ção	Represa do Guarapiranga	09	<i>Monodyctis castânea</i> <i>Nigrospora oryzae</i> <i>Seimatosporium</i> sp. <i>Bakusella lamprospora</i>	<i>Pestalotia</i> sp. <i>Pestalotiopsis</i> spp. <i>Trichoderma</i> spp. <i>Cylindrocladium scoparium</i> <i>Epicoccum nigrum</i>
Nascimento et al., 2012	São Paulo	Água e solo	Córrego do Cortado e Capitinguin ha	34	<i>Leptolegniella keratinophila</i> <i>Olpidiopsis achlyae</i> <i>Pythium echinulatum</i> <i>Pythium rostratum</i> <i>Pythium vexans</i> <i>Pythiogeton ramosum</i> <i>Leptolegnia subterrânea</i> <i>Plectospora myriandra</i> <i>Achlya dubia</i> <i>Achlya orion</i> <i>Achlya proliferoides</i> <i>Achlya radiosa</i> <i>Brevilegnia minutandra</i> <i>Phragmosporangium</i> <i>uniseriatum</i> <i>Pythiopsis humphreyana</i> <i>Saprolegnia ferax</i> <i>Catenophlyctis variabilis</i> <i>Chytriumyces appendiculatus</i> <i>hytriumyces aureus</i> <i>Chytriumyces hyalinus</i> <i>Chytriumyces spinosus</i> <i>Karlingiomyces dubius</i> <i>Karlingiomyces granulatus</i> <i>Phlyctochytrium aureliae</i> <i>Rhizidium verrucosum</i> <i>Septosperma rhizophydii</i>	<i>Leptolegniella keratinophila</i> <i>Olpidiopsis achlyae</i> <i>Pythium echinulatum</i> <i>Pythium rostratum</i> <i>Pythium vexans</i>

					<i>Cladochytrium replicatum</i> <i>Cladochytrium tenue</i> <i>Nowakowskiella elegans</i> <i>Polychytrium aggregatum</i> <i>Septochytrium willoughbyi</i> <i>Diplophlyctis sarcoptoides</i> <i>Entophlyctis luteolus</i> <i>Gonapodya prolifera</i> <i>Rhizophlyctis rosea</i> <i>Rhizophyidium coronum</i> <i>Rhizophyidium elyense</i> <i>Rhizophyidium stipitatum</i>	
Mata Atlântica						
Schoenlein-Crusius et al., 2006	São Paulo	Água com matéria orgânica	Rio Mogi Rio Pilões	14	<i>Acrodyctis erecta</i> <i>Ceratosporella deviata</i> <i>Dendryphion comosum</i> <i>Graphium cf. calicioides</i> <i>Graphium cf. ramosa</i> <i>Mycoleptodiscus disciformis</i> <i>Periconia igniaria</i> <i>Polyschema olivacea</i> <i>Vermiculariopsiella cubensis</i>	<i>Mucor amphibiorum</i> <i>Mucor pragensis</i> <i>Parasitella parasitica</i> <i>Rhopalomyces</i> sp. <i>Rhizopus stolonifer</i>
Schoenlein-Crusius et al., 2018	São Paulo	Folhas	Lago das bananeiras, Córrego das bananeiras, Lago Central e Lago assoreado	39	<i>Alternaria alternata</i> <i>Anguillospora crassa</i> <i>Anguillospora longissimima</i> <i>Beltrania rhombica</i> <i>Camposporium pellucidum</i> <i>Campylospora chaetocladia</i> <i>Curvularia</i> sp. <i>Cylindrocladium scoparium</i> <i>Dictyochaeta</i> sp. <i>Dendrospora</i> sp.	<i>Lunulospora curvula</i> <i>Triscelophorus monosporus</i> <i>Tripaspermum myrti</i> <i>Anguillospora crassa</i> <i>Flagellospora curvula</i>

					<i>Dendrospora erecta</i> <i>Epiccocum nigrum</i> <i>Endophragmiella sp.</i> <i>Flabellospora crassa</i> <i>Fusarium sp.</i> <i>Fusarium graminum</i> <i>Fusarium semitectum</i> <i>Lemonniera aquatica</i> <i>Lunulospora curvula</i> <i>Margaritispora aquatica</i> <i>Naiadella sp.</i> <i>Pestalotiopsis sp.</i> <i>Tetracladium maxilliforme</i> <i>Tetracladium setigerum</i> <i>Tetraploa sp.</i> <i>Tripospermum camelopardus</i> <i>Tripospermum myrti</i> <i>Tripospermum sp.1</i> <i>Tripospermum sp.2</i> <i>Triscelophorus acuminatus</i> <i>Triscelophorus monosporus</i> <i>Varicosporium elodeae</i>	
--	--	--	--	--	---	--