



UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO
CENTRO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
DEPARTAMENTO DE MICOLOGIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA DE FUNGOS

MAYRA SILVA DE OLIVEIRA

**MICROBIOTA EM FOLHAS SUBMERSAS EM DOIS MANANCIAIS
SOB PROTEÇÃO AMBIENTAL NO ESTADO DE PERNAMBUCO**

RECIFE
2016

MAYRA SILVA DE OLIVEIRA

**MICROBIOTA EM FOLHAS SUBMERSAS EM DOIS MANANCIAIS
SOB PROTEÇÃO AMBIENTAL NO ESTADO DE PERNAMBUCO**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos do Departamento de Micologia do Centro de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Pernambuco, como parte dos requisitos para a obtenção do título de Mestre em Biologia de Fungos.

Área de Concentração: Taxonomia e Ecologia de Fungos

Orientadora: Profa. Dra. Elaine Malosso

Colaborador: Dr. Rafael F. Castañeda-Ruiz

RECIFE
2016

Catálogo na fonte
Elaine Barroso
CRB 1728

Oliveira, Mayra Silva de

Micobiota em folhas submersas em dois mananciais sob proteção ambiental no Estado de Pernambuco/ Recife: O Autor, 2016.

71 folhas : il., fig., tab.

Orientadora: Elaine Malosso

Colaborador: Rafael F. Castañeda-Ruiz

**Dissertação (mestrado) – Universidade Federal de Pernambuco.
Centro de Biociências. Biologia de Fungos, 2016.**

Inclui referências e anexos

1. Fungos 2. Mata Atlântica 3. Pernambuco I. Malosso, Elaine (orientadora) II. Castañeda-Ruiz, Rafael F. (colaborador) III. Título

579.5

CDD (22.ed.)

UFPE/CCB-2017-038

MAYRA SILVA DE OLIVEIRA

**MICROBIOTA EM FOLHAS SUBMERSAS EM DOIS MANANCIAIS
SOB PROTEÇÃO AMBIENTAL NO ESTADO DE PERNAMBUCO**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos do Departamento de Micologia do Centro de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Pernambuco, como parte dos requisitos para a obtenção do título de Mestre em Biologia de Fungos.

Aprovada em: 17 / 02 / 2016

COMISSÃO EXAMINADORA

Dra. Elaine Malosso – (Orientadora) / Universidade Federal de Pernambuco

Dra. Josiane Santana Monteiro – Examinador Externo – Titular / Universidade Estadual de Feira de Santana

Dr. Luís Fernando Pascholati Gusmão – Examinador Interno – Titular / Universidade Estadual de Feira de Santana

Dra. Iracema Helena Schoenlein-Crusius – Examinador Externo – Suplente / Instituto de Botânica

Dra. Cristina Maria de Souza Motta – Examinador Interno – Suplente / Universidade Federal de Pernambuco

Aos meus pais, Maria do Socorro
Silva de Oliveira e Beraldo
Vasconcelos de Oliveira, dedico.

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus pela permissão de concretizar esse trabalho, e por sempre guiar meus passos;

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela bolsa de mestrado concedida; e pelo apoio financeiro por meio do projeto 88881.062172/2014-01 e ao Programa Ciência sem Fronteiras que proporcionaram a vinda do professor Dr. Rafael Felipe Castañeda-Ruiz;

À Universidade Federal de Pernambuco, pela estrutura dos laboratórios e à Coordenação da Pós-graduação em Biologia de Fungos por todo apoio e suporte oferecido ao longo do curso;

A minha orientadora Dra. Elaine Malosso, que carinhosamente chamo de “chefinha”, pela oportunidade, disponibilidade, confiança, paciência, atenção e ensinamentos que foram imprescindíveis na realização deste trabalho;

Ao professor Dr. Rafael Felipe Castañeda-Ruiz pelos ensinamentos e contribuições atribuídas ao longo do trabalho;

Ao professor Dr. Paulo Santos e amigos Dr. Phelipe Oller, Msc. Frederico Marinho e Msc. Iolanda Ramalho por toda ajuda na construção e ensinamentos das análises estatísticas realizadas neste trabalho;

À CPRH – Agência Estadual do Meio Ambiente pela permissão para realização da pesquisa no Refúgio de Vida Silvestre Matas do Sistema Gurjaú – RVS Gurjaú e um agradecimento mais que especial aos funcionários do RVS Gurjaú, particularmente, à Elaine Braz, Fabio Amorim, Rinaldo Cezar, Sr. Carlos e Sr. Reis, por todo carinho, atenção, dedicação, trocas de experiências, bons momentos, aventuras durante as realizações das coletas e amizade;

Ao ICMBio juntamente com o IBAMA pela permissão para realização da pesquisa na Reserva Biológica de Saltinho e ao funcionário José Cícero mais conhecido como Sr. Saberé por toda atenção, apoio e trocas de experiências durante as realizações das coletas;

Aos pesquisadores Dr. Luís Fernando Pascholati Gusmão, Msc. Patrícia de Oliveira Fiuza, Msc. Josiane Santana Monteiro, Dra. Iracema Helena Schoenlein-Crusius e Dra. Cristina Maria de Souza Motta pelo carinho, atenção, apoio, incentivo e ajuda na identificação de algumas espécies, no envio de literaturas e trocas de experiências;

Aos amigos Helena Oliveira, Thaís Feijó, Jessica Costa, Vanilla Mergulhão, Phelipe Oller e especialmente à Marcela Barbosa e Marina Araújo, pelo auxílio na realização das coletas, apoio, carinho, incentivo e amizade; E à Iolanda Ramalho pela disponibilidade e valiosas contribuições na revisão do trabalho;

Aos colegas dos laboratórios de Micorriza e Hifomicetos de Folhedo pelas discussões micológicas e momentos de descontração;

Aos colegas de turma e do Departamento de Micologia que de alguma forma me ajudaram e apoiaram;

Agradecimento mais que especial aos meus pais Maria do Socorro e Beraldo, pela vida, pelo exemplo e pelo incentivo;

A minha família pelo companheirismo de todas as horas e por todos os momentos. Pelo amor, apoio, compreensão e incentivo em todas as situações;

A todos os meus amigos, que de longe ou de perto acompanharam e torceram por mim.

Muito obrigada!

"O rio passa ao lado de uma árvore, cumprimenta-a, alimenta-a, dá-lhe água... e vai em frente, dançando. Ele não se prende à árvore. A árvore deixa cair suas flores sobre o rio em profunda gratidão, e o rio segue em frente... Se a humanidade crescesse, amadurecesse, essa seria a maneira de amar."

Osho, 2015

RESUMO

A mata ciliar desempenha importante papel para manutenção da qualidade da água, mas o monitoramento da água de uma bacia hidrográfica é essencial para prever possíveis impactos causados nos corpos hídricos. Nos ecossistemas aquáticos, os hifomicetos desempenham um papel importante na cadeia alimentar, pois são capazes de decompor a matéria orgânica e, conseqüentemente, contribuem com a ciclagem de nutrientes. As áreas de Mata Atlântica abrigam alta riqueza e diversidade de hifomicetos em ambiente aquático e as comunidades desses fungos são influenciadas pelos parâmetros abióticos da qualidade da água. Visando determinar a diversidade e composição da comunidade de hifomicetos aquáticos em duas áreas de Mata Atlântica no estado de Pernambuco e correlacionar essas comunidades com os fatores abióticos da água, foram realizadas cinco coletas de água e folhas submersas no período de agosto/2014 a maio/2015 (REBIO Saltinho e RVS Gurjaú), em seis locais de cada área. Amostras de folhas foram lavadas, cortadas (1cm²) e incubadas em temperatura ambiente, em placas de Petri contendo água destilada esterilizada. Amostras de água foram analisadas para caracterizar a qualidade da água através dos parâmetros: temperatura, pH, concentração de oxigênio dissolvido e condutividade elétrica. A inspeção diária de fragmentos foliares, ao microscópio, permitiu o registro de 46 táxons de hifomicetos com 3.351 ocorrências em 2.400 fragmentos, sendo 38 táxons e 2.221 ocorrências em 1.200 fragmentos para a REBIO Saltinho e 37 táxons e 1.130 ocorrências em 1.200 fragmentos para o RVS Gurjaú. Houve predomínio de *Endophraggiella* sp., *Monotosporella* sp. e *Triscelophorus monosporus* em ambas as áreas. As áreas são similares em número de táxons, diversidade e equitabilidade, porém, são diferentes quando é levada em consideração a composição da comunidade de hifomicetos e também a dominância de espécies. De modo geral, as áreas apresentaram valores adequados para as variáveis indicativas da qualidade da água e foi observado, com base na análise Bio-Env ($r= 0,40$; $p= 0,001$), que a estrutura da comunidade de hifomicetos apresentou correlação com a temperatura, pH e oxigênio dissolvido. No presente estudo foram descritas três novas espécies de hifomicetos de material submerso: *Xylomyces acerosisporus*, *Pyramidospora quadricellularis* e *Codinaea aquatica*. *Pyramidospora fluminea* e *Verticicladius hainanensis* são citadas pela primeira vez para o Brasil. Há maior ocorrência de hifomicetos em ambientes aquáticos com leve turbulência das águas e a estrutura da comunidade de hifomicetos aquáticos é influenciada pela qualidade da água. Áreas de Mata Atlântica sob proteção ambiental abrigam alta diversidade de hifomicetos colonizadores do folheto submerso, reforçando a importância da preservação das matas ciliares para manutenção dos corpos hídricos e da comunidade de fungos.

Palavras-chave: Fungos Ingoldianos. Ascomycetes assexuais. Qualidade da água. Mata Atlântica

ABSTRACT

The riparian vegetation performs an important role to the maintenance of water quality, but monitoring of the water in a watershed is essential to predict potential impacts in the water bodies. In aquatic ecosystems, hyphomycetes carry out an important role in the food chain as they are capable of decomposing organic matter and therefore contribute to the nutrient cycling. The areas of rainforest are home to high hyphomycetes richness and diversity in aquatic environments and the communities of these fungi are influenced by abiotic parameters of water quality. Aiming to determine the diversity and community composition of aquatic hyphomycetes in two areas of Atlantic Forest in the state of Pernambuco and to correlate these communities with the abiotic characteristics of the water, five collections of water and submerged leaves were carried out from August/2014 to May/2015 (REBIO Saltinho and RVS Gurjaú) in six locations in each area. Leaf samples were washed, cut (1cm²) and incubated at room temperature, in petri dishes containing sterile distilled water. Water samples were analyzed to characterize the quality of the water through the parameters: temperature, pH, concentration of dissolved oxygen and electrical conductivity. The daily inspection of leaf fragments in the microscope allowed the registration of 46 taxa and 3.351 occurrences of hyphomycetes in 2.400 fragments, 38 taxa and 2.221 occurrences in 1.200 fragments for REBIO Saltinho and 37 taxa and 1.130 occurrences in 1.200 fragments for RVS Gurjaú. There was a predominance of *Endophragmiella* sp., *Monotosporella* sp. and *Triscelophorus monosporus* for both areas. The areas are similar considering number of taxa, diversity and evenness, however, they are different when the composition of the hyphomycetes community is taken into account and also when the dominance of species is regarded. In general, the areas had adequate values for the variables indicative of water quality and it has been observed, based on the Bio-Env analysis ($r = 0.40$; $p = 0,001$), that the hyphomycetes community structure presented correlation with temperature, pH and dissolved oxygen. In the present study, three new species of hyphomycetes were described from submerged material: *Xylomyces acerosisporus*, *Pyramidospora quadricellularis* and *Codinaea aquatic*. *Pyramidospora fluminea* and *Verticicladius hainanensis* are cited for the first time to Brazil. There is a higher occurrence of hyphomycetes in aquatic environments with mild turbulence of the water. The structure of the aquatic hyphomycetes community is influenced by water quality. Atlantic Forest areas under environmental protection house a high diversity of hyphomycetes that colonizes submerged leaf litter, reinforcing the importance of preserving riparian forests for the quality of water bodies and the fungal community.

Key-words: Ingoldianos fungi. Ascomycetes asexual. Water quality. Atlantic forest.

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1 – LOCAIS DE COLETA NA RESERVA BIOLÓGICA DE SALTINHO, PE.	27
FIGURA 2 – LOCAIS DE COLETA NO REFÚGIO DE VIDA SILVESTRE MATAS DO SISTEMA GURJAÚ, PE.....	27
FIGURA 3 - ASPECTOS DOS LOCAIS DE COLETA NA RESERVA BIOLÓGICA DE SALTINHO.	29
FIGURA 4 - ASPECTOS DOS LOCAIS DE COLETA NO REFÚGIO DE VIDA SILVESTRE MATAS DO SISTEMA GURJAÚ.	30
FIGURA 5 - ETAPAS DO PROCESSAMENTO DAS AMOSTRAS DE FOLHAS. (A) AMOSTRA DE FOLHAS TRAZIDA DO CAMPO; (B) LAVAGEM DAS FOLHAS EM ÁGUA CORRENTE; (C) FOLHAS EM BANDEJA COM ÁGUA LIMPA PARA SEREM CORTADAS; (D) QUATRO PLACAS DE PETRI CONTENDO 10 FRAGMENTOS DE UM PAR DE FOLHAS, REPRESENTA UM LOCAL E UMA COLETA.	31
FIGURA 6 - MORFOTIPOS DE HIFOMICETOS REGISTRADOS EM FOLHEDO SUBMERSO NA REBIO SALTINHO E NO RVS GURJAÚ. A. sp. 1, B. sp. 2, C. sp. 3, D. sp. 4, E. sp. 5, F. sp. 6, G. sp. 7, H. sp. 8, I. sp. 9. BARRA DE ESCALA = 10 µM. ..	39
FIGURA 7 - CURVAS DE ACUMULAÇÃO DE TÁXONS DE HIFOMICETOS EM FOLHEDO SUBMERSO NA REBIO SALTINHO (A, LINHA VERDE - SOBS) E RVS GURJAÚ (B, LINHA VERDE - SOBS) E AS ESTIMATIVAS DE RIQUEZA DO ESTIMADOR NÃO-PARAMÉTRICO JACKKNIFE 2 (LINHA AZUL) PARA AMBAS AS ÁREAS. SOBS: RIQUEZA OBSERVADA.....	40
FIGURA 8 - ORDENAÇÃO NÃO-MÉTRICA MULTIDIMENSIONAL (MDS) DOS DADOS DA COMUNIDADE DE HIFOMICETOS ASSOCIADOS AO FOLHEDO SUBMERSO COLETADO NA REBIO SALTINHO (LOCAIS DE COLETA, S1, S2, S3, S4, S5 E S6 EM VERDE) E NO RVS GURJAÚ (LOCAIS DE COLETA, G1, G2, G3, G4, G5 E G6 EM AZUL) COM CINCO REPETIÇÕES PARA CADA LOCAL DE COLETA QUE SÃO REFERENTES ÀS CINCO COLETAS.	41
FIGURA 9 - DENDROGRAMA DE SIMILARIDADE ENTRE OS LOCAIS DE COLETA, DE ACORDO COM O ÍNDICE DE SIMILARIDADE DE BRAY-CURTIS, REFERENTES À MICOTA TOTAL OBSERVADA NO FOLHEDO SUBMERSO COLETADO NA REBIO SALTINHO (A) E RVS GURJAÚ (B).....	43
FIGURA 10 - DENDROGRAMA DE SIMILARIDADE ENTRE OS LOCAIS DE COLETA, DE ACORDO COM O ÍNDICE DE SIMILARIDADE DE BRAY-CURTIS, REFERENTES À MICOTA TOTAL OBSERVADA NO FOLHEDO SUBMERSO COLETADO NA REBIO SALTINHO (A) E RVS GURJAÚ (B) E OS VALORES MÉDIOS DAS VARIÁVEIS ABIÓTICAS QUE APRESENTARAM CORRELAÇÃO SIGNIFICATIVA ATRAVÉS DA ANÁLISE BIO-ENV.	53

LISTA DE TABELAS

- TABELA 1 - OCORRÊNCIA DE HIFOMICETOS DE AMBIENTES AQUÁTICOS EM FOLHEDO SUBMERSO COLETADOS EM SEIS LOCAIS DA RESERVA BIOLÓGICA DE SALTINHO (REBIO SALTINHO, S1-S6) E DO REFÚGIO DE VIDA SILVESTRE MATAS DO SISTEMA GURJAÚ (RVS GURJAÚ,G1-G6), PERNAMBUCO. * TÁXONS COM MAIOR OCORRÊNCIA..... 36
- TABELA 2 - RIQUEZA, DIVERSIDADE DE SHANNON-WIENER (H'), EQUITABILIDADE DE PIELLO (J') E DOMINÂNCIA DE BERGER-PARKER (D) DE TÁXONS DE HIFOMICETOS EM AMBIENTE AQUÁTICO OBSERVADOS NO FOLHEDO MISTO SUBMERSO DA REBIO SALTINHO E RVS GURJAÚ..... 41
- TABELA 3 - VARIÁVEIS ABIÓTICAS DA ÁGUA COLETADA EM SEIS PONTOS (S1, S2, S3, S4, S5 E S6) EM 2014 E 2015 NO CÓRREGO DO SALTINHO, REBIO SALTINHO, PERNAMBUCO, BRASIL. 44
- TABELA 4 - VARIÁVEIS ABIÓTICAS DA ÁGUA COLETADA EM SEIS PONTOS (G1, G2, G3, G4, G5 E G6) EM 2014 E 2015 NO SISTEMA SECUPEMA - GURJAÚ, RVS GURJAÚ, PERNAMBUCO, BRASIL..... 44

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	12
2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA	15
2.1 MATA ATLÂNTICA.....	15
2.2 MATA CILIAR.....	16
2.3 CONSERVAÇÃO DOS RECURSOS NATURAIS	17
2.4 QUALIDADE DA ÁGUA	19
2.5 FUNGOS DECOMPOSITORES DA MATÉRIA ORGÂNICA SUBMERSA.....	21
3 MATERIAIS E MÉTODOS	26
3.1 ÁREAS DE COLETA	26
3.2 COLETA DO MATERIAL	28
3.4 AMOSTRAGEM, PROCESSAMENTO, PREPARAÇÃO DE LÂMINAS E IDENTIFICAÇÃO DE HIFOMICETOS DE AMBIENTES AQUÁTICOS.....	31
3.5 OBTENÇÃO DE CULTURAS DE HIFOMICETOS AQUÁTICOS.....	32
3.6 ANÁLISE DAS CARACTERÍSTICAS FÍSICAS E QUÍMICAS DA ÁGUA	33
3.7 ANÁLISE DE DADOS	33
4 RESULTADOS	35
4.1 OCORRÊNCIA, RIQUEZA E DIVERSIDADE DE HIFOMICETOS AQUÁTICOS	35
4.2 CARACTERÍSTICAS FÍSICAS E QUÍMICAS DA ÁGUA	43
4.3 HIFOMICETOS E AS CARACTERÍSTICAS FÍSICAS E QUÍMICAS DA ÁGUA	45
4.4 NOVIDADES TAXONÔMICAS E DEPÓSITOS DE LÂMINAS E CULTURAS DE HIFOMICETOS DE AMBIENTE AQUÁTICO NO HERBÁRIO URM E NA MICOTECA URM	45
5 DISCUSSÃO	47
5.1 DIVERSIDADE DE HIFOMICETOS EM FOLHEDO SUBMERSO.....	47
5.2 QUALIDADE DA ÁGUA NA REBIO SALTINHO E NO RVS GURJAÚ.....	51
5.3 CORRELAÇÃO ENTRE OS HIFOMICETOS E A QUALIDADE DA ÁGUA.....	52
6 CONCLUSÕES	57
REFERÊNCIAS	58
ANEXO A - <i>XYLOMYCES ACEROSISPORUS</i> SP. NOV. FROM SUBMERGED LEAVES FROM BRAZIL	69
ANEXO B - <i>PYRAMIDOSPORA QUADRICELLULARIS</i> SP. NOV. ON SUBMERGED LEAVES FROM BRAZIL	70
ANEXO C - A NEW SPECIES AND A NEW COMBINATION IN <i>CODINAEA</i>, FROM BRAZIL	71

1 INTRODUÇÃO

A Mata Atlântica é formada por um conjunto de formações florestais e ecossistemas associados como as restingas, manguezais e campos de altitude, que estão distribuídos em 17 estados do território brasileiro. Atualmente, os remanescentes de vegetação nativa deste bioma estão reduzidos a cerca de 20% de sua cobertura original e apenas cerca de 7% estão bem conservados em fragmentos acima de 100 hectares (MMA, 2014). No estado de Pernambuco, a principal causa do desmatamento da Mata Atlântica foi a cultura da cana-de-açúcar (TELINO-JÚNIOR et al., 2005), e as práticas agrícolas utilizadas neste tipo de monocultivo continuam comprometendo o meio ambiente com o uso intensivo de agrotóxicos e as queimadas, poluindo os rios e o ar (SEMARH, 2007).

Como parte inerente da Mata Atlântica, as matas ciliares, apesar de ocuparem apenas uma pequena parte da superfície de uma bacia hidrográfica, desempenham importante papel na proteção das nascentes e rios, além de apresentarem diversas comunidades biológicas, tornando fundamental a sua conservação e/ou recuperação (SEMARH, 2007; ZAKIA, 1998). Portanto, para evitar que os impactos gerados nas regiões de nascentes e ao longo dos cursos d'água venham causar danos irreversíveis à rede natural de drenagem, se fazem necessários o respeito e o atendimento à legislação específica para conservação dos recursos hídricos (CALHEIROS et al., 2009).

As informações sobre a qualidade da água dos corpos hídricos são essenciais para a compreensão dos processos ambientais e dos impactos antrópicos que ocorrem ao longo de uma bacia hidrográfica. Neste sentido, o monitoramento da qualidade da água e o planejamento adequado da ocupação de uma bacia hidrográfica são fundamentais para minimizar os impactos causados nos corpos hídricos (PARRON; MUNIZ; PEREIRA, 2011).

Os fungos desempenham um papel importante na cadeia alimentar dos ecossistemas, pois são capazes de decompor a matéria orgânica (animal e/ou vegetal) e, conseqüentemente, contribuem com a ciclagem de nutrientes (SURESHA et al., 2013). Nos ambientes aquáticos, especificamente, os hifomicetos são o principal grupo de fungos encontrado, que estão distribuídos, de acordo com a morfologia e biologia: ingoldianos, aeroaquáticos e lignícolas ou aquáticos-facultativos (GOH, 1997; GOH; HYDE, 1996).

Os hifomicetos aquáticos constituem um grupo artificial de fungos que produzem esporos assexuais denominados de conídios cujas formas hidrodinâmicas (estrelados, sigmóides ou esféricos) proporcionam leveza e agilidade na dispersão em águas lânticas e,

principalmente, nas águas lóaticas, favorecendo a atuação dos mesmos como um dos mais relevantes decompositores de substratos foliares submersos (GULIS; MARVANOVÁ; DESCALS, 2005; INGOLD, 1975). Os principais habitats desses fungos são córregos, riachos, represas, lagos e quedas de água, sejam estes ambientes preservados ou impactados, onde colonizam substratos como folhas e galhos, e os conídios também podem ser aprisionados em espumas formadas em riachos (INGOLD, 1975; SCHOENLEIN-CRUSIUS; MOREIRA; BICUDO, 2009; SURESHA et al., 2013).

No Brasil foram realizados vários estudos sobre hifomicetos aquáticos no estado de São Paulo, isolados de folhas submersas em áreas de Mata Atlântica (MOREIRA; SCHOENLEIN-CRUSIUS, 2012; SCHOENLEIN-CRUSIUS; GRANDI, 2003; SCHOENLEIN-CRUSIUS; MILANEZ, 1989; SCHOENLEIN-CRUSIUS; MOREIRA; BICUDO, 2009) e Cerrado (SCHOENLEIN-CRUSIUS, 2002). Para o Nordeste, os estudos com hifomicetos de ambientes aquáticos foram realizados no bioma Caatinga, isolados de folhas, galhos, cascas, pecíolo (ALMEIDA; BARBOSA; GUSMÃO, 2012; ALMEIDA; IZABEL; GUSMÃO, 2011; BARBOSA; GUSMÃO, 2011) e espuma (FIUZA; GUSMÃO, 2013) e no estado de Pernambuco, as pesquisas sobre hifomicetos foram desenvolvidas na Mata Atlântica, os quais foram isolados de amostras de água e de solo da Reserva Florestal de Dois Irmãos, em Recife (CAVALCANTI; MILANEZ, 2007) e de folhas submerso no Rio Jaboatão e no curso d'água no entorno da Reserva Ecológica Carnijó (OLIVEIRA, 2013). Outra região estudada foi o Norte, com os estudos desenvolvidos por Monteiro (2014) em substratos submersos (folhas e galhos) e Fiuza et al., (2015) em amostras de espuma, ambos realizados no bioma Amazônia.

Segundo Rocha (2003), a diversidade dos organismos aquáticos tem sido pouco estudada devido, provavelmente, à carência de especialistas no país. Não apenas no Brasil, mas também em outras regiões tropicais, ainda há poucos estudos sobre fungos em ambientes aquáticos, como relatado por Moreira e Schoenlein-Crusius (2012). Nesse contexto, são importantes os incentivos aos trabalhos que visam aumentar o conhecimento sobre a biodiversidade e, para isso, é de extrema relevância formar especialistas neste grupo de fungos. Além disso, também é importante monitorar a qualidade da água de mananciais, mesmo os que se encontram sob proteção ambiental, para que se possa comparar e dimensionar os impactos nos cursos d'água de outras regiões que estão fora da área de proteção.

Partindo-se das hipóteses de que áreas de mata atlântica abrigam alta riqueza e diversidade de hifomicetos em ambiente aquático e que as comunidades desses fungos são

influenciadas pelos parâmetros abióticos da qualidade da água, os objetivos deste trabalho foram determinar a diversidade e composição da comunidade de hifomicetos aquáticos em duas áreas de Mata Atlântica no estado de Pernambuco e correlacionar essas comunidades com os fatores abióticos da água.

2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1 MATA ATLÂNTICA

A Mata Atlântica é um dos seis tipos de biomas continentais (além de Amazônia, Caatinga, Cerrado, Pampa e Pantanal) inseridos na vasta área territorial brasileira de aproximadamente 8.514.877 km². Um bioma é formado por um conjunto complexo de ecossistemas associados com características de fauna e flora distintas, em um espaço geográfico com condições geoclimáticas similares e mudanças históricas compartilhadas, que resultam em uma diversidade biológica própria (COUTINHO, 2006; IBGE, 2015).

O bioma Mata Atlântica é formado por um mosaico de tipos vegetacionais (Florestas Ombrófilas: densa, mista e aberta, Florestas estacionais: decidual e semidecidual) e ecossistemas associados (restingas, manguezais, campos de altitude e brejos) que se estendem originalmente por aproximadamente 1.3 milhões de km² em 17 estados do território brasileiro (CAMPANILI; SCHÄFFER, 2010; MMA, 2015). Porém, atualmente, esse bioma encontra-se bem devastado, representado por remanescentes de vegetação nativa com diferentes tamanhos, formas e estágios de regeneração, reduzidos a cerca de 20% de sua cobertura original. Desses remanescentes, apenas 7 a 8,5% estão bem conservados e protegidos na forma de Unidades de Conservação em fragmentos acima de 100 hectares (COLOMBO; JOLY, 2010; FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA, 2015; MMA, 2015).

Por ter sua localização originalmente abrangendo todo o litoral brasileiro, a Floresta Atlântica foi e continua sendo intensamente devastada pelo homem devido à exploração de seus recursos (TABARELLI et al., 2005; TELINO-JÚNIOR et al., 2005). Em Pernambuco, a principal causa do desmatamento da Mata Atlântica é relacionada à introdução de cultivos de cana-de-açúcar (TELINO-JÚNIOR et al., 2005). Sabe-se que a retirada de ambientes florestais para implementação de áreas agrícolas pode ocasionar danos irreversíveis para manutenção da diversidade e garantia da prestação de serviços ecossistêmicos. Além disso, o emprego de monocultivos com uso intensivo de agrotóxicos e queimadas comprometem tanto os ecossistemas terrestres quanto os aquáticos (SEMARH, 2007).

Devido à sua enorme riqueza biológica que incluem espécies endêmicas, e seu grave estado de degradação, a Mata Atlântica, juntamente com outros 34 biomas que se encontram nas mesmas condições, foram incluídos na lista dos Hotspots de biodiversidade,

que como tal são prioridades mundiais para a conservação (MARCHESE, 2015; MYERS et al., 2000; SANTOS, 2010; SLOAN et al., 2014). Isso porque além de diverso do ponto de vista biológico, esse bioma apresenta extrema importância para a população, fornecendo um amplo conjunto de serviços ecossistêmicos de forma direta ou indireta (CALMON et al., 2011), como por exemplo, fornecimento de água para abastecimento de mais de 125 milhões de brasileiros, o que representa três quartos da população do país (JOLY; METZGER; TABARELLI, 2014).

Atualmente, em virtude do crescimento urbano, mais de 70% da população brasileira vive na Mata Atlântica, (CALMON et al., 2011; FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA, 2015; JOLY; METZGER; TABARELLI, 2014). Em Pernambuco, os domínios da Mata Atlântica estão representados no que podemos chamar de “Zona da Mata”, mesoregião que abriga mais de cinco milhões de habitantes, segundo o censo realizado pelo IBGE em 2010 (BITOUN et al., 2015; SCHESSL et al., 2005).

2.2 MATA CILIAR

A mata ciliar ou zona ripária é formada pela vegetação (mata ou floresta) que se desenvolve ao longo das margens de rios, riachos, córregos, lagos, entre outros corpos d'água (SEMARH, 2007; ZAKIA, 1998). Ela pode se estender por dezenas de metros e apresentar as mais variadas composições florísticas e estrutura de comunidades, devido às interações estabelecidas entre os ecossistema aquático e terrestre (MARTELLI; CARDOSO, 2014).

As matas ciliares, apesar de ocuparem um pequeno trecho da superfície de uma bacia hidrográfica, desempenham importante papel na proteção dos corpos d'água como nascentes e rios, além de apresentarem grande diversidade biológica (CAMPANILI; SCHÄFFER, 2010; SEMARH, 2007; ZAKIA, 1998). Essas matas fornecem abrigo e alimentação para a fauna em áreas devastadas como a Mata Atlântica, além de atuarem como corredores ecológicos, facilitando a transição de animais e sementes entre as diferentes áreas localizadas próximas às margens dos cursos hídricos (CAMPANILI; SCHÄFFER, 2010; LACERDA; FIGUEIREDO, 2009).

As matas ciliares têm importância fundamental na manutenção da qualidade da água dos mananciais. Elas são reguladoras do fluxo de água, influenciando assim, na manutenção da vazão dos cursos hídricos, pois retém a água da chuva, aumentando a

infiltração das águas do escoamento superficial no solo (CASTRO; MELLO; POESTER, 2012; LACERDA; FIGUEIREDO, 2009; ZAKIA, 1998).

A estabilidade do solo das margens dos corpos d'água ocorre com a presença das raízes que retém as enxurradas, reduzindo o arraste de nutrientes e sedimentos responsáveis pelo assoreamento do leito dos rios (CAMPANILI; SCHÄFFER, 2010; CASTRO, MELLO; POESTER, 2012). Além disso, a sombra proporcionada pela vegetação ciliar matém a estabilidade térmica da água, evitando alterações bruscas de temperatura que podem influenciar na reprodução e sobrevivência de peixes, além de manter alta quantidade de oxigênio na água e assim, auxilia também na qualidade da água (CASTRO; MELLO; POESTER, 2012; LACERDA; FIGUEIREDO, 2009).

No entanto, não se deve concluir que a simples presença da mata ciliar seja suficiente para sanar todos os problemas antrópicos causados em um curso d'água (ZAKIA, 1998). O uso indevido do solo e água ocorridos ao longo de rios, lagos e nascentes, também provocaram consequências que são sentidas diariamente, com o agravamento das secas e também das enchentes (CAMPANILI; SCHÄFFER, 2010).

De modo geral, o conjunto de funções ecológicas exercidas pela mata ciliar é extremamente importante para a qualidade de vida, inclusive das populações humanas locais, sendo, portanto, fundamental a sua conservação para a manutenção da diversidade de animais, plantas e micro-organismos tanto terrestres como aquáticos (CASTRO; MELLO; POESTER, 2012; LACERDA; FIGUEIREDO, 2009).

2.3 CONSERVAÇÃO DOS RECURSOS NATURAIS

Para proteger as áreas naturais, o Governo Federal criou em 18 de julho de 2000, por meio da Lei 9.985, o Sistema Nacional de Unidades de Conservação (SNUC), que estabeleceu os critérios e normas para assegurar a criação, implantação e gestão de unidades de conservação (UCs) no Brasil (HENRY-SILVA, 2005; WWF-BRASIL, 2015). Essa Lei representou grandes avanços na criação e gestão das Unidades de Conservação nas três esferas de governo (federal, estadual e municipal) e possibilitou uma visão mais ampla das áreas naturais a serem preservadas, além de proporcionar a participação da sociedade na gestão das UCs, integrando, assim, o Estado, os cidadãos e o meio ambiente (MMA, 2015). Segundo o Ministério do Meio Ambiente, “as unidades de conservação (UCs) são espaços territoriais com características naturais relevantes que têm a função de assegurar a representatividade de amostras significativas e ecologicamente viáveis das

diferentes populações, habitats e ecossistemas do território nacional e das águas jurisdicionais, preservando o patrimônio biológico existente” (MMA, 2015).

O SNUC dividiu as UCs em dois grupos (MMA, 2015; OLIVATO; GALLO JUNIOR, 2008; WWF-BRASIL, 2015) de acordo com as normas e regras especiais de uso e manejo dos recursos naturais:

- Unidades de Conservação de Proteção Integral: visam preservar a natureza em áreas com pouca ou nenhuma ação humana, onde não se permite a utilização direta de recursos naturais, sendo admitido apenas o uso indireto dos seus recursos naturais como, por exemplo, realização de atividades de pesquisa científica e turismo ecológico. Esse tipo de unidade de conservação é subdividida em 5 categorias: Estação Ecológica, Reserva Biológica, Parque Nacional, Monumento Natural e Refúgio da Vida Silvestre.
- Unidades de Conservação de Uso Sustentável: objetivam conciliar a conservação da natureza à utilização controlada dos recursos naturais. São subdivididas em 7 categorias: Área de Proteção Ambiental, Área de Relevante Interesse Ecológico, Floresta Nacional, Reserva Extrativista, Reserva de Fauna, Reserva de Desenvolvimento Sustentável e Reserva Particular do Patrimônio Natural.

Grande parte da população brasileira usufrui dos benefícios gerados com a preservação dos recursos naturais em unidades de conservação. Um destes benefícios é o uso da água, por exemplo, para a produção de energia elétrica, considerando que cerca de 80% da energia gerada no país é por hidroelétricas que vem de pelo menos um tributário a jusante de unidade de conservação. Além da utilização para energia, a água também é utilizada para o consumo humano, com 9% da água sendo diretamente captada em unidades de conservação e 26% captada de fontes a jusante de unidade de conservação (MEDEIROS; YOUNG, 2011).

É importante frisar que os custos associados ao tratamento da água destinada ao abastecimento público é menor em bacias hidrográficas e mananciais com maior cobertura florestal que os custos de tratamento em mananciais com pouca cobertura florestal (MEDEIROS; YOUNG, 2011). Portanto, a fim de evitar que os impactos gerados nas regiões de nascentes e ao longo dos cursos d'água venham causar danos irreversíveis à rede natural de drenagem é importante que sejam respeitadas as legislações específicas para os recursos hídricos (CALHEIROS et al., 2009).

2.4 QUALIDADE DA ÁGUA

O território brasileiro detém 12% de toda a água doce existente no planeta, estando ela distribuída em aproximadamente 200 mil microbacias espalhadas em 12 regiões hidrográficas como a Bacia do São Francisco, Atlântico Nordeste Ocidental, Paraná e a Amazônica (considerada a mais extensa do mundo e com cerca de 60% inserida no país) (CNRH, 2003; MMA, 2015).

O mau uso da água e a forte impactação causada pelo crescimento populacional, fez dos ecossistemas aquáticos continentais um dos mais ameaçados do mundo (FERREIRA; CHAUVET, 2012). De modo específico, o processo de urbanização e o planejamento inadequado da ocupação do solo provocaram alterações no meio ambiente, tais como desmatamento, impermeabilização do solo, aterramentos, entre outros que resultaram em poluição de recursos hídricos (NOZAKI et al., 2014). Neste sentido, informações sobre a qualidade da água dos corpos hídricos são essenciais para a compreensão dos processos ambientais e dos impactos antrópicos que ocorrem ao longo de uma bacia hidrográfica, provocados pelo planejamento inadequado da ocupação do solo pela população (PARRON; MUNIZ; PEREIRA, 2011).

Diversos parâmetros físicos, químicos e biológicos associados a uma série de processos que ocorrem no corpo hídrico e em sua bacia de drenagem podem ser mensurados para avaliar a qualidade da água (FUNASA, 2014; SILVA et al., 2008).

Dentre os atributos físicos da água, como densidade, turbidez, odor e cor, a temperatura apresenta papel destacado para os processos biológicos. Ela exerce influência na velocidade das reações químicas, nas atividades metabólicas dos organismos e na solubilidade de substâncias. Portanto, os organismos aquáticos podem sofrer sérios impactos em termos de crescimento e reprodução quando a temperatura da água está fora dos limites de tolerância (CETESB, 2009; FUNASA, 2014).

Variações na temperatura da água ocorrem naturalmente nos sistemas aquáticos devido à incidência de luz solar, sombreamento das árvores e profundidade da coluna d'água (ARAÚJO et al., 2010; PEDROZO; KAPUSTA, 2010). Contudo, alterações de origem antropogênicas como o lançamento de efluentes aquecidos, por meio de águas de resfriamento e de efluentes industriais podem elevar a temperatura da água causando impacto significativo para as comunidades biológicas presentes nos corpos d'água (ANA, 2015; PEDROZO; KAPUSTA, 2010).

Nos ambientes aquáticos brasileiros, a faixa de variação da temperatura, em geral, é de 20°C a 30°C. Porém, nas regiões mais frias, como no sul do país, a temperatura da água em períodos de inverno pode atingir o ponto de congelamento (FUNASA, 2014).

Como variáveis químicas da água mensuráveis podem ser citadas: a concentração de oxigênio dissolvido, o pH (potencial hidrogeniônico) e a condutividade elétrica (CONAMA, 2005; DARWICH et al., 2005; FUNASA, 2014; PEDROZO; KAPUSTA, 2010). O oxigênio dissolvido é indispensável às funções vitais e para a preservação da vida aquática já que a maioria dos organismos são aeróbios. Este parâmetro pode ser considerado um dos mais significativos para expressar a qualidade de um ambiente aquático (ANA, 2015; FUNASA, 2014).

O oxigênio dissolvido na água tem origem no processo de fotossíntese das algas e plantas aquáticas ou por processos físicos que vai depender das características hidráulicas dos corpos d'água, como a aeração provocada pela turbulência gerada pela velocidade da água (ANA, 2015; DARWICH et al., 2005; PEDROZO; KAPUSTA, 2010). Já a diminuição do oxigênio dissolvido está relacionada principalmente aos processos de respiração das plantas e animais ou com a decomposição das substâncias orgânicas (PEDROZO; KAPUSTA, 2010).

Em ambientes aquáticos poluídos por esgotos, a concentração do oxigênio dissolvido é baixa porque o mesmo é consumido no processo de decomposição da matéria orgânica. De modo geral, em ambientes aquáticos com águas limpas, a concentração de oxigênio registrada é acima de 5mg/L, exceto se houverem condições naturais que causem baixos valores (ANA, 2015).

O pH representa a intensidade das condições de acidez, neutralidade ou alcalinidade do meio líquido (FUNASA, 2014; NOZAKI et al., 2014). Os organismos aquáticos são, geralmente, adaptados às condições de neutralidade e, desta forma, este parâmetro deve ser considerado para análise da qualidade da água (ARAÚJO et al., 2010; PEREIRA, 2004).

As variações do pH no meio aquático podem ter origem natural por meio da dissolução de rochas, respiração, oxidação da matéria orgânica, fotossíntese e absorção de gases da atmosfera. Esses fatores influenciam diretamente na redução da concentração de CO₂ livre e, conseqüentemente, elevam o pH dos cursos d'água. O pH também pode ser alterado de modo artificial devido as atividades antropogênicas como despejos domésticos e industriais (ESTEVES, 1998; FUNASA, 2014; NOZAKI et al., 2014; PEREIRA, 2004).

A grande maioria dos corpos de água continentais tem pH variando entre 6 e 8 (PEDROZO; KAPUSTA, 2010). Porém, alterações bruscas do pH da água podem

ocasionar o desaparecimento da biota aquática (ARAÚJO et al., 2010). E segundo a Resolução do CONAMA 357, para a adequada manutenção da vida aquática, o pH deve situar-se, geralmente, na faixa de 6 a 9 (ANA, 2015; CONAMA, 2005; FUNASA, 2014).

A condutividade elétrica da água indica a sua capacidade em transmitir corrente elétrica em função da presença de substâncias dissolvidas, que se dissociam em íons ânions e cátions (FUNASA, 2014; PEDROZO; KAPUSTA, 2010). Este parâmetro também é importante, pois indica poluição hídrica ocasionada por lançamentos de resíduos industriais, mineração, esgoto doméstico, entre outros (ARAÚJO et al., 2010; PEDROZO; KAPUSTA, 2010). Os teores de condutividade elétrica em ambientes aquáticos naturais ficam na faixa entre 10 a 100 $\mu\text{S}/\text{cm}$; já em ambientes poluídos por esgotos domésticos ou industriais os valores podem chegar a 1.000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ (CETESB, 2009; FUNASA, 2014).

Variações diárias na condutividade elétrica da água fornecem informações importantes a respeito dos processos de produção primária (redução) e decomposição (aumento; ESTEVES, 1998; PEDROZO; KAPUSTA, 2010). No entanto, vale salientar que a condutividade elétrica em si não determina, especificamente, quais os íons que estão presentes em determinada amostra de água (CETESB, 2009; SILVA; GALVÍNCIO; ALMEIDA, 2010).

2.5 FUNGOS DECOMPOSITORES DA MATÉRIA ORGÂNICA SUBMERSA

Os ecossistemas aquáticos podem apresentar corpos de água lânticos (águas paradas, com movimento lento ou estagnado como lagos, lagoas, açudes, entre outros) e lóticos (águas moventes como encontrado em riachos e rios) (CONAMA, 2005; MILLER JR, 2011). Nesses ecossistemas existem duas fontes de detritos vegetais que são utilizados pelas comunidades aquáticas como fontes principais de energia. Essas fontes nutricionais são de origem alóctone caracterizada por ser composta, principalmente, por folhas oriundas da mata ciliar e autóctone que é composta, sobretudo, por macrófitas aquáticas (ELOSEGI; POZO, 2005; GIMENES; CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR, 2010; WEBSTER; BENFIELD, 1986).

Nesses ambientes, a eficácia da ciclagem da matéria orgânica é influenciada por fatores abióticos e bióticos, como: temperatura, condições de oxi-redução, quantidade e qualidade dos detritos e composição da comunidade dos micro-organismos decompositores. A comunidade de micro-organismos é composta por fungos e bactérias, entre outros, sendo a comunidade de fungos a de maior relevância em termos de biomassa

envolvida no processo de ciclagem (GIMENES; CUNHA-SANTINO; BIANCHINI JR, 2010; GONÇALVES JR. et al., 2006; MASON, 1980).

No meio aquático podem ser isolados diferentes grupos de fungos como: os zoospóricos (lembrando que o termo “fungos zoospóricos” não é considerado categoria taxonômica, mas tem sido utilizado de forma didática para se referir aos organismos com esporos flagelados; NASCIMENTO; PIRES-ZOTTARELLI, 2012), e os não zoospóricos sendo representados principalmente por hifomicetos (GOH, 1997; SHEARER et al., 2007; WONG et al., 1998), que constituem um grupo artificial de fungos produtores de esporos assexuais denominados de conídios, que são estruturas responsáveis pela disseminação da espécie e têm grande importância ecológica e taxonômica (BARBOSA; GUSMÃO; BARBOSA, 2008). Estes fungos têm representantes, em sua grande maioria, no filo Ascomycota e pouquíssimos no filo Basidiomycota (SHEARER; RAJA, 2010). No entanto, ressalta-se que apenas são considerados fungos aquáticos aqueles que apresentam ciclo de vida total ou parcial em ambientes aquáticos, incluindo a esporulação em substratos submersos, sendo, portanto, adaptados a esse tipo de ambiente (GOH; HYDE, 1996; SHEARER et al., 2007).

Os fungos “aquáticos” possuem papel fundamental na cadeia alimentar nos ecossistemas aquáticos, pois além de atuarem na ciclagem de nutrientes graças à decomposição da matéria orgânica, são utilizados como fonte de alimento por invertebrados (GULIS; MARVANOVÁ; DESCALS, 2005; INGOLD, 1975; SURESHA et al., 2013; WURZBACHER; KERR; GROSSART, 2011). Esses fungos produzem conídios com ampla diversidade morfológica (estrelados, sigmoides, esféricos, helicoides, entre outros) que proporciona leveza e agilidade na dispersão em águas lânticas e, principalmente, em águas lólicas, contribuindo para que esses fungos sejam considerados entre os mais relevantes decompositores de substratos submersos (CHAN; GOH; HYDE, 2000; DESCALS; MORALEJO, 2001; GULIS; MARVANOVÁ; DESCALS, 2005; INGOLD, 1975; SHEARER et al., 2007; WURZBACHER; BÄRLOCHER; GROSSART, 2010).

Os ambientes aquáticos, geralmente, são dinâmicos e sujeitos às influências naturais e antrópicas, assim, a ocorrência e distribuição dos organismos aquáticos, em especial os hifomicetos, podem ser influenciadas por algumas condições hidrológicas como teor de oxigênio, temperatura e turbulência da água (INGOLD, 1975). Porém, os hifomicetos de água doce podem ser facilmente isolados de folhas e galhos submersos em corpos d'água lólicos ou lânticos de ambientes preservados ou impactados (INGOLD,

1975; MOREIRA; SCHOENLEIN-CRUSIUS, 2012; SCHOENLEIN-CRUSIUS; MOREIRA; BICUDO, 2009; SURESHA et al., 2013).

No meio aquático dulcícola, os hifomicetos estão divididos em três grupos ecológicos: ingoldianos, aeroaquáticos e lignícolas ou aquáticos-facultativos (GOH, 1997; GOH; HYDE, 1996). A identificação desses fungos é baseada na observação do desenvolvimento do conidióforo/conídio, célula codiniogênica e morfologia dos conídios (GULIS; MARVANOVÁ; DESCALS, 2005; INGOLD, 1975; MARVANOVÁ, 1997; NILSSON, 1964).

Os fungos ingoldianos recebem esta denominação em homenagem ao Dr. Cecil Terence Ingold, pioneiro no estudo desses fungos (DESCALS; SANDERS; UGALDE, 1977; MOREIRA; SCHOENLEIN-CRUSIUS, 2012; SCHOENLEIN-CRUSIUS; MALOSSO, 2007). Eles são considerados fungos aquáticos típicos porque todos os estágios de desenvolvimento, como ciclo reprodutivo, liberação e dispersão dos conídios, ocorrem em condições submersas, tornando-os extremamente dependentes dos sistemas aquáticos (CHAN; GOH; HYDE, 2000; INGOLD, 1975; SCHOENLEIN-CRUSIUS; MALOSSO, 2007; SEIFERT et al., 2011). Eles produzem conídios hidrodinâmicos principalmente nas formas tetrarradiadas ou sigmóides e quase todos apresentam conidióforos e conídios hialinos e de paredes finas (GOH; HYDE, 1996).

Os aeroaquáticos possuem crescimento vegetativo em folhas e madeiras submersas em corpos d'água paradas, como lagoas, porém seus conídios só são produzidos e dispersos na superfície da água quando expostos ao ar (ALMEIDA; BARBOSA; GUSMÃO, 2012; MARKOVSKAJA, 2012; SHEARER et al., 2007). Esses fungos produzem conídios geralmente multicelulares, tridimensionais, helicoidais ou clatróides constituídos por estruturas complexas que aprisionam o ar permitindo, assim, sua flutuação na água (GOH; HYDE, 1996; MICHAELIDES; KENDRICK, 1982; SHEARER et al., 2007).

Os lignícolas, ou também conhecidos como “aquáticos-facultativos”, podem ser encontrados em ambientes lóticos e lênticos (GOH, 1997) de regiões tropicais a temperadas (SHEARER et al. 2007). Embora algumas espécies possuam a habilidade de esporular em condições submersas, há muitas espécies que esporulam quando os substratos não estão mais submersos (DESCALS; MORALEJO, 2001; GOH; HYDE, 1996). Os conídios são capazes de se dispersar no ar e/ou na água (GOH, 1997; GOH; HYDE, 1996) e esses fungos também se caracterizam por produzir conidióforos e/ou conídios com paredes relativamente espessas com pigmentação castanha, em sua maioria, ou hialinas

(DESCALS; MORALEJO, 2001; GOH; HYDE, 1996; SHEARER; RAJA, 2010), além de apresentarem conídios com apêndices, setas ou ramificações (GOH; HYDE, 1996) que contribuem para a dispersão.

Segundo Shearer e Raja (2010), foram descritos em todo o mundo 290 espécies de hifomicetos ingoldianos, 90 espécies de hifomicetos aeroaquáticos e 450 espécies de hifomicetos lignícolas. Esses números têm sido crescentes a cada ano, assim, novos gêneros e espécies de hifomicetos isolados de material vegetal submerso estão sendo descritos e no Brasil várias novidades taxonômicas têm sido apresentadas, como: *Pyramidospora robusta* Moreira & Schoenlein-Crusius (MOREIRA; SCHOENLEIN-CRUSIUS, 2012); *Fusticeps lampadiformis* J.S. Monteiro & Gusmão e *F. papillatus* J.S. Monteiro & Gusmão (MONTEIRO; GUSMÃO, 2013); *Ceratosporella amazonica* J.S. Monteiro & Gusmão e *Ceratosporella hernandezii* J.S. Monteiro & Gusmão (MONTEIRO; GUSMÃO, 2014); *Helicodochium amazonicum* J.S. Monteiro, R.F. Castañeda, A.C. Cruz & Gusmão (MONTEIRO; GUSMÃO; CASTAÑEDA-RUIZ, 2014), *Selenosporella minima* Fiuza, Gusmão & R.F. Castañeda (FIUZA; GUSMÃO; CASTAÑEDA-RUIZ, 2015) e *Polylobatispora setulosa* L.B. Moro, G. Delgado & I.H. Schoenlein-Crusius (MORO; DELGADO; SCHOENLEIN-CRUSIUS, 2015). Espera-se que a diversidade desses micro-organismos seja ainda maior, considerando a abundância de recursos hídricos e ecossistemas pouco estudados no país. Estes estudos têm sido importantes por contribuir para o conhecimento sobre a diversidade de fungos aquáticos e reforçam a importância e necessidade de incentivo para realização de mais pesquisas, sobretudo, em locais ainda não estudados do Brasil.

Os estudos realizados no Brasil sobre os hifomicetos em ambiente aquático estão concentrados nas regiões: Sudeste, mas especificamente no estado de São Paulo no bioma Mata Atlântica (MOREIRA; SCHOENLEIN-CRUSIUS, 2012; SCHOENLEIN-CRUSIUS; GRANDI, 2003; SCHOENLEIN-CRUSIUS; MILANEZ, 1989; SCHOENLEIN-CRUSIUS; MOREIRA; BICUDO, 2009) e Cerrado (SCHOENLEIN-CRUSIUS, 2002), seguidos da região Nordeste, com estudos realizados na região do semiárido caracterizado pelo bioma Caatinga (ALMEIDA; BARBOSA; GUSMÃO, 2012; ALMEIDA; IZABEL; GUSMÃO, 2011; BARBOSA; GUSMÃO, 2011; FIUZA; GUSMÃO, 2013) e no estado de Pernambuco os estudos foram realizado na Mata Atlântica (CAVALCANTI; MILANEZ, 2007; OLIVEIRA, 2013); e Norte, nos estados do Pará (MONTEIRO, 2014) e Amazonas (FIUZA et al., 2015) no bioma Amazônia.

A concentração de estudos sobre os hifomicetos em material submerso realizados em poucos locais do Brasil pode ser justificada pela carência de pesquisadores especializados nesse tema. Segundo Rocha (2003), a diversidade de organismos aquáticos, em geral, tem sido pouco estudada devido, provavelmente, à carência de especialistas no país. Moreira e Schoenlein-Crusius, (2012) também enfatizaram a falta de estudos sobre hifomicetos em regiões tropicais. Nesse contexto, são importantes os incentivos aos trabalhos que visam aumentar o conhecimento e formar especialistas neste grupo de fungos.

3 MATERIAIS E MÉTODOS

3.1 ÁREAS DE COLETA

O estudo foi conduzido na Reserva Biológica de Saltinho (08°44'13" - 08°43'09" S e 35°10'11" - 35°11'02" O; Figura 1) e no Refúgio de Vida Silvestre Matas do Sistema Gurjaú (RVS Gurjaú - 08°10'00" - 08°15'00" S e 35°02'30" - 35°05'00" O; Figura 2), localizados, respectivamente, nas mesorregiões Zona da Mata Pernambucana e Metropolitana (BDE, 2014; ICMBio, 2014; LIRA FILHO, 2003). Estas áreas foram escolhidas por serem Unidades de Conservação no bioma Mata Atlântica e que possuem cursos hídricos importantes para a população do seu entorno.

Para cada área foram selecionados seis locais de coletas, com distância mínima de aproximadamente 500m entre eles, distribuídos no sentido linear (nascente-foz) do curso hídrico (Figuras 1 e 2).

A Reserva Biológica de Saltinho, ou REBIO Saltinho é gerenciada pelo IBAMA e fica localizada a aproximadamente 100 Km da capital estadual, Recife. A REBIO Saltinho possui uma área de 562.57 hectares e fica inserida nos municípios de Rio Formoso e Tamandaré (ICMBio, 2014). Em termos hídricos, na área da REBIO há a Bacia Hidrográfica do Córrego do Saltinho que abrange uma área de aproximadamente 475 ha e na região de montante da REBIO existem dois reservatórios que servem para abastecimento da cidade de Tamandaré. No limite leste, à jusante da REBIO, existe uma queda d'água de aproximadamente 10 metros com o nome de Cachoeira Bulha D'água (ICMBio, 2014).

O Refúgio de Vida Silvestre Matas do Sistema Gurjaú (RVS Gurjaú) tem uma área de 1.077.1 hectares e constitui o maior remanescente de Mata Atlântica da Região Metropolitana do Recife (RMR). O RVS Gurjaú fica localizado na divisa entre os municípios de Moreno, Jaboatão dos Guararapes e Cabo de Santo Agostinho (CPRH, 2012; CPRH, 2014; GAMA, 2003). A área desta unidade pertence à COMPESA, responsável pela captação da água, tratamento e distribuição para o abastecimento da RMR (CPRH, 2014).

No interior do RVS Gurjaú encontram-se três principais mananciais: Secupema, Gurjaú e São Salvador, além de possuir mais de 200 nascentes (CPRH, 2014; TELINO-JÚNIOR et al. 2005). O Secupema regula a vazão do rio Gurjaú e este sistema (Secupema-

Gurjaú) é considerado o principal afluente pela margem esquerda da Bacia Hidrográfica do rio Pirapama (CPRH, 2014; GAMA, 2003).

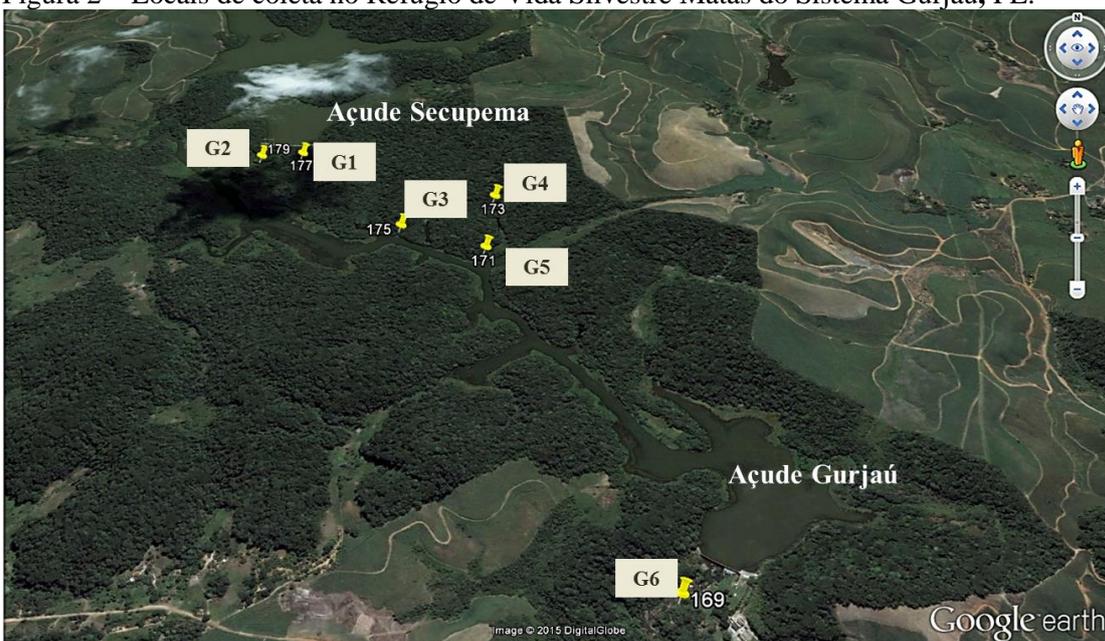
Devido à vasta área territorial e elevado grau de relevância para a conservação do bioma Mata Atlântica, o RVS Gurjaú é considerado de extrema importância biológica para o Nordeste. Com tais peculiaridades, a reserva vem despertando grande interesse da comunidade científica para pesquisas sobre a diversidade biológica presente em remanescentes de Mata Atlântica (CPRH, 2014).

Figura 1 – Locais de coleta na Reserva Biológica de Saltinho, PE.



Fonte: Google Earth, 2015.

Figura 2 – Locais de coleta no Refúgio de Vida Silvestre Matas do Sistema Gurjaú, PE.



Fonte: Google Earth, 2015.

3.2 COLETA DO MATERIAL

Os procedimentos de coleta de folhas submersas, assim como os de isolamento de hifomicetos de ambientes aquáticos, seguiram os métodos utilizados por Ingold (1975) e Schoenlein-Crusius e Milanez (1989), que favorecem o desenvolvimento de hifomicetos ingoldianos, mas não impedem o aparecimento de espécies de outros hifomicetos como os aquáticos-facultativos e aeroaquáticos.

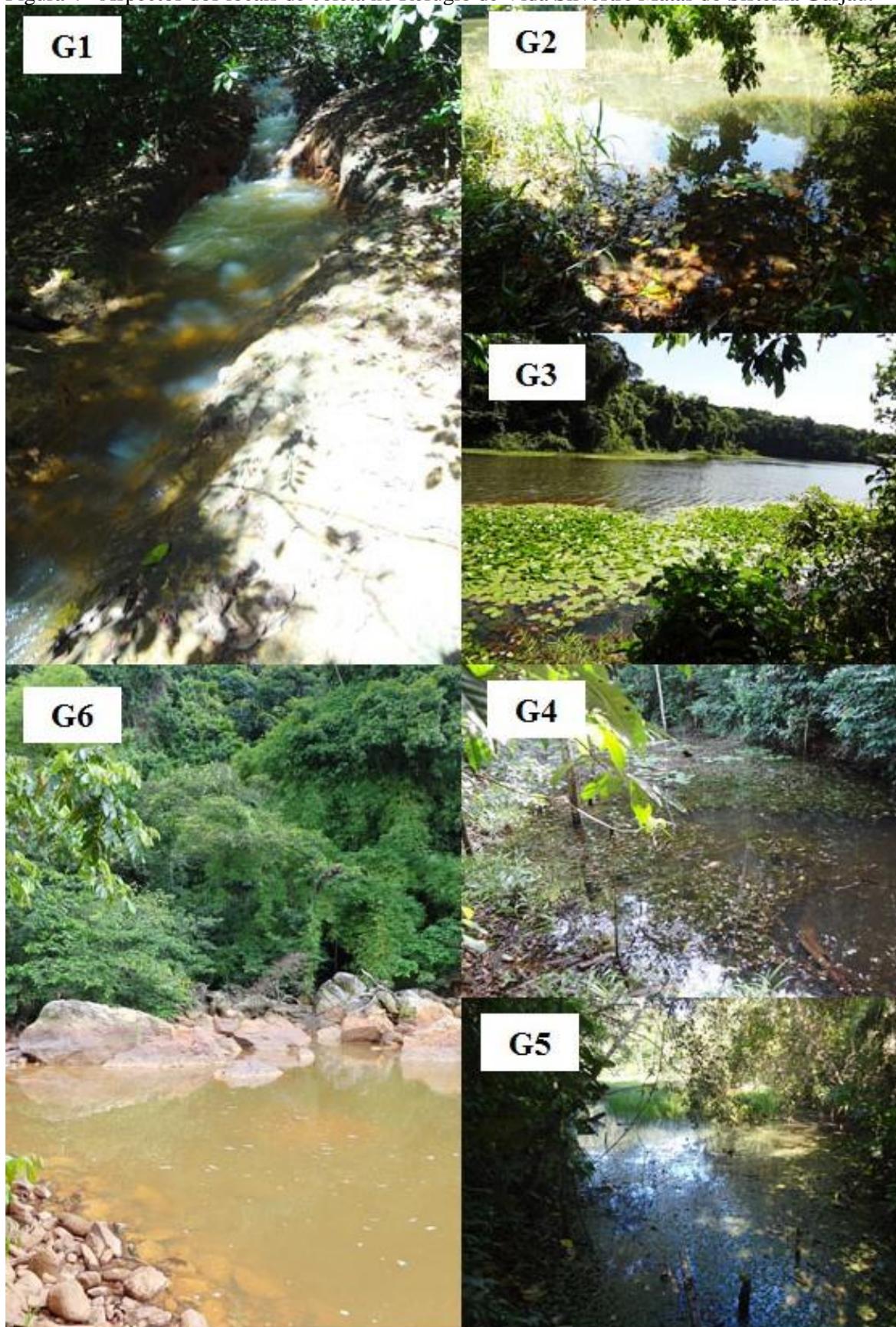
No período de agosto/2014 a maio/2015 foram realizadas cinco coletas de folhas submersas (8 a 10 folhas) em decomposição nas margens dos seis locais de coleta para cada área (Figuras 3 e 4) e as amostras foram armazenadas em potes de vidro com tampa, previamente esterilizados, com um pouco de água do local. No mesmo período e locais foram coletadas amostras de água para caracterização de sua qualidade. As amostras de folhas e água foram conduzidas aos laboratórios de Micorrizas e de Hifomicetos de Folhedo, no Departamento de Micologia/Centro de Ciências Biológicas-Universidade Federal de Pernambuco, para processamento. No total, foram avaliadas 12 amostras de folhas e de água por coleta, perfazendo um total de 60 amostras de folhas e água analisadas.

Figura 3 - Aspectos dos locais de coleta na Reserva Biológica de Saltinho.



Fonte: Mayra Silva e Marina Araújo, 2015.

Figura 4 - Aspectos dos locais de coleta no Refúgio de Vida Silvestre Matas do Sistema Gurjaú.



Fonte: Mayra Silva, 2015.

3.4 AMOSTRAGEM, PROCESSAMENTO, PREPARAÇÃO DE LÂMINAS E IDENTIFICAÇÃO DE HIFOMICETOS DE AMBIENTES AQUÁTICOS

No laboratório, as folhas foram delicadamente lavadas em água corrente, eliminando ao máximo o sedimento e outros detritos aderidos (INGOLD, 1975). Em seguida, duas folhas foram cortadas em fragmentos de aproximadamente 1 cm², 10 fragmentos foram colocados em uma placa de Petri contendo água destilada esterilizada. Este procedimento foi repetido para as demais folhas que compunham uma amostra, totalizando quatro placas por local de coleta (Figura 5). As placas com os fragmentos foram incubadas em temperatura ambiente durante 4 dias (SCHOENLEIN-CRUSIUS; MILANEZ, 1989). Nos dias subsequentes, foram realizadas trocas de água das placas com água destilada esterilizada, para promover a aeração das amostras, favorecendo o desenvolvimento dos fungos e minimizando a contaminação por bactérias.

Considerando 10 fragmentos por placa, 4 placas por local de coleta, 6 locais de coleta por área, 2 áreas de estudo e 5 períodos de coletas, foram avaliados 240 fragmentos por área em cada coleta, totalizando 2.400 fragmentos analisados, quanto à presença de táxons de hifomicetos, no trabalho.

Figura 5 - Etapas do processamento das amostras de folhas. (a) Amostra de folhas trazida do campo; (b) Lavagem das folhas em água corrente; (c) Folhas em bandeja com água limpa para serem cortadas; (d) Quatro placas de Petri contendo 10 fragmentos de um par de folhas, representa um local e uma coleta.



Fonte: Mayra Silva, 2015.

A partir do quinto dias de incubação, um fragmento de cada placa foi transferido com o auxílio de uma pinça para uma lâmina contendo água destilada, coberto com lamínula e analisado ao microscópio para observação de estruturas fúngicas como hifas, conidióforos, células conidiogênicas e conídios. Para a identificação taxonômica dos hifomicetos foram realizadas consultas em literaturas especializadas (INGOLD, 1975; MARVANOVÁ, 1997; MATSUSHIMA, 1971; MATSUSHIMA, 1975; NILSSON, 1964; SEIFERT et al., 2011).

Após a confirmação da presença do fungo nas margens dos fragmentos foliares, foram confeccionadas lâminas semipermanentes e permanentes com o auxílio de bisturis descartáveis oftalmológicos. O fragmento sobre a lâmina foi levado ao estereomicroscópio onde foram realizados micro cortes nas margens do fragmento e estes, por sua vez, foram cobertos com ácido láctico (lâminas semipermanentes; FIUZA; GUSMÃO, 2013) ou com resina PVLG - álcool polivinílico acrescido de lactofenol e glicerina (lâminas permanentes; MOREIRA; SCHOENLEIN-CRUSIUS, 2012, modificado de MORTON et al., 1993) e em seguida as lâminas foram seladas com esmalte incolor.

As lâminas confeccionadas foram depositadas no Herbário URM e as fotomicrografias foram depositadas no INCT – Herbário Virtual da Flora e dos Fungos, localizados no Centro de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Pernambuco, Recife.

Os fungos que foram detectados apenas por conídios soltos, foram registrados como morfotipos (sp. 1 a sp. 10). Características do conídio como: cor, tamanho e ramificações foram utilizadas para distinguir os diversos morfotipos.

3.5 OBTENÇÃO DE CULTURAS DE HIFOMICETOS AQUÁTICOS

Para obtenção de culturas puras, foram utilizadas duas técnicas. Na primeira, foram inoculados micro cortes das margens dos fragmentos colonizados em placas de Petri contendo o meio de cultura extrato de malte a 2% (MARVANOVÁ, 2005). Na segunda, os conídios livres foram capturados com o auxílio de agulha (tipo insulina) e blocos de ágar água, sob estereomicroscópio, e inoculados em placas de Petri contendo o meio de cultura extrato de malte a 2%. Após o crescimento micelial, foram montadas lâminas para observação, em microscópio, das estruturas fúngica. Para uma espécie foi necessário estimular a esporulação por meio de submersão de fragmentos da colônia em água

destilada esterilizada, em placa de Petri com leve rotação (11,6 rpm) em agitador automático, para posterior identificação do espécime isolado em cultura.

3.6 ANÁLISE DAS CARACTERÍSTICAS FÍSICAS E QUÍMICAS DA ÁGUA

A temperatura da água foi aferida durante as coletas, utilizando um termômetro de vidro com coluna de mercúrio, que foi deixado em contato com a água por 3 minutos e imediatamente realizada a leitura da temperatura da água nos pontos amostrados (PINTO, 2007). Amostras da água foram coletadas em garrafas plásticas de 500 ml, previamente higienizadas, e conduzidas ao laboratório para aferição do pH e condutividade elétrica. O pH e a condutividade elétrica foram determinados a partir de alíquotas de 30 ml de água com auxílio de um pHmetro de bancada QUIMIS[®] e o condutivímetro de bancada QUIMIS[®], respectivamente. E o teor de oxigênio dissolvido na água foi determinado pelo método de Winkler modificado por Golterman (GOLTERMAN, 1969).

3.7 ANÁLISE DE DADOS

Para a análise da comunidade de hifomicetos, foi contabilizada a presença de cada táxon (ocorrência) em cada fragmento, independentemente do número de conídios/conidióforos observados. Desta maneira, em cada fragmento, uma espécie só foi contabilizada uma única vez. Os dados foram tabulados mostrando as espécies nas linhas e a ocorrência nas colunas.

Curvas de acumulação de táxons e o estimador de riqueza Jackknife 2 foram empregados para cada área a fim de saber o quanto o esforço amostral realizado no estudo foi capaz de revelar da riqueza das áreas. Estas análises foram realizadas com auxílio do programa PRIMER 6.1.13 (CLARKE; GORLEY, 2006).

Densidade de hifomicetos (N), riqueza (S), diversidade (índice de Shannon-Wiener – H' em \log_e), Equitabilidade (índice de Pielou – J') e Dominância de Berger-Parker (d), foram calculadas para cada área usando o programa Past (HAMMER; HARPER; RYAN, 2001).

Os dados da comunidade de hifomicetos foram ordenados usando escalonamento multidimensional não-métrico (MDS) e análises de variância multivariada permutacional (PERMANOVA) foram empregadas, usando o índice de Bray-Curtis, para comparar a estrutura das comunidades de hifomicetos entre os mananciais das reservas, seus

respectivos locais de coletas e o possível efeito de mais de um fator (áreas, locais e períodos de coletas) nos padrões de agrupamento. Antes das análises, os dados de ocorrência foram transformados em raiz quadrada. Essas análises foram realizadas com os programas PRIMER 6.1.13 e PERMANOVA+ 1.0.3 (ANDERSON; GORLEY; CLARKE, 2008; CLARKE; GORLEY, 2006) e o nível de significância adotado foi de 0,05.

Para comparar a similaridade entre os locais de coleta para cada área, separadamente, foi aplicada a análise de similaridade de Bray-Curtis utilizando o programa Past (HAMMER; HARPER; RYAN, 2001).

Os dados das variáveis abióticas de cada área, separadamente, foram submetidos à análise de variância (ANOVA) e as médias comparadas a posteriori usando o teste de Tukey ($p < 0,05$). Essas análises univariadas foram realizadas com auxílio do programa ASSISTAT versão 7.6 beta (SILVA, 2014).

Para verificar quais fatores abióticos, entre os analisados (Temperatura, pH, Oxigênio Dissolvido e Condutividade Elétrica), explicaram melhor a estrutura da comunidade, foi realizada a análise Bio-Env. Neste teste foram correlacionados de um até três fatores abióticos com a comunidade de hifomicetos (riqueza e ocorrência nas áreas e seus respectivos locais de coleta) e para a realização do teste estatístico foi usado o Programa PRIMER 6.1.13 (CLARKE; GORLEY, 2006) e o nível de significância adotado foi de 0,05.

4 RESULTADOS

4.1 OCORRÊNCIA, RIQUEZA E DIVERSIDADE DE HIFOMICETOS AQUÁTICOS

No presente trabalho foram registrados 46 táxons de hifomicetos com 3.351 ocorrências em 2.400 fragmentos, sendo 38 táxons e 2.221 ocorrências em 1.200 fragmentos para a Reserva Biológica de Saltinho (REBIO Saltinho) e 37 táxons e 1.130 ocorrências em 1.200 fragmentos para o Refúgio de Vida Silvestre Matas do Sistema Gurjaú (RVS Gurjaú; Tabela 1).

Dos 46 táxons registrados, 21 são fungos ingoldianos, 10 hifomicetos lignícolas ou aquático-facultativos, cinco hifomicetos aeroaquáticos e 10 não puderam ser identificados devido à ausência de características diagnósticas necessárias para confirmação do gênero. Estes morfotipos, foram designados de sp. 1 a sp. 10 (Figura 6) e incluídos nos dados apresentados devido à significativa ocorrência e riqueza para os mananciais estudados (Tabela 1). Analisando separadamente as áreas temos: 20 fungos ingoldianos, oito hifomicetos lignícolas, quatro hifomicetos aeroaquáticos e 6 morfotipos para a REBIO Saltinho e 15 fungos ingoldianos, oito hifomicetos lignícolas, cinco hifomicetos aeroaquáticos e 9 morfotipos para o RVS Gurjaú.

De forma geral, os táxons predominantes foram *Monotosporella* sp. (679), *Triscelophorus monosporus* Ingold (598) e *Endophragmiella* sp. (527 ocorrências). Quando considerada a predominância de táxons em cada área foi observado: *Endophragmiella* sp. (418 ocorrências), *Monotosporella* sp. (408), *T. monosporus* (399), *Flagellospora* sp. (168) e *Colispora curvata* Nawawi & Kuthub. (127) para a REBIO Saltinho e *Monotosporella* sp. (271), *T. monosporus* (199), *Endophragmiella* sp. (109) e *Pyramidospora quadricellularis* M.S. Oliveira, Malosso & R.F. Castañeda (101) para o RVS Gurjaú (Tabela 1).

Os táxons menos representativos na REBIO Saltinho que ocorreram apenas uma vez foram: *Campylospora* sp., *Pyramidospora casuarinae* Sv. Nilsson, *Pyramidospora robusta* Moreira & Schoenlein-Crusius e morfotipo sp. 6; com duas ocorrências: *Beltrania* sp.2, *Fusticeps* sp. e morfotipo sp. 7. Já para o RVS Gurjaú foram observados apenas uma vez: *Anguillospora longissima* (Sacc. & P. Syd.) Ingold, *Camposporium* sp., *Cancellidium applanatum* Tubaki, *Cryptophiale kakombensis* Piroz., morfotipo sp. 4 e morfotipo sp. 9; e com apenas duas ocorrências: *Polylobatispora setulosa* L.B. Moro, G. Delgado & I.H. Schoenlein-Crusius e morfotipo sp. 5 (Tabela 1).

Tabela 1 - Ocorrência de hifomicetos de ambientes aquáticos em folheto submerso coletados em seis locais da Reserva Biológica de Saltinho (REBIO Saltinho, S1-S6) e do Refúgio de Vida Silvestre Matas do Sistema Gurjaú (RVS Gurjaú, G1-G6), Pernambuco. * Táxons com maior ocorrência.

Táxons/Locais	REBIO Saltinho							RVS Gurjaú						Total Geral	
	S1	S2	S3	S4	S5	S6	Total	G1	G2	G3	G4	G5	G6		Total
Fungos ingoldianos															
<i>Anguillospora longissima</i> (Sacc. & P. Syd.) Ingold	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	1
<i>Anguillospora</i> sp.	0	0	0	0	0	3	3	0	0	0	0	0	0	0	3
<i>Aquanectria penicillioides</i> (Ingold) L. Lombard & Crous = <i>Flagellospora penicillioides</i> Ingold	0	0	6	8	6	8	28	0	0	0	0	0	0	0	28
<i>Blodgettia indica</i> Subram.	1	17	5	6	13	7	49	2	22	0	30	10	0	64	113
<i>Campylospora</i> sp.	0	0	0	1	0	0	1	0	0	1	0	2	1	4	5
<i>Colispora curvata</i> Nawawi & Kuthub.	29	53	19	4	16	6	127	0	0	3	59	0	1	63	190
<i>Dendrosporium lobatum</i> Plakidas & Edgerton ex J.L. Crane	6	0	2	1	0	0	9	0	0	1	2	1	0	4	13
<i>Flagellospora</i> sp.	24	28	41	26	20	29	168	43	6	0	1	0	0	50	218
<i>Ingoldiella hamata</i> D.E. Shaw	1	11	0	0	0	5	17	0	0	0	0	0	0	0	17
<i>Lunulospora curvula</i> Ingold	0	15	12	14	15	15	71	22	0	0	0	0	11	33	104
<i>Monotosporella microaquatica</i> (Tubaki) Sv. Nilsson	1	16	18	14	21	10	80	0	2	0	28	0	0	30	110
* <i>Monotosporella</i> sp.	57	110	69	38	86	48	408	25	22	22	119	81	2	271	679
<i>Polylobatispora setulosa</i> L.B. Moro, G. Delgado & I.H. Schoenlein-Crusius	0	0	3	0	0	0	3	0	0	0	2	0	0	2	5
<i>Pyramidospora casuarinae</i> Sv. Nilsson	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Pyramidospora fluminea</i> Miura & K.I. Kudo	0	0	0	0	4	0	4	0	0	3	0	0	5	8	12
<i>Pyramidospora quadricellularis</i> M.S. Oliveira, Malosso & R.F. Castañeda	0	2	4	3	5	2	16	0	36	37	0	0	28	101	117
<i>Pyramidospora robusta</i> Moreira & Schoenlein-Crusius	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Pyramidospora</i> sp.	0	0	11	18	12	8	49	0	0	0	0	0	0	0	49
<i>Triscelophorus acuminatus</i> Nawawi	28	12	15	21	9	2	87	24	5	0	3	11	3	46	133

Cont.

Táxons/Locais	REBIO Saltinho							RVS Gurjaú							Total Geral
	S1	S2	S3	S4	S5	S6	Total	G1	G2	G3	G4	G5	G6	Total	
Fungos ingoldianos															
<i>Triscelophorus magnificus</i> R.H.Petersen	5	1	2	1	1	0	10	2	0	0	1	0	0	3	13
* <i>Triscelophorus monosporus</i> Ingold	68	43	97	95	44	52	399	106	26	12	3	17	35	199	598
Hifomicetos lignícolas															
<i>Acumispora verruculosa</i> Heredia, R.F. Castañeda & R.M. Arias	0	0	6	9	2	0	17	2	9	0	0	0	0	11	28
<i>Beltrania</i> sp. 1	5	5	4	1	3	0	18	1	0	0	2	0	0	3	21
<i>Beltrania</i> sp. 2	0	2	0	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	2
<i>Beltraniella</i> sp.	2	1	0	1	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0	4
<i>Camposporium</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	1
<i>Cryptophiale kakombensis</i> Piroz.	3	0	0	1	0	0	4	0	0	0	0	1	0	1	5
* <i>Endophragmiella</i> sp.	26	106	78	41	127	40	418	10	10	11	52	23	3	109	527
<i>Verticicladius amazonensis</i> Matsush.	0	0	0	3	2	0	5	8	0	0	0	0	0	8	13
<i>Verticicladius hainanensis</i> M.T. Guo & Z.F. Yu	1	4	22	15	27	3	72	0	2	0	0	0	1	3	75
<i>Wiesneriomyces</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	4	0	0	0	0	0	4	4
Hifomicetos aeroaquáticos															
<i>Cancellidium applanatum</i> Tubaki	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	1
<i>Fusticeps laevisporus</i> Matsush.	0	22	7	8	22	1	60	0	0	0	7	1	0	8	68
<i>Fusticeps</i> sp.	0	0	0	0	2	0	2	0	0	0	0	6	0	6	8
<i>Spirosphaera</i> sp.	2	1	0	1	0	0	4	0	1	0	4	1	0	6	10
<i>Xylomyces acerosisporus</i> M.S. Oliveira, Malosso & R.F. Castañeda	34	0	5	0	1	1	41	0	0	0	6	0	0	6	47
Mofortipos															
sp. 1	1	2	0	0	4	2	9	0	0	0	3	0	0	3	12
sp. 2	0	0	0	0	0	0	0	1	24	1	2	2	1	31	31

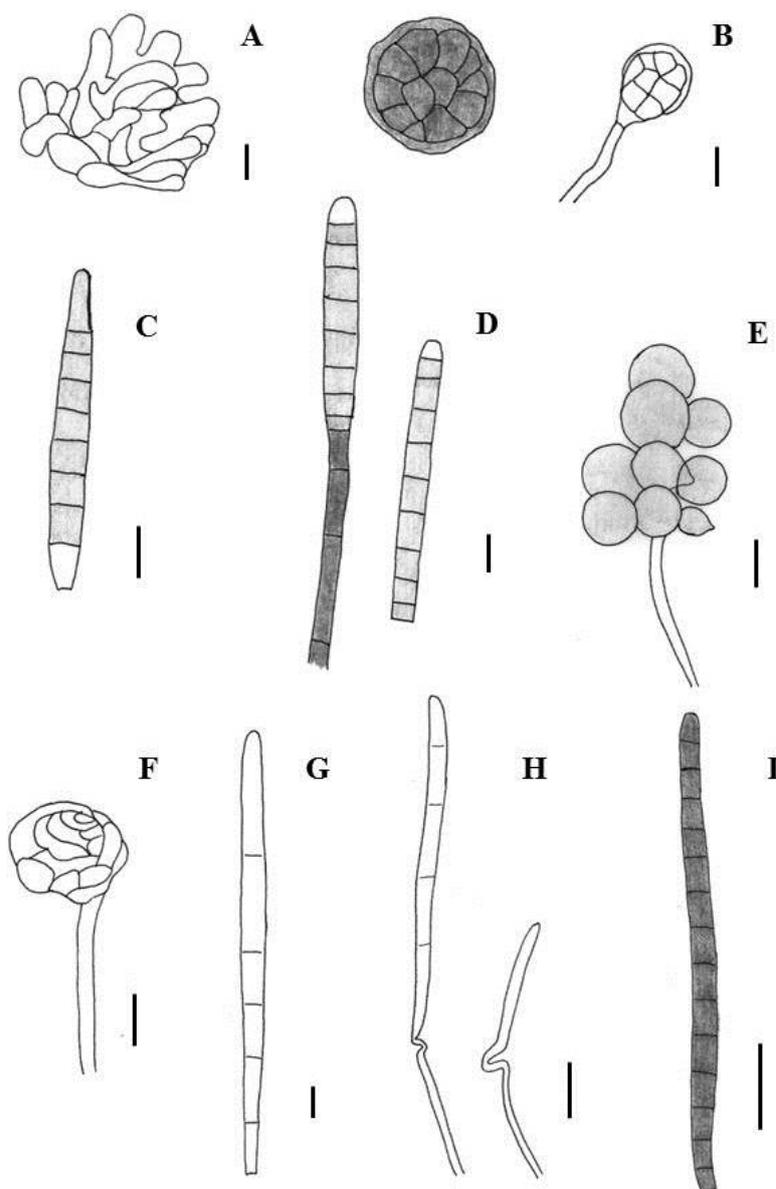
Cont.

Táxons/Locais	REBIO Saltinho							RVS Gurjaú						Total Geral	
	S1	S2	S3	S4	S5	S6	Total	G1	G2	G3	G4	G5	G6		Total
Mofortipos															
sp. 3	0	1	1	2	1	1	6	0	1	0	0	0	5	6	12
sp. 4	0	1	2	0	1	0	4	0	0	0	1	0	0	1	5
sp. 5	14	5	0	2	0	0	21	0	2	0	0	0	0	2	23
sp. 6	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1
sp. 7	2	0	0	0	0	0	2	0	0	0	6	8	0	14	16
sp. 8	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	22	22	22
sp. 9	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	1
sp. 10	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	0	2	4	4
Ocorrência	311	459	429	334	444	244	2221	254	168	92	331	165	120	1130	3351
Riqueza de táxons	21	23	22	25	24	20	38	16	14	10	19	14	14	37	46

0 = Ausência de ocorrência

Fonte: Mayra Silva, 2015.

Figura 6 - Morfotipos de hifomicetos registrados em folheto submerso na REBIO Saltinho e no RVS Gurjaú. A. sp. 1, B. sp. 2, C. sp. 3, D. sp. 4, E. sp. 5, F. sp. 6, G. sp. 7, H. sp. 8, I. sp. 9. Barra de escala = 10 µm.

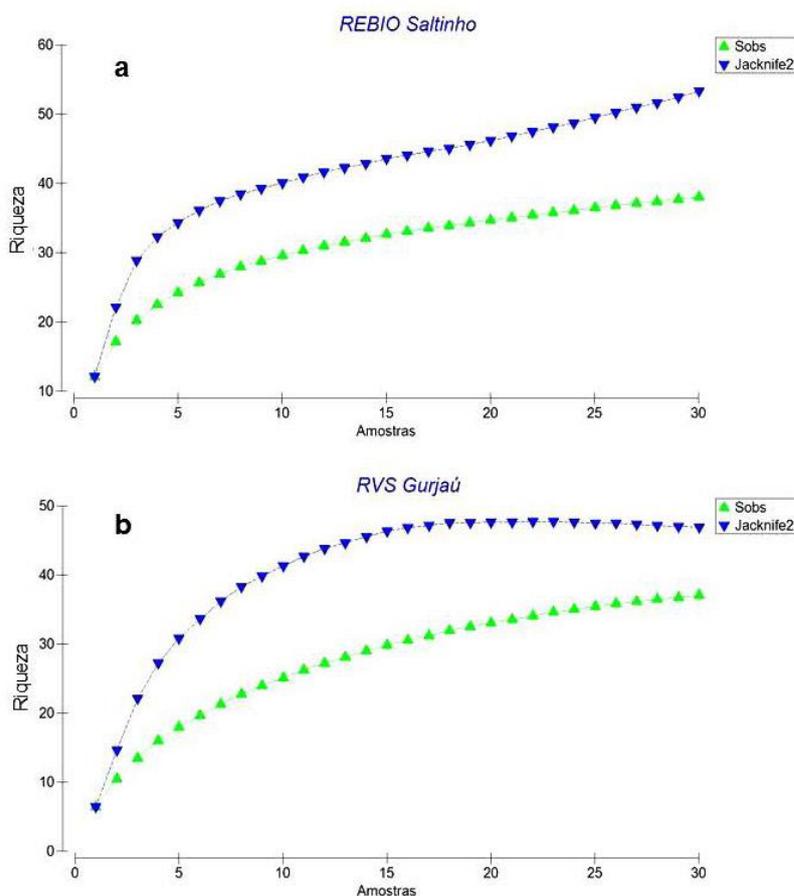


Fonte: Mayra Silva, 2015.

Nove táxons (*Anguillospora* sp., *Beltrania* sp.2, *Beltraniella* sp., *Aquanectria penicillioides* (Ingold) L. Lombard & Crous, *Ingoldiella hamata* D.E. Shaw, *P. casuarinae*, *P. robusta*, *Pyramidospora* sp. e morfotipo sp. 6) foram restritos à REBIO Saltinho; enquanto que oito táxons (*A. longissima*, *Camposporium* sp., *C. applanatum*, *Wiesneriomyces* sp. e os morfotipos sp. 2, sp. 8, sp. 9 e sp. 10) foram exclusivamente identificados no RVS Gurjaú (Tabela 1).

As curvas de acumulação de táxons de hifomicetos identificados para cada uma das áreas estudadas não atingiram uma assíntota com o esforço amostral realizado. Com base no estimador de riqueza empregado (Jackknife 2) foi possível revelar 72% (38 das 53 espécies esperadas) da riqueza estimada para a REBIO Saltinho e 79% (37 das 47 esperadas) da riqueza estimada para o RVS Gurjaú (Figura 7).

Figura 7 - Curvas de acumulação de táxons de hifomicetos em folheto submerso na REBIO Saltinho (a, linha verde - Sobs) e RVS Gurjaú (b, linha verde - Sobs) e as estimativas de riqueza do estimador não-paramétrico Jackknife 2 (linha azul) para ambas as áreas. Sobs: riqueza observada.



Fonte: Mayra Silva, 2015.

As áreas apresentaram alta densidade (variando de 1.130 no RVS Gurjaú a 2.221 na REBIO Saltinho), riqueza (variando de 37 no RVS Gurjaú a 38 na REBIO Saltinho), diversidade (variando de 2,56 na REBIO Saltinho a 2,57 no RVS Gurjaú) e equitabilidade (variando de 0,70 na REBIO Saltinho a 0,71 no RVS Gurjaú), enquanto foi registrada baixa dominância (variando de 0,19 na REBIO Saltinho a 0,24 no RVS Gurjaú) revelando que há certa uniformidade na distribuição de indivíduos entre os táxons de hifomicetos encontrados no folheto submerso nestas áreas. Entre as variáveis analisadas, apenas foi

registrada diferença significativa na dominância de indivíduos que foi maior no RVS Gurjaú em relação à REBIO Saltinho (Tabela 2).

Tabela 2 - Riqueza, Diversidade de Shannon-Wiener (H'), Equitabilidade de Pielou (J') e Dominância de Berger-Parker (d) de táxons de hifomicetos em ambiente aquático observados no folhedo misto submerso da REBIO Saltinho e RVS Gurjaú.

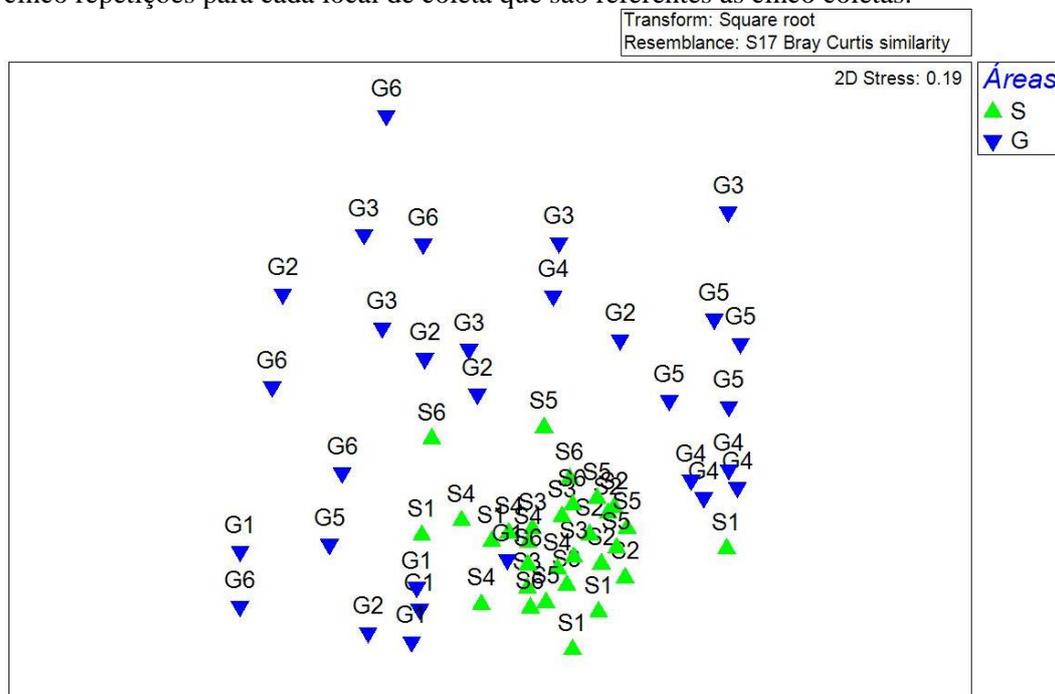
	REBIO Saltinho	RVS Gurjaú	¹ Boot $p(eq)$
Densidade	2221	1130	-
Riqueza (S)	38	37	0,95
Diversidade ($H' \log_e$)	2,56	2,57	0,68
Equitabilidade (J')	0,70	0,71	0,60
Dominância (d)	0,19	0,24	0,001

¹ *Boot p(eq)*: probabilidade de ter igual diversidade (*probability of having equal diversities*). Se $p(eq)$ for maior que 0.05, não há diferença significativa.

Fonte: Mayra Silva, 2015.

Com base na PERMANOVA foram registradas diferenças significativas da composição das comunidades de hifomicetos entre as áreas ($F= 3,138$; $p\leq 0,05$; Figura 8) e entre os locais de coleta das áreas ($F= 3,721$; $p\leq 0,05$; Figura 8).

Figura 8 - Ordenação não-métrica multidimensional (MDS) dos dados da comunidade de hifomicetos associados ao folhedo submerso coletado na REBIO Saltinho (locais de coleta, S1, S2, S3, S4, S5 e S6 em verde) e no RVS Gurjaú (locais de coleta, G1, G2, G3, G4, G5 e G6 em azul) com cinco repetições para cada local de coleta que são referentes às cinco coletas.

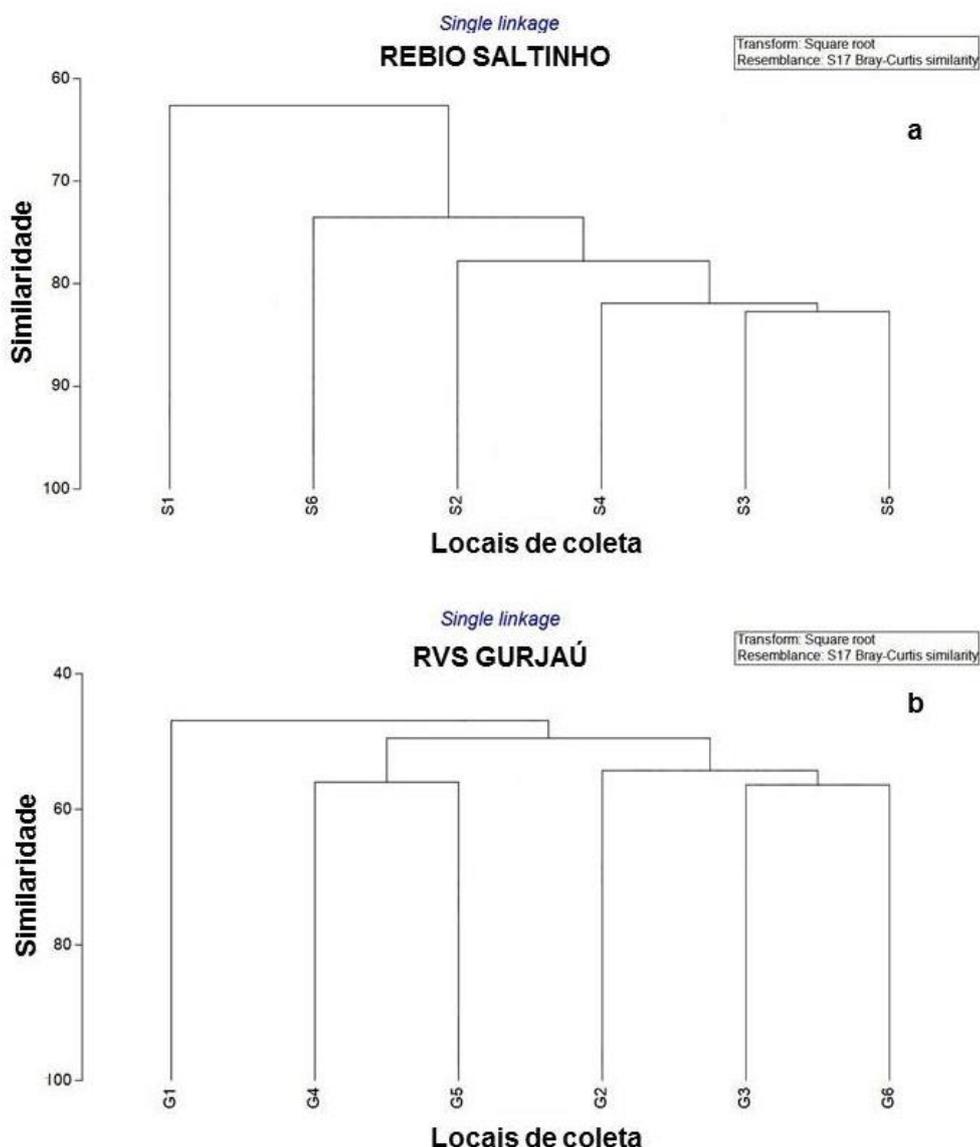


Fonte: Mayra Silva, 2015.

Considerando cada área de estudo, foi possível observar que houve maior semelhança das comunidades de hifomicetos entre os locais de coleta S3 e S5 (83%) e menor entre o local S1 e os demais locais (63%) da área de estudo REBIO Saltinho. As riquezas de táxons ao longo do córrego de Saltinho (S2, S3, S4 e S5) são mais similares com o local S6, que seria mais próximo à foz, do que o local S1, que representaria o local mais próximo à nascente (Figura 9 a).

No RVS Gurjaú, houve maior semelhança das comunidades de hifomicetos entre os locais de coleta G3 e G6 (56%) e menor entre o local G1 e todos os demais locais (47%). Foi possível observar a formação de dois grupos distintos com valores iguais de similaridade (entre G3-G6 e G4-G5). Tal distribuição da comunidade de hifomicetos pode estar relacionada com a extensão da área e as características abióticas da água dos locais de coleta (Figura 9 b).

Figura 9 - Dendrograma de similaridade entre os locais de coleta, de acordo com o índice de similaridade de Bray-Curtis, referentes à micota total observada no folheto submerso coletado na REBIO Saltinho (a) e RVS Gurjaú (b).



Fonte: Mayra Silva, 2015.

4.2 CARACTERÍSTICAS FÍSICAS E QUÍMICAS DA ÁGUA

Os valores observados das variáveis físicas e químicas da água são apresentados como médias dos locais de coleta, sendo cada área analisada separadamente.

Não houve diferença significativa da temperatura da água entre os locais de coleta de cada área. Para a REBIO Saltinho a temperatura variou, em média, de 25,4 a 27 °C (Tabela 3), enquanto para RVS Gurjaú, a temperatura apresentou variação média de 26,4 a 29,2 °C (Tabela 4).

Os valores do potencial hidrogeniônico da água na REBIO Saltinho oscilaram de levemente ácido (6,1) a quase neutro (6,9) e houve diferença significativa entre os locais de coleta (Tabela 3). No RVS Gurjaú, o potencial hidrogeniônico da água também variou de levemente ácido (6,3) tendendo ao alcalino (7,4) e também houve diferença significativa entre os locais de coleta (Tabela 4).

Os níveis de oxigênio dissolvido na água na REBIO Saltinho exibiram variações médias de 5,42 a 6,96 mg/L⁻¹ O₂, não sendo detectada diferença significativa entre os locais de coleta (Tabela 3). Entretanto, no RVS Gurjaú, os níveis de oxigênio dissolvido na água oscilaram de 2,02 a 8,44 mg/L⁻¹ O₂, sendo detectada diferença entre os locais (Tabela 4).

Os valores da condutividade elétrica da água na REBIO Saltinho variaram de 41,82 a 62,88 μS/cm⁻¹ e houve diferença entre os locais de coleta (Tabela 3). No entanto, no RVS Gurjaú, a condutividade elétrica exibiu variação entre 55,66 a 68,06 μS/cm⁻¹ e não foi detectada diferença significativa entre os locais (Tabela 4).

Tabela 3 - Variáveis abióticas da água coletada em seis pontos (S1, S2, S3, S4, S5 e S6) em 2014 e 2015 no Córrego do Saltinho, REBIO Saltinho, Pernambuco, Brasil.

Pontos de coleta	Temperatura da água (°C) ^{ns}	pH	Oxigênio Dissolvido (mg/L ⁻¹ O ₂) ^{ns}	Condutividade elétrica (μS/cm ⁻¹)
S1	27,00 a	6,46 ab	5,42 a	41,82 b
S2	25,40 a	6,24 b	5,62 a	54,12 ab
S3	25,80 a	6,40 ab	6,54 a	58,12 ab
S4	25,60 a	6,60 a	6,86 a	60,00 a
S5	25,80 a	6,64 a	6,62 a	59,82 a
S6	25,60 a	6,62 a	6,96 a	62,88 a

Médias seguidas das mesmas letras na coluna não diferem pelo teste de Tukey ($p < 0,05$). ^{ns} = não significativo.

Fonte: Mayra Silva, 2015.

Tabela 4 - Variáveis abióticas da água coletada em seis pontos (G1, G2, G3, G4, G5 e G6) em 2014 e 2015 no sistema Secupema - Gurjaú, RVS Gurjaú, Pernambuco, Brasil.

Pontos de coleta	Temperatura da água (°C) ^{ns}	pH	Oxigênio Dissolvido (mg/L ⁻¹ O ₂)	Condutividade elétrica (μS/cm ⁻¹) ^{ns}
G1	28.60 a	7,22 a	4,92 b	55,66 a
G2	28.20 a	7,10 a	5,30 b	58,10 a
G3	29.20 a	6,98 a	6,54 ab	63,86 a
G4	26.80 a	6,26 b	6,10 b	64,26 a
G5	26.40 a	6,26 b	2,02 c	68,06 a
G6	28.20 a	7,38 a	8,44 a	67,26 a

Médias seguidas das mesmas letras na coluna não diferem pelo teste de Tukey ($p < 0,05$). ^{ns} = não significativo.

Fonte: Mayra Silva, 2015.

4.3 HIFOMICETOS E AS CARACTERÍSTICAS FÍSICAS E QUÍMICAS DA ÁGUA

Analisando as duas áreas conjuntamente, as variáveis que melhor se relacionaram à estrutura da comunidade de hifomicetos foram temperatura, pH e oxigênio dissolvido com base na análise Bio-Env ($r= 0,40$; $p= 0,001$). Considerando cada área isoladamente, as variáveis que melhor se relacionaram à composição da comunidade de hifomicetos de amostras coletadas na REBIO Saltinho foram temperatura e condutividade elétrica ($r= 0,35$; $p= 0,001$); no RVS Gurjaú as variáveis que melhor se associaram a estrutura da comunidade de hifomicetos foram temperatura, pH e oxigênio dissolvido ($r= 0,20$; $p= 0,007$).

4.4 NOVIDADES TAXONÔMICAS E DEPÓSITOS DE LÂMINAS E CULTURAS DE HIFOMICETOS DE AMBIENTE AQUÁTICO NO HERBÁRIO URM E NA MICOTECA URM

Dentre os táxons de hifomicetos identificados foram encontrados e descritos três novas espécies: *Xylomyces acerosisporus* M.S. Oliveira, Malosso & R.F. Castañeda (Anexo A), *Pyramidospora quadricellularis* M.S. Oliveira, Malosso & R.F. Castañeda (Anexo B) e *Codinaea aquatica* R.F. Castañeda, M.S. Oliveira & Malosso (Anexo C).

Xylomyces acerosisporus M.S. Oliveira, Malosso & R.F. Castañeda recebeu este epíteto específico pelas características dos clamidosporos (aceroso, em forma de agulha e com extremidades afiladas). Esta espécie difere de *X. giganteus* Goh, W.H. Ho, K.D. Hyde & K.M. Tsui e *X. rhizophorae* Kohlmeyer & Volkmann-Kohlmeyer por apresentar clamidosporos menores e com menor número de septos e de *X. foliicola* W.B. Kendrick & R.F. Castañeda pela forma dos clamidosporos que pode ser cilíndrica ou filiforme à aceroso (ocasionalmente fusiforme) e pela presença de mais septos (OLIVEIRA et al., 2015; Anexo A).

Pyramidospora quadricellularis M.S. Oliveira, Malosso & R.F. Castañeda recebeu este epíteto específico pela característica única do conídio. Este gênero é distinguido por apresentar conidióforos que são distintos, septados, hialinos e com células conidiogênicas determinadas, monoblásticas e terminais e os conídios são compostos por células globosas hialinas. Esta espécie difere de todas as demais espécies do gênero por ser a única que apresenta conídios com quatro células (OLIVEIRA et al., 2015; Anexo B).

Codinaea aquatica R.F. Castañeda, M.S. Oliveira & Malosso recebeu este epíteto específico pelo habitat em que a espécie foi encontrada. Os gêneros *Dictyochaeta* e *Codinaea* já foram considerados sinônimos, porém as análises moleculares indicam que os dois gêneros são aceitos atualmente. No entanto, Li, Kendrick e Chen (2012) recomendam que as espécies com sétulas filiformes sejam mantidas no gênero *Codinaea* e os táxons sem sétulas são colocados em *Dictyochaeta*. Portanto, entre todas as espécies de *Codinaea* e *Dictyochaeta* registradas (Index Fungorum 2015), apenas *D. tropicalis* Bhat & W.B. Kendrick se assemelha a *C. aquatica* na colocação e disposição das sétulas, porém *C. aquatica* produz conídios fusiformes a naviculares e *D. tropicalis* de elipsoides a forma de gota. Devido às semelhanças com a espécie do gênero *Codinaea* foi proposta uma nova combinação para *D. tropicalis* (*Codinaea tropicalis* (Bhat & W.B. Kendr.) R.F. Castañeda & Malosso), já que compartilha características com *C. aquatica* (OLIVEIRA; MALOSSO; CASTAÑEDA-RUIZ, 2015; Anexo C).

Foram depositadas lâminas permanentes e semi-permanentes dos seguintes táxons no Herbário URM: *X. acerosisporus* (URM 87587), *P. quadricellularis* (URM 87706), *C. aquatica* (URM 87707), *V. hainanensis* M.T. Guo & Z.F. Yu (URM 86558) e *V. amazonensis* Matsush (URM 86561). E as culturas de *V. hainanensis* (URM 7236) e *I. hamata* (URM 7312) foram depositadas na Micoteca URM.

5 DISCUSSÃO

5.1 DIVERSIDADE DE HIFOMICETOS EM FOLHEDO SUBMERSO

No presente trabalho, foi possível observar alta riqueza e ocorrência de táxons quando comparado com os resultados encontrados nos estudos que foram realizados em corpos hídricos localizados em áreas de Mata Atlântica e seguidos da mesma metodologia que favorecem o desenvolvimento dos fungos ingoldianos, mas que não impedem a colonização dos demais hifomicetos em fragmentos de folhas submersas. No entanto, os dados sobre a ocorrência do presente estudo precisaram ser transformados para uma melhor comparação. Desta forma, foram registradas 222 ocorrências de hifomicetos, sendo identificados 135 em amostras coletadas na REBIO Saltinho e 87 no RVS Gurjaú. Malosso (1999), por exemplo, registrou 28 táxons e 117 ocorrências a partir de pesquisa realizada em folhas submersas na Represa do Guarapiranga e Rio do Monjolinho e Jacaré-Guaçu. Schoenlein-Crusius, Moreira e Bicudo (2009) identificaram 24 táxons e 193 ocorrências em um trabalho realizado no Parque Estadual das Fontes do Ipiranga (PEFI). Diniz, Schoenlein-Crusius e Menghini (2012) obtiveram 14 táxons e 75 ocorrências ao estudarem o Córrego Pirarungaua no Jardim Botânico, São Paulo. Schoenlein-Crusius et al. (2014) registraram 27 táxons e 104 ocorrências em pesquisa realizada no Parque Municipal do Ibirapuera. Schoenlein-Crusius, Moreira, Gomes (2015) relataram 26 táxons e 71 ocorrências para o Parque Municipal da Aclimação. Todos estes estudos citados anteriormente foram realizados no estado de São Paulo. Em Pernambuco, Oliveira (2013), ao estudar a riqueza e ocorrência de hifomicetos no Rio Jaboatão (trecho entre Moreno/Jaboatão dos Guararapes) e um curso d'água no entorno da Reserva Ecológica Carnijó (Moreno), obteve 22 táxons de hifomicetos e 96 ocorrências.

Devido a sua morfologia e leveza dos conídios, os fungos ingoldianos além de serem relatados em amostras de material vegetal submerso, estes podem ser encontrados aprisionados nas espumas que são formadas naturalmente nos corpos d'água lóticos (INGOLD, 1975; SCHOENLEIN-CRUSIUS; MOREIRA; BICUDO, 2009; SURESHA et al., 2013). Fiuza e Gusmão (2013) e Fiuza et al., (2015) em seus estudos, analisaram amostras de espumas para determinar a riqueza de fungos ingoldianos presentes no bioma Caatinga (25 espécies) e Amazônia (17 espécies) respectivamente. Mesmo utilizando outra metodologia, o presente estudo exibiu riqueza de fungos ingoldianos (20 espécies) similar com os trabalhos citados anteriormente.

Os trabalhos desenvolvidos no Brasil com a técnica de incubação de fragmentos foliares em condições submersas, que relataram além dos fungos ingoldianos a sua lista de espécies, também obtiveram maior riqueza dos fungos ingoldianos em relação aos hifomicetos lignícolas ou aquático-facultativos. Schoenlein-Crusius et al., (2014) registraram 15 fungos ingoldianos e 12 aquáticos facultativos em pesquisa realizada no Parque Municipal do Ibirapuera e Schoenlein-Crusius, Moreira, Gomes (2015) listaram 16 fungos ingoldianos e 10 aquático-facultativos para o Parque Municipal da Aclimação, ambos realizados em São Paulo. Já os hifomicetos aeroaquáticos, apesar de serem relatados com maior frequência em material vegetal submerso de ambientes lânticos (GOH; HYDE, 1996; SHEARER et al., 2007), apresentaram poucas espécies para ambas as áreas estudadas e não houve diferença na riqueza de espécies com relação ao tipo de ambiente, uma vez que o curso hídrico da REBIO Saltinho é lótico, com fluxo d'água moderadamente turbulento, em relação ao curso hídrico do RVS Gurjaú, em que o fluxo d'água é lento, com exceção dos locais de coletas G1 e G6 que estão localizados após a queda d'água das barragens dos açudes Secupema e Gurjaú, respectivamente.

Neste sentido, quem vai determinar maior riqueza e diversidade de um determinado grupo de hifomicetos (lignícolas ou aquáticos-facultativos, aeroaquáticos e ingoldianos) é a metodologia de análise utilizada na pesquisa. Por exemplo, outra metodologia utilizada nos estudos sobre hifomicetos em ambientes aquáticos é a técnica de câmara úmida. Esta por sua vez proporciona a análise de vários materiais vegetais submersos como folhas, galhos, cascas e pecíolos, o que favorece uma maior riqueza de hifomicetos lignícolas e aeroaquáticos em relação aos fungos ingoldianos. Um exemplo deste tipo de seleção de grupos de hifomicetos pela técnica de análise pode ser observado no trabalho de Monteiro (2014), a qual avaliou a riqueza de fungos conidiais em folhas e galhos submersos em três fragmentos florestais pertencentes à Região Metropolitana de Belém (RMB) no estado do Pará, que obteve o registro de 235 espécies de fungos conidiais, sendo, 210 espécies para fungos aquáticos-facultativos, dois coelomicetos, 15 fungos aeroaquáticos e apenas oito fungos ingoldianos.

As áreas estudadas apresentam diferenças em relação à composição da comunidade de hifomicetos e também à dominância de indivíduos. Neste caso, foi possível analisar que a comunidade de hifomicetos encontrada na REBIO Saltinho, além de ser mais diversa (mais densa e/ou maior ocorrência), é mais homogênea no que se refere à distribuição dos indivíduos na área (locais de coleta), quando comparada com a comunidade de hifomicetos encontrada no RVS Gurjaú. Tais diferenças podem estar relacionadas às características do

ambiente aquático (variações do fluxo d'água) das áreas, pois a turbulência da água parece estimular a esporulação e colonização dos fungos, tendo em vista que o córrego do Saltinho exibiu maior ocorrência de hifomicetos. O mesmo foi observado por Malosso (1999) ao registrar maior ocorrência de hifomicetos no sistema Rio Monjolinho e Jacaré-Guaçu (76) em relação ao que foi analisado na Represa do Guarapiranga (41) em São Paulo e Oliveira (2013) ao observar maior ocorrência destes fungos nos locais de coleta com maior turbulência da água no Rio Jaboatão e curso d'água no entorno da Reserva Ecológica Carnijó em Pernambuco. Ingold (1975) já tinha mencionado sobre a ocorrência dos hifomicetos em águas moderadamente turbulentas e Bärlocher, Stewart e Ryder (2011) ao estudarem três riachos na Austrália, confirmaram que a turbulência aumenta a esporulação desses fungos, assim como também foi observado no presente estudo.

Numa escala global, os hifomicetos apresentam baixa diversidade de espécies em áreas tropicais em comparação às regiões de clima temperado, porém esta afirmativa é altamente tendenciosa, porque a alta riqueza de espécies também está relacionada com o maior número de estudos realizados nestas regiões (SHEARER et al., 2007, DUARTE et al., 2016). No entanto, Graça, Hyde e Chauvet (2016) mencionam que a baixa diversidade de hifomicetos encontrada nos sistemas aquáticos tropicais e subtropicais, quando comparada com a riqueza registrada para as áreas de clima temperado, pode estar relacionada com a baixa turbulência e teor de nutrientes encontrados em muitos dos corpos d'água estudados e pela presença de folhas mais resistentes aos processos que envolvem a decomposição.

Avaliando a distribuição das espécies de fungos ingoldianos catalogadas no Brasil em relação ao mundo foi possível observar que *A. longissima* (analisada em folhas e espuma) é a única espécie que há registro em todos os biomas brasileiros estudados (Mata Atlântica, Caatinga, Cerrado e Amazonas), seguida de *D. lobatum* Plakidas & Edgerton ex J.L. Crane (folhas, galhos, espuma e solo), *I. hamata* (folhas, galhos e espuma), *L. curvula* Ingold (folhas e espuma), e *T. acuminatus* Nawawi (folhas, galhos e espuma) que foram registradas em três destes biomas, sendo portanto consideradas as espécies mais amplamente distribuídas no Brasil (CAVALCANTI; MILANEZ, 2007; DINIZ; SCHOENLEIN-CRUSIUS; MENGHINI, 2012; FIUZA et al., 2015; FIUZA; GUSMÃO, 2013; MALOSSO, 1999; MONTEIRO, 2014; MOREIRA; SCHOENLEIN-CRUSIUS, 2012; OLIVEIRA, 2013; SCHOENLEIN-CRUSIUS et al., 2014; SCHOENLEIN-CRUSIUS, 2002; SCHOENLEIN-CRUSIUS; MILANEZ, 1990; SCHOENLEIN-CRUSIUS; MOREIRA; BICUDO, 2009; SCHOENLEIN-CRUSIUS; MOREIRA;

GOMES, 2015; SCHOENLEIN-CRUSIUS; PIRES-ZOTTARELLI; MILANEZ, 1990; SILVA; IZABEL; GUSMÃO, 2014) e no mundo (DUARTE et al., 2016; FARR; ROSSMAN, 2016). Contudo, algumas espécies que são amplamente distribuídas no mundo (DUARTE et al., 2016) são, até o momento, restritas para alguns dos biomas brasileiros como, por exemplo, *A. penicillioides* e *T. monosporus* que foram relatadas para Mata Atlântica e Cerrado; *P. casuarinae* e *T. magnificus* R.H.Petersen que foram mencionadas apenas para Mata Atlântica e todas observadas em folhas submersas (DINIZ; SCHOENLEIN-CRUSIUS; MENGHINI, 2012; MALOSSO, 1999; OLIVEIRA, 2013; SCHOENLEIN-CRUSIUS et al., 2014; SCHOENLEIN-CRUSIUS, 2002; SCHOENLEIN-CRUSIUS; MOREIRA; BICUDO, 2009; SCHOENLEIN-CRUSIUS; MOREIRA; GOMES, 2015; SCHOENLEIN-CRUSIUS; PIRES-ZOTTARELLI; MILANEZ, 1990). Além destas espécies, *P. fluminea* Miura & K.I. Kudo que já foi relatada em áreas de clima temperado e tropical (DUARTE et al., 2016), está sendo mencionada como primeiro registro para o Brasil.

Com relação à distribuição dos outros grupos de hifomicetos temos: para os lignícolas, *A. verruculosa* Heredia, R.F. Castañeda & R.M. Arias registrada no Brasil em folhas submersas nos estados do Pará (MONTEIRO, 2014) e São Paulo (MORO; DELGADO; SCHOENLEIN-CRUSIUS, 2015) e no mundo esta espécie foi observada também em folhas submersas no México (HEREDIA et al., 2007). No Brasil, *C. kakombensis* foi mencionado em folhas submersas nos estados do Pará (MONTEIRO, 2014) e em serapilheira (BARBOSA; MAIA; GUSMÃO, 2009). Esta espécie é amplamente distribuída no mundo, sendo referida na África, Ásia, Oceania, América do Norte e Sul, nas mais diversas espécies de folhas (FARR; ROSSMAN, 2016). *V. amazonensis* tem registro no Brasil (em folhas e galhos submersos, MONTEIRO, 2014) e Peru (MATSUSHIMA, 1993). *V. hainanensis* foi descrita na China em folhas submersas e está sendo citada como primeiro registro para o Brasil. Com relação às espécies de hifomicetos aeroaquáticos temos: *F. laevisporus* Matsush. observada em folhas submersas no Brasil (MONTEIRO, 2014) e no mundo tal espécie foi mencionada no Equador e Polônia em amostras de folhas submersas (MATSUSHIMA, 1993; ORŁOWSKA; LENGIEWICZ; OSTROWSKA, 2006). *C. applanatum* foi analisada em folhas na Tailândia e em galhos submersos na China (FARR; ROSSMAN, 2016) e no Brasil seu registro foi em folhas e galhos submersos (MONTEIRO, 2014).

5.2 QUALIDADE DA ÁGUA NA REBIO SALTINHO E NO RVS GURJAÚ

Mesmo estando sob proteção ambiental, os mananciais estudados podem estar sujeitos às influências das populações que vivem no entorno das unidades de conservação. Desta forma, as análises físico-químicas que caracterizam a qualidade da água são essenciais para apontar possíveis contaminações ao longo de um curso hídrico.

As variações de temperatura da água, observadas entre os locais de coleta das áreas estudadas, podem ser justificadas pelas características ambientais existentes ao longo dos cursos hídricos como, por exemplo, incidência de luz solar sobre a lâmina d'água, a profundidade da coluna d'água e principalmente, o sombreamento dos corpos d'água pela mata ciliar (ARAÚJO et al., 2010; PEDROZO; KAPUSTA, 2010). De modo geral, a temperatura da água nos mananciais apresentam valores que são considerados adequados (20°C a 30°C) para os ambientes aquáticos brasileiros (FUNASA, 2014).

A água no córrego do Saltinho pode ser considerada levemente ácida, enquanto que no RVS Gurjaú foram observadas oscilações do potencial hidrogeniônico na água de levemente ácida a alcalina. Apesar de tais oscilações de pH, as águas dos mananciais estudados apresentam valores de pH semelhante ao comumente registrado na grande maioria dos corpos hídricos de águas continentais (PEDROZO; KAPUSTA, 2010) e também estão dentro da faixa de variação indicada pela Resolução CONAMA 357 (2005) para águas doces e, assim, os mananciais apresentam características adequadas para a saúde, bem-estar humano e equilíbrio ecológico das comunidades aquáticas.

Os valores médios de oxigênio dissolvido na água registrados no córrego do Saltinho, entre os locais de coleta, foram muito próximos, mostrando que o curso d'água é estável e não apresenta grandes mudanças. Desta forma, o córrego do Saltinho apresenta uma faixa de oxigênio dissolvido apropriada para proteção das comunidades aquáticas como indicado pela Resolução CONAMA 357 (2005). Por outro lado, no RVS Gurjaú foram observados valores médios extremamente baixos de oxigênio dissolvido no local G5, e tal observação pode estar relacionada à falta de capacidade de autodepuração do sistema hídrico neste local, pois dependendo da capacidade de autodepuração de um manancial, o teor de oxigênio pode alcançar valores muito baixos ou até próximos a zero (SILVA et al., 2011). No local seguinte (G6), os valores de oxigênio dissolvido foram mais elevados, e estes resultados podem ser justificados pelas características do local, como por exemplo, proximidade da queda d'água da barragem Gurjaú, que proporciona elevada aeração neste trecho do curso hídrico, devido à agitação mecânica da água entre as rochas

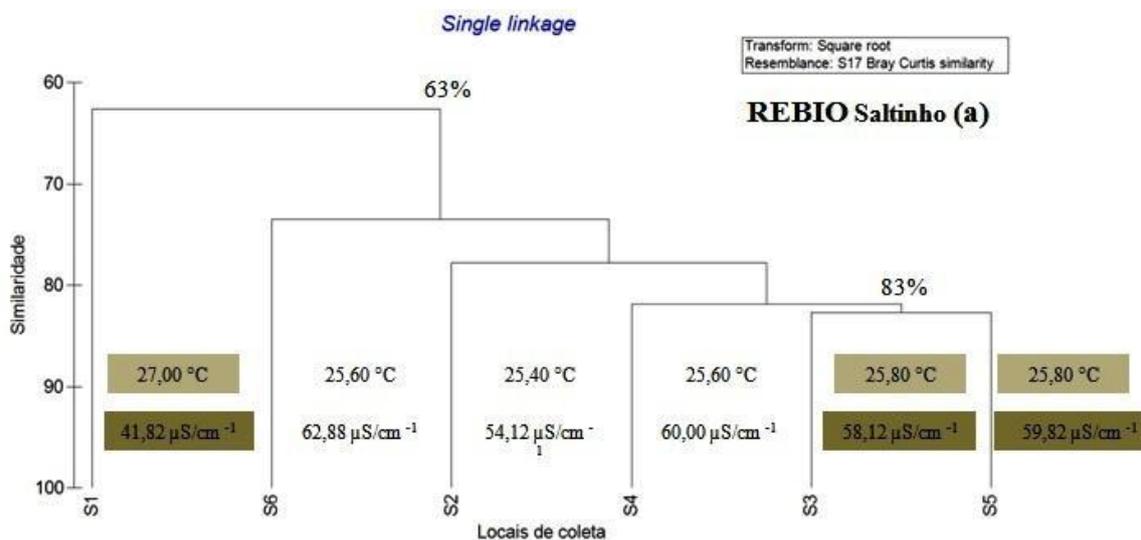
como mencionado no estudo realizado por Darwich et al. (2005), no Lago Tupé, Amazonas. Segundo a Resolução CONAMA 357 (2005), no trecho mais crítico do sistema Secupema-Gurjaú (G5), as águas podem ser destinadas para harmonia paisagística.

A condutividade elétrica da água dos mananciais estudados apresentaram valores médios característicos de ambientes livres de contaminação por fontes poluidoras, quando comparado com os resultados registrados por Oliveira (2013), em amostras de água coletadas no Rio Jaboatão, curso hídrico extremamente impactado, que apresentou variações médias de condutividade elétrica de 117,23 a 241,60 $\mu\text{S}/\text{cm}^{-1}$. A oscilação mais marcante desta variável ocorreu no córrego do Saltinho, onde foi observado que a condutividade elétrica da água apresentou menores valores no local de coleta S1 e ao longo do curso hídrico, este valor foi aumentando. Tal resultado pode ser justificado pelo acréscimo de íons ao logo do córrego provenientes dos afluentes deste córrego. Contudo, os valores médios obtidos para a condutividade elétrica nos mananciais estudados estão de acordo com os valores relatados para os ambientes aquáticos naturais, ou seja, não poluídos, onde a condutividade elétrica apresenta variação de 10 a 100 $\mu\text{S}/\text{cm}$ (CETESB, 2009; FUNASA, 2014).

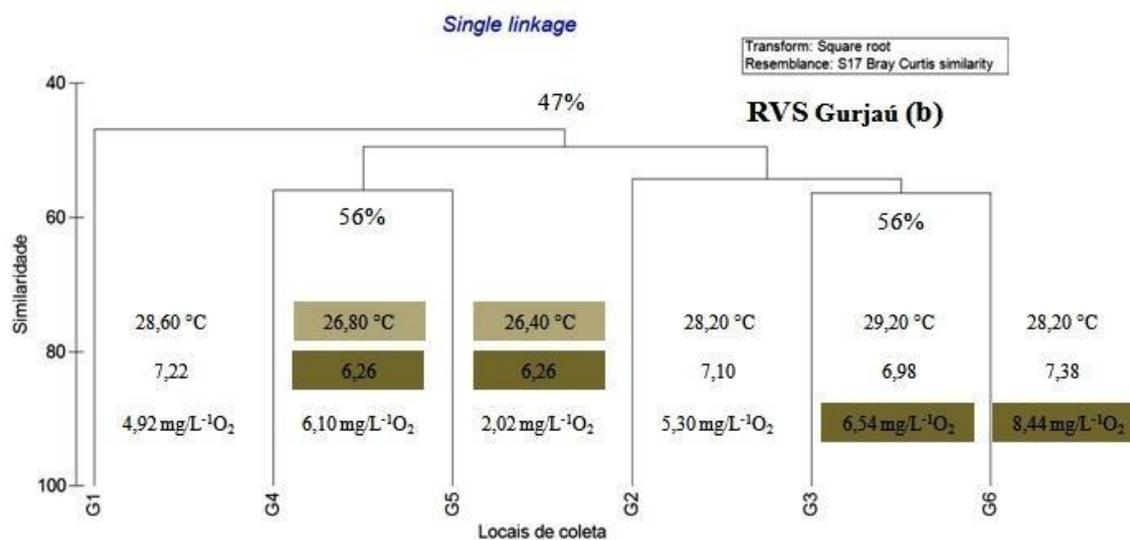
5.3 CORRELAÇÃO ENTRE OS HIFOMICETOS E A QUALIDADE DA ÁGUA

Os resultados obtidos pela análise Bio-Env mostraram que as variáveis ambientais influenciaram a composição da comunidade de hifomicetos em ambas as áreas, no entanto, por se tratar de um ambiente aberto e dinâmico, não é possível associar o registro de uma espécie a um determinado valor de, por exemplo, temperatura da água em um local de coleta ou área. Porém, observando simultaneamente os resultados de similaridade das comunidades de fungos e das variáveis abióticas entre os locais de coleta, fica claro que as mudanças encontradas nas comunidades são resultantes das variações ambientais aqui representadas por temperatura, pH, oxigênio dissolvido e condutividade elétrica (Figura 10 a e b).

Figura 10 - Dendrograma de similaridade entre os locais de coleta, de acordo com o índice de similaridade de Bray-Curtis, referentes à micota total observada no folhedo submerso coletado na REBIO Saltinho (a) e RVS Gurjaú (b) e os valores médios das variáveis abióticas que apresentaram correlação significativa através da análise Bio-Env.



Bio-Env ($r=0,35$; $p=0,001$) – temperatura e condutividade elétrica



Bio-Env ($r=0,20$; $p=0,007$) – temperatura, pH e oxigênio dissolvido

Fonte: Mayra Silva, 2015.

Na REBIO Saltinho, a menor similaridade de S1 com os demais locais de coletas pode estar relacionada com os maiores valores médios de temperatura e menores de condutividade elétrica e, neste local, foram registrados dois morfotipos exclusivos (sp. 6 e sp. 7). No entanto, a maior similaridade da comunidade fúngica existente nos locais S3 e

S5, com o registro de 20 espécies compartilhadas nestes locais de coleta, pode ter sido influenciada pelos valores médios de temperatura idênticos e similar valor médio de condutividade elétrica. No RVS Gurjaú, a maior similaridade entre G4 e G5 pode estar relacionada com os menores valores médios de temperatura e pH. Nestes locais são compartilhados 10 táxons, sendo dois deles exclusivos destes locais (*F. laevisporus* e o morfotipo sp. 7), além de apresentarem similar riqueza de hifomicetos aeroaquáticos (G4 – 3 táxons e G5 – 4 táxons). Contudo, a maior similaridade encontrada também entre G3 e G6 pode estar relacionada com os maiores valores médios de oxigênio dissolvido. Nestes locais são compartilhados oito táxons, sendo um deles exclusivo destes locais (*P. fluminea*) e não há registro de hifomicetos aeroaquáticos.

Estudos realizados em condições controladas de laboratório (microcosmo) também mencionam a influência das variáveis abióticas da água na comunidade fúngica. Chauvet e Suberkropp (1998) observaram que a temperatura da água pode selecionar determinadas espécies de hifomicetos como, por exemplo, *L. curvula* e *Tetracladium marchalianum* De Wild. que apresentam ótimo crescimento e esporulação quando a temperatura da água fica em torno dos 25 °C e exibem redução de sua taxa reprodutiva à medida que a temperatura diminui; já *Flagellospora curvula* Ingold exibe maior produção de conídios em temperaturas próximas aos 15 °C e ocorre um declínio da produção relacionada à elevação da temperatura. Fernandes et al. (2009) também confirmaram que mudanças na temperatura da água altera a composição de espécies de fungos, além de interferir na decomposição das folhas. Partindo do princípio de que o estudo foi realizado em ambientes abertos e dinâmicos, foi possível observar que há espécies que suportam maior amplitude térmica (7°C) como, por exemplo, *B. indica* Subram., *C. curvata*, *Flagellospora* sp., *L. curvula*, *M. microaquatica*, *Monotosporella* sp., *P. quadricellularis*, *T. acuminatus*, *T. magnificus*, *T. monosporus*, *Endophragmiella* sp., *V. hainanensis*, que ocorreram em locais com variação de temperatura de 24 à 31 °C. Neste mesmo sentido, também existem espécies que ocorreram em locais com menor amplitude térmica (3°C) como, por exemplo, *A. penicillioides* e *Pyramidospora* sp. (24 à 27 °C), *P. setulosa*, *Beltraniella* sp., *C. kakombensis*, *Fusticeps* sp. (24 à 28 °C). Ferreira e Chauvet (2011) ao abordarem os efeitos individuais e combinados da temperatura da água e da concentração de nutrientes na decomposição de folhas de amieiro por hifomicetos, observaram que o aumento da temperatura da água e o nível de nutrientes afetam a estrutura da comunidade dos hifomicetos que estavam associados às folhas. Gonçalves, Graça e Canhoto (2013) ao estudarem os efeitos da temperatura na decomposição das folhas e diversidade de

hifomicetos aquáticos em diferentes substratos, sugerem que o substrato e a temperatura são importantes para mediar a decomposição das folhas, no entanto, tendo a qualidade do substrato maior importância do que a temperatura. A qualidade do substrato, em conjunto com as características físicas e químicas da água, pode ter influenciado na composição da comunidade de hifomicetos para ambas as áreas estudadas. Porém, é importante frisar que no presente estudo não foi analisada a influência do substrato.

De acordo com Suberkropp e Chauvet (1995) e Suberkropp (2001) é difícil interpretar o efeito do pH sobre os hifomicetos aquáticos devido às variações nas concentrações de nutrientes encontrados nos fluxos d'água estudados. Chauvet (1991) estudou a relação entre altitude, pH, temperatura e estação do ano com o padrão de distribuição de espécies de hifomicetos e observou que algumas espécies podem ser selecionadas de acordo com o pH, podendo ter maior ocorrência em ambientes aquáticos com pH baixo ou elevado e outras espécies cuja abundância não foi associada a qualquer um dos parâmetros considerados. Bärlocher e Marvanová (2010) mencionam que a diversidade de hifomicetos aquáticos está relacionada à química da água, sendo possível observar a diminuição da riqueza de espécies destes organismos em $\text{pH} \leq 4,5$ e $\geq 8,0$. Entretanto, não é possível afirmar se houve diminuição da riqueza ou diversidade de hifomicetos relacionadas ao pH, porém foi observado que há espécies que ocorrem em condições de águas levemente ácida tendendo a alcalina (5,8 - 7,6) como, por exemplo, *Flagellospora* sp., *M. microaquatica*, *Monotosporella* sp., *T. acuminatus*, *T. monosporus*, *Spirosphaera* sp. e outras espécies que ocorreram em menor variação de pH (6,3 - 6,9) como, *A. penicillioides* e *Pyramidospora* sp.

Medeiros, Pascoal e Graça (2009) observaram que a decomposição das folhas é afetada com a diminuição do teor de oxigênio, devido à redução da ocorrência dos fungos e baixas concentrações de oxigênio também podem eliminar seletivamente determinadas espécies de hifomicetos aquáticos. Apesar disso, foi observado que existem espécies de hifomicetos adaptadas a variações elevadas de concentrações de oxigênio ($0,9 - 9,1 \text{ mg/L}^{-1} \text{ O}_2$) como, *Campylospora* sp., *Monotosporella* sp., *T. acuminatus*, *T. monosporus* e *Endophragmiella* sp. e outras que ocorreram em baixa variação como, *A. penicillioides*, *Pyramidospora* sp. ($5,0 - 8,3 \text{ mg/L}^{-1} \text{ O}_2$) e *P. setulosa* ($5,0 - 7,8 \text{ mg/L}^{-1} \text{ O}_2$).

Lecerf e Chauvet (2008) ao estudarem a diversidade e as funções dos fungos no processo de decomposição das folhas em riachos antropizados observaram que a riqueza de espécies dos hifomicetos foi reduzida nos fluxos eutrofizados. Schoenlein-Crusius, Moreira e Bicudo (2009) a partir de estudo realizado no Parque Estadual das Fontes do

Ipiranga no estado de São Paulo, em 10 locais com diferentes níveis de eutrofização, também observaram que a ocorrência dos hifomicetos aquáticos foi influenciada principalmente pelo nível trófico dos ambientes aquáticos estudados. Contudo, mesmo tendo o estudo sido realizado em área protegidas, foi possível observar que existem espécies que suportam variações consideráveis de condutividade elétrica da água como: *B. indica*, *D. lobatum*, *Monotosporella* sp., *T. acuminatus*, *T. monosporus*, *C. kakombensis*, *Endophragmiella* sp. e *Spirosphaera* sp.

Como foi notada, a composição da comunidade fúngica analisada nos ambientes aquáticos pode ser influenciada por diversos fatores como, turbulência das águas (BÄRLOCHER; STEWART; RYDER, 2011), tipo de vegetação (GRAÇA; HYDE; CHAUVET, 2016), condições climáticas (DUARTE et al., 2016), método de estudo utilizado (MONTEIRO, 2014), além dos fatores físico-químicos que caracterizam a qualidade da água (BÄRLOCHER; MARVANOVÁ, 2010; CHAUVET, 1991; CHAUVET; SUBERKROPP, 1998; FERNANDES et al., 2009; MEDEIROS; PASCOAL; GRAÇA, 2009; SCHOENLEIN-CRUSIUS; MOREIRA; BICUDO, 2009).

6 CONCLUSÕES

Áreas de Mata Atlântica sob proteção ambiental abrigam alta diversidade de hifomicetos colonizadores do folhedo submerso, mostrando a importância da preservação das matas ciliares para os corpos hídricos e a diversidade de fungos.

Características dos locais influenciam a estrutura das comunidades de hifomicetos, considerando que sob as mesmas condições (áreas de proteção ambiental do bioma Mata Atlântica) há distintas comunidades desses fungos associadas ao folhedo. Assim, é de extrema relevância desenvolver estudos em diferentes locais do mesmo bioma para conhecimento da riqueza e abundância dos hifomicetos aquáticos existentes.

A turbulência da água favorece a maior ocorrência de hifomicetos em ambientes aquáticos.

As variáveis mensuradas relacionadas à qualidade da água apresentam valores dentro da faixa esperada para locais sob proteção ambiental e a estrutura da comunidade de hifomicetos aquáticos é influenciada pela qualidade da água.

A baixa concentração de oxigênio dissolvido na água no local de coleta G5, comparada com os valores de riqueza e ocorrência, mostra que a micota existente neste local é bastante adaptada às condições do meio.

As Unidades de Conservação são importantes por manter preservadas as matas ciliares e contribuírem para a boa qualidade da água e o sucesso reprodutivo dos fungos aquáticos nestes ambientes.

Três novas espécies foram descritas e duas espécies foram registradas pela primeira vez para o Brasil.

REFERÊNCIAS

- ALMEIDA, D.A.C de; BARBOSA, F.R; GUSMÃO, L.F.P. Alguns fungos conidiais aquáticos-facultativos do bioma Caatinga. **Acta Botanica Brasilica**, v. 26, n. 4, p. 924-932, 2012.
- ALMEIDA, D.A.C. de; IZABEL, T. dos S.S; GUSMÃO, L.F.P. Fungos conidiais do bioma Caatinga I. Novos registros para o continente americano, Neotrópico, América do Sul e Brasil. **Rodriguésia**, v. 62, n. 1, p. 043-053, 2011.
- ANA - Agência Nacional de Águas. **Indicadores de Qualidade - Índice de Qualidade das Águas (IQA)**. Disponível em: <<http://portalpnqa.ana.gov.br/indicadores-indice-aguas.aspx>>. Acessado em: 4 out. 2015.
- ANDERSON, M.J.; GORLEY, R.N.; CLARKE, K.R. PERMANOVA+ for PRIMER: guide to software and statistical methods. **Plymouth: PRIMER-E**, 2008.
- ARAÚJO et al. Coleção monitoramento ambiental: Qualidade da água. In.: **Relatório de Monitoramento da Qualidade da Água da Região Hidrográfica Tocantins-Araguaia – 2007 a 2009**. MATO GROSSO, Secretaria de Estado do Meio Ambiente – SEMA, Superintendência de Monitoramento de Indicadores Ambientais. Organizado por ARAÚJO et al. - Cuiabá: SEMA/MT; SMIA, p. 74, 2010. Disponível em: <http://www.sema.mt.gov.br/index.php?option=com_docman&task=doc_download&gid=1518&Itemid=82>. Acessado em: 10 set. 2015.
- BARBOSA, F.R.; GUSMÃO, L.F.P.; BARBOSA, F.F. Fungos anamórficos (Hyphomycetes) no Semi-arido do Estado da Bahia, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 22, p. 9-36, 2008.
- BARBOSA, F.R; GUSMÃO, L.F.P. 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.
- BARBOSA, F.R.; MAIA, L.C.; GUSMÃO, L.F.P. Fungos conidiais associados ao folhedo de *Clusia melchiorii* Gleason e *C. nemorosa* G. Mey. (Clusiaceae) em fragmento de Mata Atlântica, BA, Brasil. *Acta bot. bras.*, v. 23, n. 1, p. 79-84, 2009.
- BÄRLOCHER, F.; MARVANOVÁ L. Chapter 6 - **Aquatic hyphomycetes (Deuteromycotina) of the Atlantic Maritime Ecozone** p. 1-37, 2010. In.: Bärlocher F, Marvanová L. Assessment of Species Diversity in the Atlantic Maritime Ecozone. Canada: D.f. Mcalpine And I.m. Smith. 2010.
- BÄRLOCHER, F.; STEWART, M.; RYDER, D. Analyzing aquatic fungal communities in Australia: impacts of sample incubation and geographic distance of streams. **Czech Mycol.**, v. 63, n. 2, p. 113–132, 2011.
- BDE - **Banco de Dados do Estado**. Disponível em: <<http://www.bde.pe.gov.br/estruturacao geral/mesorregioes.aspx>>. Acessado em: 4 fev. 2014.

BITOUN et al. Região Metropolitana do Recife no Contexto de Pernambuco no Censo 2010. Disponível em: <http://www.observatoriodasmetrolopes.net/download/Texto_BOLETIM_RECIFE_FINAL.pdf>. Acessado em: 29 ago. 2015.

CALHEIROS et al. Cadernos da Mata Ciliar / Secretaria de Estado do Meio Ambiente, Departamento de Proteção da Biodiversidade. - N 1 (2009)--São Paulo: SMA, 2009 v. N. 1 Reprodução de: **Preservação e recuperação das nascentes de água e de vida** / Redação Rinaldo de Oliveira Calheiros ...[et al.]-- 2.ed. -- São Paulo : SMA, 2006. Disponível também em: <http://www.ambiente.sp.gov.br/municpioverdeazul/files/2013/05/Cadernos-de-Mata-Ciliar-1_Preserva%C3%A7%C3%A3o-e-recupera%C3%A7%C3%A3o-de-nascentes_2004.pdf>. Acessado em: 19 set. 2015.

CALMON et al. Emerging Threats and Opportunities for Large-Scale Ecological Restoration in the Atlantic Forest of Brazil. **Restoration Ecology**, v. 19, n. 2, p. 154–158, 2011.

CAMPANILI, M.; SCHÄFFER, W.B. **Mata Atlântica: patrimônio nacional dos brasileiros / Ministério do Meio Ambiente**. Secretaria de Biodiversidade e Florestas. Núcleo Mata Atlântica e Pampa; organizadores Maura Campanili [e] Wigold Bertoldo Schäffer. – Brasília: MMA, p. 408 - (Biodiversidade, 34), 2010.

CASTRO, D.; MELLO, R.S.P.; POESTER, G.C. **Práticas para restauração da mata ciliar**. / organizado por Dilton de Castro; Ricardo Silva Pereira Mello e Gabriel Collares Poester. -- Porto Alegre : Catarse – Coletivo de Comunicação, p. 60, 2012

CAVALCANTI, M.S; MILANEZ, A.I. Hyphomycetes isolados da água e do solo da Reserva Florestal de Dois Irmãos, Recife, PE, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 21, n. 4, p. 857-862, 2007.

CETESB - Companhia Ambiental do Estado de São Paulo. Qualidade das águas interiores no Estado de São Paulo: Série Relatórios: Apêndice A: **Significado ambiental e sanitário das variáveis de qualidade das águas e dos sedimentos e metodologias analíticas e de amostragem**. CETESB - Companhia Ambiental do Estado de São Paulo 2009. Disponível em:<<http://cetesb.sp.gov.br/aguas-interiores/wp-content/uploads/sites/32/2013/11/variaveis.pdf>>. Acesso em: 14 nov. 2015.

CHAN, S.Y.; GOH, T.K.; HYDE, K.D. Ingoldian Fungi In Hong Kong. In: Hyde, K. D.; Ho, W. H.; Pointing, S. B. Aquatic Mycology across the Millennium. **Fungal Diversity**, v. 5, p. 89-107, 2000.

CHAUVET, E. Aquatic hyphomycete distribution in South-Western France. **J. Biogeography**, v. 18, p. 699–706, 1991.

CHAUVET, E.; SUBERKROPP, K. Temperature and Sporulation of Aquatic Hyphomycetes. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 64, n. 4, p. 1522–1525, 1998.

CLAKE, K.R.; GORLEY, R.N. Primer v.6 User Manual\Tutorial. **Primer-E Ltd, Plymouth**. 75, 2006.

CNRH - Conselho Nacional de Recursos Hídricos. **Resolução No 32, de 15 de outubro de 2003** (Publicado no DOU em 17/12/2003). Disponível em: <http://www.ceivap.org.br/ligislacao/Resolucoes-CNRH/Resolucao_CNRH%2032.pdf>. Acessado em: 3 out. 2015.

COLOMBO, A.F.; JOLY, C.A. Brazilian Atlantic Forest lato sensu: the most ancient Brazilian forest, and a biodiversity hotspot, is highly threatened by climate change. **Braz. J. Biol.**, v. 70, n. 3 (suppl.), p. 697-708, 2010.

CONAMA - Conselho Nacional do Meio Ambiente. **Resolução nº 357 de 17 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, e da outras providencias. Publicada no Diário Oficial da União nº 053, de 18/03/2005, Brasília, DF, p. 58-63, 2005.

COUTINHO, L.M. O conceito de bioma. **Acta Botanica Brasilica**, v. 20, n. 1, p. 13-23, 2006.

CPRH - **Agência Estadual de Meio Ambiente**. Disponível em: <http://www.cprh.pe.gov.br/unidades_conservacao/Protecao_Integral/Resec_Gurjau/40032%3B36788%3B223701%3B0%3B0.asp>. Acessado em: 11 mar. 2014.

CPRH - Agência Estadual de Meio Ambiente. **Estratégia para Criação e Implantação de Conselhos Gestores das Unidades de Conservação (UCs) de Pernambuco** - Comitê Executivo para Criação e Implantação de Unidades de Conservação de Pernambuco – Decreto Estadual nº36.627/2011. Recife. Fev. 2012. Disponível em: <http://www.aguasantaclara.com.br/plano_criacao.pdf>. Acessado em: 11 mar. 2014.

DARWICH et al. Meio Físico: Capítulo 3 - Limnologia do Lago Tupé: dinâmica espaço-temporal do oxigênio dissolvido. In: Biotupé: **Meio Físico, Diversidade Biológica e Sociocultural do Baixo Rio Negro, Amazônia Central**. Edinaldo Nelson SANTOS-SILVA, Fábio Marques APRILE, Veridiana Vizoni SCUDELLER. Sérgio MELO (Orgs.). Editora INPA, Manaus, p. 246, 2005.

DESCALS, E.; MORALEJO, E. Water and asexual reproduction in the Ingoldian fungi. **Botanica Complutensis**, v. 25, p. 13-71, 2001.

DESCALS, E.; SANDERS, P.F.; UGALDE, U-O. Hifomicetos ingoldianos del país vasco. **Munibe**, n. 3-4, p. 237-260, 1977.

DINIZ, B.F.; SCHOENLEIN-CRUSIUS, I.H.; MENGHINI, R.P. **Riqueza e obtenção de culturas de fungos ingoldianos de folheto misto livre submerso no Córrego Pirarungaua no Jardim Botânico em São Paulo, SP**. Monografia - Universidade Paulista- UNIP, São Paulo, p. 19, 2012.

DUARTE et al. Biogeography of aquatic hyphomycetes: Current knowledge and future perspectives. **Fungal ecology**, v. 19, p. 169–181, 2016.

ELOSEGI, A.; POZO, J. Chapter 1 - **Litter Input**. p. 3-12, 2005. *In*: M.A.S. Graça, F. Bärlocher & M.O. Gessner (eds.). *Methods to study litter decomposition: a practical guide*. Springer, Dordrecht, The Netherlands, p. 329, 2005.

ESTEVEES, F. de A. **Fundamentos de Limnologia**. Rio de Janeiro: Interciência/FINEP, p. 575, 1998.

FARR, D.F.; ROSSMAN, A.Y. **Fungal Databases, Systematic Mycology and Microbiology Laboratory**, ARS, USDA. Retrieved March 23, 2016, from <http://nt.ars-grin.gov/fungaldatabases/>

FERNANDES et al. Responses of Aquatic Fungal Communities on Leaf Litter to Temperature-Change Events. **Internat. Rev. Hydrobiol.**, v. 94, n. 4, p. 410 – 418, 2009.

FERREIRA, V.; CHAUVET, E. Changes in dominance among species in aquatic hyphomycete assemblages do not affect litter decomposition rates. **Aquatic Microbial Ecology**, Portugal, v. 66, p. 1–11, 2012.

FERREIRA, V.; CHAUVET, E. Synergistic effects of water temperature and dissolved nutrients on litter decomposition and associated fungi. **Global Change Biology**, v. 17, p. 551–564, 2011.

FIUZA et al. First records of Ingoldian fungi from the Brazilian Amazon. **Brazilian Journal of Botany**, v. 38, n. 3, p. 615-621, 2015.

FIUZA, P.O.; GUSMÃO, L.F.P.; CASTAÑEDA-RUIZ, R.F. Conidial fungi from the semiarid Caatinga biome of Brazil: a new species of *Selenosporella* from submerged leaves. **Mycotaxon**, v. 130, p. 601-605, 2015.

FIUZA, P.O.; GUSMÃO, L.F.P. Ingoldian fungi from the semi-arid Caatinga biome of Brazil. *Mycosphere*, v. 4, n. 6, p. 1133–1150, 2013.

FUNASA - Fundação Nacional de Saúde. **Manual de controle da qualidade da água para técnicos que trabalham em ETAS** / Ministério da Saúde, Fundação Nacional de Saúde. – Brasília: FUNASA, 2014. 112 p. Disponível em: <http://www.funasa.gov.br/site/wp-content/files_mf/manualcont_quali_agua_tecnicos_trab_emetas.pdf>. Acessado em: 3 out.

FUNDAÇÃO SOS MATA ATLÂNTICA – Disponível em:<<https://www.sosma.org.br/nossa-causa/a-mata-atlantica/>>. Acessado em: 5 set. 2015.

GAMA, A.M.C.F. **Avaliação da agenda 21 da bacia hidrográfica do Rio Pirapama**. Dissertação (Mestrado em Gestão e Políticas Ambientais) - Universidade Federal de Pernambuco – UFPE, Recife, p. 172, 2003.

GIMENES, K.Z.; CUNHA-SANTINO, M.B da; BIANCHINI JR., I. Decomposição de matéria orgânica alóctone e autóctone em ecossistemas aquáticos. **Oecologia Australis**, v. 14, n. 4, p. 1036-1073, 2010.

GOH, T.K. Tropical freshwater Hyphomycetes. In Biodiversity of tropical microfungi (K.D. Hyde, ed.). **Hong Kong University Press**, Hong Kong, p.189-227, 1997.

GOH, T.K; HYDE K.D. Biodiversity of freshwater fungi. **Journal of Industrial Microbiology**, v.17, p. 328-345, 1996.

GOLTERMAN, H.L. **Methods for Chemical Analysis of Fresh Waters**. Oxford: Blackwell Scientific Publications, (IBP Handbook 8), p.171, 1969.

GONÇALVES JR et al. Leaf breakdown in a tropical stream. **International Review of Hydrobiology**, v. 91, p. 164-177, 2006.

GONÇALVES, A.L.; GRAÇA, M.A.S; CANHOTO, C. The effect of temperature on leaf decomposition and diversity of associated aquatic hyphomycetes depends on the substrate. **Fungal Ecology**, v.6, n. 6, p. 546-553, 2013.

GRAÇA, M.A.S.; HYDE, K.; CHAUVET, E. Aquatic hyphomycetes and litter decomposition in tropical-subtropical low order streams. **Fungal ecology**, v. 19, p. 182-189, 2016.

GULIS, V; MARVANOVÁ, L; DESCALS, E. Chapter 21 - **An illustrated key to the Common temperate species of aquatic Hyphomycetes**, p. 153-167, 2005. In.: M.A.S. Graça, F. Bärlocher & M.O. Gessner (eds.). **Methods to study litter decomposition: A Practical Guide**. Springer Verlag, Netherlands, p. 329, 2005.

HAMMER, Ø.; HARPER, D.A.T.; RYAN, P.D. PAST: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis. **Palaeontologia Electronica**, v. 4, n. 1, p. 9, 2001.

HENRY-SILVA, G.G. A Importância das Unidades de Conservação na Preservação da Diversidade Biológica. **Revista Logos**, n. 12, 2005.

HEREDIA et al. Anamorphic fungi from submerged plant material: *Acumispora verruculosa*, *Pleurophragmium aquaticum*, and *P. miniumbonatum*. **Mycotaxon**, v. 101, p. 89-97, 2007.

IBGE - **Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística** – Mapa de Biomas e de Vegetação. Disponível em: <<http://www.ibge.gov.br/home/presidencia/noticias/21052004biomas.shtm>>. Acessado em: 5 set. 2015.

ICMBio. Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade. MMA/IBAMA. **Plano de Manejo – Reserva Biológica de Saltinho**. Disponível em: <<http://www.icmbio.gov.br/portal/biodiversidade/unidades-de-conservacao/biomas-brasileiros/mata-atlantica/unidades-de-conservacao-mata-atlantica/2156>>. Acesso em: 10 fev. 2014.

INGOLD, C.T. **An Illustrated Guide to Aquatic and Water-Borne Hyphomycetes (Fungi Imperfecti) with notes on their biology.** Freshwater Biological Association, Scientific Publication, v. 30, p. 96, 1975.

JOLY, C.A.; METZGER, J.P.; TABARELLI, M. Experiences from the Brazilian Atlantic Forest: ecological findings and conservation initiatives. **New Phytologist**, v. 204, p. 459–473, 2014.

LACERDA, D.M.A; FIGUEIREDO, P.S. de. Restauração de matas ciliares do rio Mearim no município de Barra do Corda-MA: seleção de espécies e comparação de metodologias de reflorestamento. **Acta Amazonica**. v. 39, n. 2, p. 295 – 304, 2009.

LECERF, A.; CHAUVET, E. Diversity and functions of leaf-decaying fungi in human-altered streams. **Freshwater Biology**, v. 53, p. 1658–1672, 2008.

LI, D.W.; KENDRICK, B.; CHEN, J.Y. Two new hyphomycetes: *Codinaea sinensis* sp. nov. and *Parapleurotheciopsis quercicola* sp. nov., and two new records from *Quercus phillyraeoides* leaf litter. **Mycological**, v. 11, p. 899-905, 2012.

LIRA FILHO, C.C.A. **Estrutura da comunidade de lagartos da Reserva de Gurjaú, Pernambuco, Brasil.** Dissertação (Mestrado em Biologia Animal) - Universidade Federal de Pernambuco – UFPE, Recife, p. 92, 2003.

MALOSSO, E. **Hyphomycetes em Ambientes Aquáticos Lótico e Lêntico - Ocorrência e Biomassa.** Dissertação, Universidade Federal de São Carlos, São Paulo, p. 98, 1999.

MARCHESE, C. Review paper Biodiversity hotspots: A shortcut for a more complicated concept. **Global Ecology and Conservation**, v. 3, p. 297–309, 2015.

MARKOVSKAJA, S. Aero-aquatic fungi colonizing decaying leaves in woodland swampy pools of Aukštadvaris Regional Park (Lithuania). **Botanica Lithuanica**, v. 18, n. 2, p. 123–132, 2012.

MARTELLI, A.; CARDOSO, M. de M. Educação ambiental na reconstituição da mata Ciliar do Ribeirão da Penha e aumento da arborização urbana no município de Itapira – SP. **REGET**, v. 18, n. 1, p.353-360, 2014.

MARVANOVÁ, L. Chapter 20 - **Maintenance of Aquatic Hyphomycete Cultures**, p. 143 – 152, 2005. *In.*: M.A.S. Graça, F. Bärlocher & M.O. Gessner (eds.), *Methods to Study Litter Decomposition: A Practical Guide*, Springer. Printed in The Netherlands, p. 329, 2005.

MARVANOVÁ, L. Freshwater hyphomycetes: a survey with remarks on tropical taxa. *In.*: Janardhanan K.K, Rajendran C, Natarajan K, Hawksworth D.L. (eds.) **Tropical Mycology**. USA: Science Publishers p. 169-226, 1997.

MASON, C.F. **Decomposição.** (Tradução: Octavio Antônio de Camargo) – São Paulo. *Temas de Biologia*, v. 18. EPU: Editora da Universidade de São Paulo, p. 64, 1980.

MATSUSHIMA, T. *Icones Microfungorum a Matsushima Lectorum*. **Published by the author, Kobe**, 1975.

MATSUSHIMA, T. *Matsushima Mycological Memoirs 7*. **Published by the author, Kobe**, 1993.

MATSUSHIMA, T. Microfungi of the Solomon Islands and Papua-New Guinea. **Published by the author, Kobe**, 1971.

MEDEIROS A. O.; PASCOAL, C.; GRAÇA, M.A.S. 2009. Diversity and activity of aquatic fungi under low oxygen conditions. **Freshwater Biology**, v. 54, p. 142-149, 2009.

MEDEIROS, R.; YOUNG, C.E.F. **Contribuição das unidades de conservação brasileiras para a economia nacional: Relatório Final**. Brasília: UNEP-WCMC, p.120, 2011.

MICHAELIDES, J.; KENDRICK, B. The bubble-trap propagules of *Beverwykella*, *Helicoon* and other aero-aquatic fungi. **Micotaxon**, v. 14, n. 1, p. 247 - 260, 1982.

MILLER JR, G.T.M. **Ciência Ambiental**. (Tradução All Tasks; revisão técnica Wellington Braz Carvalho Delitti. São Paulo, Cengage Learning, p. 563, 2011.

MMA - **Ministério do Meio Ambiente** – Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/>>. Acessado em: 3 set. 2015.

MMA - **Ministério do Meio Ambiente**. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/biomas/mata-atlantica>>. Acessado em: 3 mai. 2014.

MONTEIRO, J.S. **Fungos conidiais associados a substratos vegetais submersos em fragmentos florestais do bioma Amazônia, Pará, Brasil**. Tese – Universidade Federal de Pernambuco – UFPE, Recife, p. 209, 2014.

MONTEIRO, J.S.; GUSMÃO, L.F.P. An emendation of *Fusticeps* and two new species from the Brazilian Amazon Forest. **Mycotaxon**, v. 123, n. 7, p. 431-437, 2013.

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

MONTEIRO, J.S.; GUSMÃO, L.F.P.; CASTAÑEDA-RUIZ, R.F. *Helicodochium*, a new microfungus from submerged wood in Brazil. **Mycotaxon**, v. 127, n. 5, p. 5-9, 2014.

MOREIRA, C.G; SCHOENLEIN-CRUSIUS, I.H. Nova espécie e novos registros para o Brasil de hifomicetos em folheto submerso coletados no Parque Municipal Alfredo Volpi, São Paulo, SP, Brasil. **Hoehnea**, v. 39, n. 4, p. 521-527, 2012.

MORO L.B.; DELGADO G.; SCHOENLEIN-CRUSIUS I.H. *Polylobatispora setulosa*, a new freshwater hyphomycete from Ilhabela, Sao Paulo state, Brazil. **Mycosphere**, v. 6, n. 1, p. 13–18, 2015.

MORTON, J.B.; BENTIVENGA, S.P.; WHEELER, W.W. Germplasm in the International Collection of Arbuscular and Vesicular-arbuscular Mycorrhizal Fungi (INVAM) and procedures for culture development, documentation and storage. **Mycotaxon**, v. 48, p. 491-528, 1993.

MYERS et al. Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Nature**, v. 403, 2000.

NASCIMENTO, C. de A.; PIRES-ZOTTARELLI, C.L.A. Diversidade de fungos zoospóricos da Reserva Biológica de Mogi Guaçu, estado de São Paulo, Brasil. **Rodriguésia**, v. 63, n. 3, p. 587-611, 2012.

NILSSON, S. **Freshwater Hyphomycetes. Taxonomy, morphology and ecology.** Symbolae Botanicae Upsalenses, v. 18, p. 1-130, 1964.

NOZAKI et al. Comportamento temporal de oxigênio dissolvido e pH nos rios e córregos urbanos. **Atlas de saúde ambiental – ASA**, v. 2, n. 1. ISSN: 2357-7614, 2014.

OLIVATO, D.; GALLO JUNIOR, H. **Unidades de Conservação: Conservando a vida, os bens e os serviços ambientais.** São Paulo. 2008. Disponível em: <http://www.mma.gov.br/estruturas/pda/_arquivos/prj_mc_061_pub_car_001_uc.pdf>. Acessado em: 19 set. 2015.

OLIVEIRA, M.S. de. **Hifomicetos em ambientes aquáticos com influência antrópica, Pernambuco, Brasil.** Monografia – Universidade Federal de Pernambuco – UFPE, Recife, p. 43, 2013.

OLIVEIRA, M.S. et al. *Pyramidospora quadricellularis* sp. nov. on submerged leaves from Brazil. **Mycotaxon**, v. 130, p. 971-976, 2015.

OLIVEIRA, M.S. et al. *Xylomyces acerosisporus* sp. nov. from submerged leaves from Brazil. **Mycotaxon**, v. 130, p. 875-878, 2015.

OLIVEIRA, M.S.; MALOSSO, E.; CASTAÑEDA-RUIZ, R.F. A new species and a new combination in *Codinaea* from Brazil. **Mycotaxon**, v. 130, p. 1045-1049, 2015.

ORŁOWSKA, M.; LENGIEWICZ, I.; OSTROWSKA, H. Conidial fungi on plants in the Biebrzanski National Park. **Acta hydrochimica et hydrobiologica**, v. 34, p. 53-57, 2006.

PARRON, L.M.; MUNIZ, D.H. DE F.; PEREIRA, C.M. **Manual de procedimentos de amostragem e análise físico-química de água** [recurso eletrônico]. Dados eletrônicos. Colombo: Embrapa Florestas. 2011.

PEDROZO, C. DA S.; KAPUSTA, S.C. **Indicadores ambientais em ecossistemas aquáticos.** Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, p. 72, 2010.

PEREIRA, R.S. **Identificação e Caracterização das Fontes de Poluição em Sistemas Hídricos.** ReRH – Revista Eletrônica de Recursos Hídricos, v. 1, n.1, p. 20-36, 2004. In.: TUCCI, C. E. M.; COLLISCHONN, W. ReRH: Revista Eletrônica de Recursos Hídricos / Instituto de Pesquisas Hidráulicas – UFRGS, Porto Alegre/RS: IPH, v. 1, n. 1, 2004.

PINTO, M.C.F. Manual – Medição *in loco*: Temperatura, pH, Condutividade Elétrica e Oxigênio Dissolvido. CPRM – Serviço Geológico do Brasil. Superintendência Regional de Belo Horizonte, p. 51, 2007.

ROCHA, O. **Águas Doces (versão preliminar)**. In.: Avaliação do estado do conhecimento da Diversidade Biológica do Brasil. Ministério do Meio Ambiente, p. 70, 2003.

SANTOS, R.C.M. **Mata Atlântica: características, biodiversidade e a história de um dos biomas de maior prioridade para conservação e preservação de seus ecossistemas**. Monografia. Centro Universitário Metodista Izabela Hendrix. Belo Horizonte – MG, p. 31, 2010.

SCHESSEL et al. Cap. 3. **A fragmentação da Mata Atlântica em Pernambuco e suas consequências biológico-reprodutivas**. Michael Schessel, Leonhard Krause, Daniel Piechowski, Gerhard Gottsberger, Tradução: Raul Oliveira. In.: Mata Atlântica e biodiversidade/ Carlos Roberto Franke, Pedro Luis Bernardo da Rocha, Wilfried Klein, Sérgio Luiz Gomes (organizadores); revisão de textos dos autores; projeto gráfico e editoração Joe Lopes. Salvador: Edufba, 2005.

SCHOENLEIN-CRUSIUS et al. Riqueza dos fungos ingoldianos e aquáticos facultativos no Parque Municipal do Ibirapuera, São Paulo, SP, Brasil. **Hoehnea**, v. 41, n. 1, p. 61-76, 2014.

SCHOENLEIN-CRUSIUS, I.H. Aquatic Hyphomycetes from cerrado regions in the state of São Paulo, Brazil. **Mycotaxon**. v. 81, p. 457 - 462, 2002.

SCHOENLEIN-CRUSIUS, I.H.; MALOSSO, E. **Diversity of aquatic Hyphomycetes in the tropics**. In: B.N. Ganguli & S.K. Deshmukh (eds.). Fungi: Multifaceted microbes. Anamaya Publishers, New Delhi, p. 61-81, 2007.

SCHOENLEIN-CRUSIUS, I.H.; MOREIRA, C.G.; GOMES, E.P.C. Riqueza dos fungos ingoldianos e dos fungos aquáticos facultativos do Parque Municipal da Aclimação, São Paulo, SP, Brasil. **Hoehnea**, v. 42, n. 2, p. 239-251, 2015.

SCHOENLEIN-CRUSIUS, I.H.; PIRES-ZOTTARELLI, C.L.A.; MILANEZ, A.I. Sucessão fúngica em folhas de *Quercus robur* L. (carvalho) submersas em um lago situado no município de Itapeverica da Serra, SP. **Revista Microbiol.** v. 21, p. 61 - 67, 1990.

SCHOENLEIN-CRUSIUS, I.H; GRANDI, R.A.P. The diversity of aquatic Hyphomycetes in South America. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 34, p. 183–103, 2003.

SCHOENLEIN-CRUSIUS, I.H; MILANEZ, A.I. Hyphomycetes aquáticos no Estado de São Paulo, Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**. v. 13, p. 61 – 68, 1990.

SCHOENLEIN-CRUSIUS, I.H; MILANEZ, A.I. Sucessão fúngica em folhas de *Ficus microcarpa* L. f. submersas no Lago Frontal situado no Parque Estadual das Fontes do Ipiranga, São Paulo. **Revista de Microbiologia**, v. 20, p. 95-101, 1989.

SCHOENLEIN-CRUSIUS, I.H; MOREIRA, C.G; BICUDO, D.C. Aquatic Hyphomycetes in the Parque Estadual das Fontes do Ipiranga – PEFI, São Paulo, Brazil. **Revista Brasil. Bot.** V. 32, n. 3, p. 411-426, 2009.

SEIFERT et al. **The Genera of Hyphomycetes**. CBS Biodiversity, Series 9, p. 997, 2011.

SEMARH - Secretaria de Meio Ambiente e Recursos Hídricos. **Recomposição Florestal de Matas Ciliares**. Salvador: Gráfica Print Folhes, 3.ed.rev., 46p.il. e ampl. 2007.

SHEARER et al. Fungal biodiversity in aquatic habitats. **Biodiversity conservation**, v. 16, p. 49-67, 2007.

SHEARER, C.A.; RAJA, H.A. **Freshwater Ascomycetes** - Base de dados, 2010. Disponível em:<<http://fungi.life.illinois.edu/>>. Acessado em: 7 nov. 2015.

SILVA et al. Influência da precipitação na qualidade da água do Rio Purus. **Acta Amazonica**, v. 38, n. 4, p. 733 – 742, 2008.

SILVA et al. **Qualidade de Água na Irrigação**. ACSA - Agropecuária Científica no Semi-Árido, v. 7, n. 3, p. 1-15, 2011.

SILVA, D.F. da; GALVÍNCIO, J.D.; ALMEIDA, H.R.R. de C. Variabilidade da qualidade de água na bacia hidrográfica do Rio São Francisco e atividades antrópicas relacionadas. **Qualit@s Revista Eletrônica**, v. 9, n. 3, 2010.

SILVA, F. de A.S. e. **ASSISTAT versão 7.6 beta**. Grande-PB: Assistência Estatística, Departamento de Engenharia Agrícola do CTRN - Universidade Federal de Campina Grande, Campus de Campina. Disponível em:<<http://www.assistat.com>>. Acessado em: 11 mar. 2014.

SILVA, S.S. da; IZABEL, T. dos S.S; GUSMÃO, L.F.P. Fungos conidiais associados a substratos vegetais submersos em algumas áreas do bioma Caatinga. **Rodriguésia**, v. 65, n. 2, 2014.

SLOAN et al. Remaining natural vegetation in the global biodiversity hotspots. **Biological Conservation**, v. 177, p. 12–24, 2014.

SUBERKROPP, K. Fungal Growth, Production, and Sporulation during Leaf Decomposition in Two Streams. **Applied And Environmental Microbiology**, v. 67, n. 11, p. 5063–5068, 2001.

SUBERKROPP, K.; CHAUVET, E. Regulation of leaf breakdown by fungi in streams: influences of water chemistry. **Ecology**, v. 76, p. 1433–1445, 1995.

SURESHA et al. Diversity of Aquatic Hyphomycetes in Kalathgiri Falls of Chikmagalur District, Karnataka, India. **International Journal of Microbiology Research**, v. 5, Issue 3, p. 410-416, 2013.

TABARELLI et al. Desafios e oportunidades para a conservação da biodiversidade na Mata Atlântica brasileira. **Megadiversidade**, v. 1, n. 1, 2005.

TELINO-JÚNIOR et al., 2005. Estrutura trófica da avifauna na Reserva Estadual de Gurjaú, Zona da Mata Sul, Pernambuco, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 22, n. 4, p. 962-973, 2005.

WEBSTER, J.R.; BENFIELD, E.F. Vascular Plant Breakdown in Freshwater Ecosystems. **Ann. Rev. Ecol. Syst.**, v. 17, p. 567-94. 1986.

WONG et al. Role of fungi in freshwater ecosystems. **Biodiversity and Conservation**, v. 7, p. 1187-1206, 1998.

WURZBACHER, C.; KERR, J.; GROSSART, H-P. Chapter 10. **Aquatic Fungi** - The Dynamical Processes of Biodiversity - Case Studies of Evolution and Spatial. p. 227- 258, 2011. In.: GRILLO, O., InTech, Available from: <http://www.intechopen.com/books/the-dynamicalprocesses-of-biodiversitycase-studies-of-evolution-and-spatial-distribution/aquatic-fungi>, p.366, 2011.

WURZBACHER, C.M.; BÄRLOCHER, F.; GROSSART, H-P. Fungi in lake ecosystems. **Aquatic Microbial Ecology**, v. 59, p. 125–149, 2010.

WWF-Brasil, Disponível em: http://www.wwf.org.br/natureza_brasileira/questoes_ambientais/unid/. Acessado em: 22 set. 2015.

ZAKIA, M.J.B. **Identificação e Caracterização da Zona Ripária em uma Microbacia Experimental: Implicações no Manejo de Bacias Hidrográficas e na Recomposição de Florestas**. Tese (Doutorado). EESC – USP - São Carlos. São Paulo, p. 113, 1998.

ANEXO A - *XYLAMYCES ACEROSISPORUS* SP. NOV. FROM SUBMERGED LEAVES FROM BRAZIL

ISSN (print) 0093-4666

© 2015. Mycotaxon, Ltd.

ISSN (online) 2154-8889

MYCOTAXON

<http://dx.doi.org/10.5248/130.875>

Volume 130, pp. 875–878

July–September 2015

Xylomyces acerosisporus sp. nov. from submerged leaves from Brazil

MAYRA S. OLIVEIRA¹, ELAINE MALOSSO^{2*}, MARCELA A. BARBOSA¹,
MARINA A.G. ARAÚJO¹, & RAFAEL F. CASTAÑEDA-RUIZ³

¹Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos, Universidade Federal de Pernambuco,
Avenida da Engenharia, s/n. Cidade Universitaria, Recife, PE, 50.740-600, Brazil

²Centro de Ciências Biológicas, Departamento de Micologia/ Laboratório de Micorrizas,
Universidade Federal de Pernambuco, Avenida da Engenharia, s/n.
Cidade Universitaria, Recife, PE, 50.740-600, Brazil

³Instituto de Investigaciones Fundamentales en Agricultura Tropical 'Alejandro de Humboldt'
(INIFAT), Académico Titular de la Academia de Ciencias de Cuba,
Calle 1 Esq. 2, Santiago de Las Vegas, C. Habana, Cuba, C.P. 17200

* CORRESPONDENCE TO: elainemalosso@yahoo.com.br

ABSTRACT — A new species, *Xylomyces acerosisporus*, collected on submerged decaying leaves in a river in the Brazilian Atlantic Forest, is described and illustrated. It is distinguished by filiform to acerose, 7–15-septate, brown, catenate, smooth chlamydospores.

KEY WORDS — freshwater fungi, asexual fungi, taxonomy

Introduction

Xylomyces Goos et al. (Goos et al. 1977, Castañeda-Ruiz & Kendrick 1990, Goh et al 1997, Kohlmeyer & Volkmann-Kohlmeyer 1998, Hyde & Goh 1999) is distinguished by multiseptate, cylindrical to fusiform, solitary or catenate, intercalary or terminal, brown to dark brown chlamydospores that resemble phragmoconidia but in which the conidial ontogeny is neither blastic nor thallic-arthric (Kendrick 1971). A fungus found on decaying leaves submerged in a river in Brazil is described here as a new species of *Xylomyces*.

Materials & methods

During an expedition in November 2014 through “Rio Formoso, Reserva Biológica de Saltinho,” Pernambuco State, in the Atlantic Forest of Brazil, samples of submerged decaying leaves were stored in sterile glass jars with water from the site, taken to the

ANEXO B - *PYRAMIDOSPORA QUADRICELLULARIS* SP. NOV. ON
SUBMERGED LEAVES FROM BRAZIL

ISSN (print) 0093-4666

© 2015. Mycotaxon, Ltd.

ISSN (online) 2154-8889

MYCOTAXON

<http://dx.doi.org/10.5248/130.971>

Volume 130, pp. 971–976

October–December 2015

***Pyramidospora quadricellularis* sp. nov.
on submerged leaves from Brazil**

MAYRA S. OLIVEIRA¹, MARINA A.G. ARAÚJO¹, MARCELA A. BARBOSA¹,
JESSICA C. SILVA², ELAINE MALOSSO^{2*} & RAFAEL F. CASTAÑEDA-RUIZ³

¹*Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos, Universidade Federal de Pernambuco,
Avenida da Engenharia, s/n Cidade Universitária, Recife, PE, 50.740-600, Brazil*

²*Centro de Ciências Biológicas, Departamento de Micologia/Laboratório de Micorrizas,
Universidade Federal de Pernambuco, Avenida da Engenharia, s/n
Cidade Universitária, Recife, PE, 50.740-600, Brazil*

³*Instituto de Investigaciones Fundamentales en Agricultura Tropical ‘Alejandro de Humboldt’
(INIFAT), Académico Titular de la Academia de Ciencias de Cuba,
Calle 1 Esq. 2, Santiago de Las Vegas, C. Habana, Cuba, C.P. 17200*

*CORRESPONDENCE TO: elaine.malosso@ufpe.br

ABSTRACT — *Pyramidospora quadricellularis*, a new species collected on submerged decaying leaves in Brazil, is described and illustrated. It is characterized by 4-celled, hyaline, smooth conidia. Illustrations and a comparative table of the described species of *Pyramidospora* are provided.

KEY WORDS — asexual fungi, systematics, freshwater fungi

Introduction

Pyramidospora, established by Nilsson (1962) and typified by *P. casuarinae* Sv. Nilsson, comprises eight species (Ingold 1975, Index Fungorum 2015). The genus is distinguished by conidiophores that are distinct, septate, and hyaline and monoblastic determinate terminal conidiogenous cells. The conidia are more or less pyramid-like, stellate to stauroform, and multicellular, composed of hyaline globose cells that sometimes form a moniliform branched or irregularly complex conidial body. A fungus collected during a mycological survey of freshwater fungi associated with submerged leaves in streams at a Brazilian Atlantic Forest is herein described as new *Pyramidospora* species and compared with other described species (TABLE 1).

Materials & methods

During an expedition in April 2015 through “Refúgio de Vida Silvestre Matas do Sistema Gurjaú,” samples of submerged decaying leaves were placed in sterile glass jars

ANEXO C - A NEW SPECIES AND A NEW COMBINATION IN *CODINAEA*, FROM BRAZIL

ISSN (print) 0093-4666

© 2015. Mycotaxon, Ltd.

ISSN (online) 2154-8889

MYCOTAXON

<http://dx.doi.org/10.5248/130.1045>

Volume 130, pp. 1045–1049

October–December 2015

A new species and a new combination in *Codinaea* from Brazil

MAYRA S. OLIVEIRA¹, ELAINE MALOSSO^{2*} & RAFAEL F. CASTAÑEDA-RUIZ³

¹Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos, Universidade Federal de Pernambuco,
Avenida da Engenharia, s/n Cidade Universitária, Recife, PE, 50.740-600, Brazil

²Centro de Ciências Biológicas, Departamento de Micologia,
Universidade Federal de Pernambuco, Avenida da Engenharia s/n,
Cidade Universitaria, Recife, PE, 50.740-600, Brazil

³Instituto de Investigaciones Fundamentales en Agricultura Tropical 'Alejandro de Humboldt'
(INIFAT), Académico Titular de la Academia de Ciencias de Cuba,
Calle 1 Esq. 2, Santiago de Las Vegas, C. Habana, Cuba, C.P. 17200

*CORRESPONDENCE TO: elaine.malosso@ufpe.br

ABSTRACT — *Codinaea aquatica* sp. nov., a hyphomycete collected on submerged decaying branches of an unidentified plant, is described and illustrated. It is distinguished by monophtalidic and polyphialidic conidiogenous cells that produce fusiform to navicular unicellular hyaline conidia with a single unbranched setula at each end, basal setula strongly curved, apical setula straight or flexuous. *Codinaea tropicalis* is proposed as a comb. nov. based on *Dictyochaeta tropicalis*.

KEY WORDS — freshwater, asexual fungi, systematics

Introduction

Codinaea introduced by Maire (1937) with *C. aristata* Maire as the type species is characterized by distinct, single, mononematous or synnematous, brown to pale brown conidiophores, and an acerose to subulate, septate, dark brown, thick-walled seta that may occur in some species. The conidiogenous cells are mono- or polyphialidic, terminal, determinate, or with a few sympodial extensions and sometimes with enteroblastic percurrent regenerations and with distinct cylindrical or funnel-shaped flaring, sometimes collapsed collarettes at the conidiogenous loci and producing unicellular or septate, falcate to lunate hyaline conidia with a filiform appendage at each end (Almeida & Gusmão 2014,