

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO
CENTRO DE BIOCÊNCIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA DE FUNGOS**

VITOR XAVIER DE LIMA

**ECOLOGIA DE MYXOMYCETES OCORRENTES EM ÁREAS DE PAMPA E
FLORESTA OMBRÓFILA MISTA**

RECIFE

2018

VITOR XAVIER DE LIMA

**ECOLOGIA DE MYXOMYCETES OCORRENTES EM ÁREAS DE PAMPA E
FLORESTA OMBRÓFILA MISTA**

Tese apresentada ao Curso de Pós-Graduação em Biologia de Fungos da Universidade Federal de Pernambuco, como requisito parcial à obtenção do título de doutor em Biologia de Fungos.

Orientadora: Dr^a. Laise de Holanda Cavalcanti Andrade

RECIFE

2018

Catálogo na Fonte
Elaine Barroso
CRB 1728

Lima, Vitor Xavier de

Ecologia de Myxomycetes ocorrentes em áreas de Pampa e Floresta
Ombrófila Mista/ Vitor Xavier de Lima- 2018.

110 folhas: il., fig., tab.

Orientadora: Laise de Holanda Cavalcanti Andrade

Tese (doutorado) – Universidade Federal de Pernambuco. Centro de
Biotecnologia. Ciências Biológicas. Programa de Pós-Graduação em
Biologia de Fungos. Recife, 2018.

Inclui referências e apêndice

1. Myxomycetes 2. Análise cladística 3. Pampas (Rio Grande do Sul) I.
Andrade, Laise de Holanda Cavalcanti (orient.) II. Título

579.52

CDD (22.ed.)

UFPE/CB-2018-054

VITOR XAVIER DE LIMA

**ECOLOGIA DE MYXOMYCETES OCORRENTES EM ÁREAS DE PAMPA E
FLORESTA OMBRÓFILA MISTA**

Tese apresentada ao Curso de Pós-Graduação em Biologia de Fungos da Universidade Federal de Pernambuco, como requisito parcial à obtenção do título de doutor em Biologia de Fungos.

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Laise de Holanda Cavalcanti Andrade

Aprovada em: 22/02/2017

COMISSÃO EXAMINADORA

Dr^a. Laise de Holanda Cavalcanti Andrade (UFPE)

Dr. Arturo Estrada Torres (UATX)

Dr. Marcelo Tabarelli (UFPE)

Dr^a. Maria Auxiliadora Q. Cavalcanti (UFPE)

Dr^a. Tatiana Baptista Gibertoni (UFPE)

RESUMO

Este trabalho teve como objetivo inventariar e inferir padrões ecológicos dos mixomicetos ocorrentes em ambientes pouco ou não explorados como a Floresta Ombrófila Mista no bioma Mata Atlântica e as formações vegetacionais do bioma Pampa. A área de proteção ambiental (APA) do Ibirapuitã, no município de Santana do Livramento, RS, foi selecionada para estudo no bioma Pampa, enquanto que para a Floresta Ombrófila Mista, uma área privada no Parque da Ferradura e a Floresta Nacional (FLONA) de Canela, ambas no município de Canela, RS, foram selecionadas. Foram realizadas três excursões em cada área de estudo, totalizando em 30 parcelas de 1000 m² exploradas em cada bioma. No Pampa foram coletados e identificados 252 espécimes. Os resultados indicam que a mixobiota pampeana é formada por dois grande grupos, um ocorrendo nas áreas de pradaria e outro nas florestas aluviais, sendo as comunidades distintas devido às características microclimáticas e de disponibilidade de microhabitats e substrato. Na Floresta Ombrófila Mista foram coletados e identificados 410 espécimes. Os mixomicetos lignícolas foram os mais abundantes, seguido dos ocorrentes em folheto de solo. A ocorrência diferencial de mixomicetos lignícolas e foliícolas dentro das florestas indica que os requerimentos para a esporulação dos mixomicetos vivendo em folheto de solo são mais específicos em comparação aos lignícolas, explicando o menor número de espécimes foliícolas registrados nesta floresta subtropical. Das espécies encontradas nas áreas de estudo, 15 são novos registros para o país, enquanto que *Physarum aureostellatum* sp. nov. é novo registro para a ciência. Os dados indicam que a composição da mixobiota em florestas subtropicais é relativamente mais similar às florestas tropicais, porém é estatisticamente distinta das tropicais e temperadas. Analisando-se 23 trabalhos publicados sobre mixomicetos ocorrendo em áreas naturais do domínio morfoclimático da Mata Atlântica, com adicional de dados ainda inéditos, discute-se a importância relativa dos filtros ecológicos que estão selecionando as espécies de mixomicetos nos ecossistemas do bioma. Os resultados sugerem que a fitofisionomia é o primeiro fator a selecionar a mixobiota, seguido do tipo de microhabitat, e por último a acidez do substrato.

Palavras-chave: Myxogastria. Subtrópicos. Mata de Araucárias. Amoebozoa.

ABSTRACT

This work aim was to survey and infer ecological patterns of myxomycetes occurring in poorly known or completely unexplored areas as the Mixed Ombrophilous Forest in the Atlantic Forest and the Pampa biome vegetations. The Environmental Protection Area (APA) of Ibirapuitã, in the Santana do Livramento municipality, RS, was selected for the Pampa biome study, whereas the Mixed Ombrophilous Forest, a private area in the Parque da Ferradura and a federal conservation unit, Floresta Nacional (FLONA) de Canela, both at the municipality of Canela, were selected. In both Pampa and Mixed Ombrophilous Forest areas, three excursions were done, in a total of 30 plots of 1000 m² explored for each biome. In the Pampa, 252 specimens were collected and identified. The results indicate that the pampean myxobiota is composed of two main groups, one occurring in the grasslands and the other in riparian woods, being the assemblages distinct due to microclimatic conditions and microhabitat and substrata availability. In the Mixed Ombrophilous Forest, 410 specimens were collected and identified. Lignicolous myxomycetes were the most abundant, followed by soil litter inhabiting species. The differential occurrence of lignicolous and foliicolous myxomycetes inside the forests indicates the requirement for myxomycetes living in the soil litter sporulation is more specific in comparison to lignicolous species, explaining the lower number of foliicolous specimens recorded in this subtropical forest. From the recorded species in the state of Rio Grande do Sul, 15 are new for the country, whereas *Physarum aureostellatum* sp. nov. is a new record for the science. The data also indicates that the myxomycetes assemblages occurring in subtropical forests are relatively more similar to tropical forest, although statistically distinct from both temperate and tropical forests. Analyzing data from 23 works dealing with myxomycetes occurring in natural areas inside the Atlantic Forest morphoclimatic domain, with additional unpublished data, the relative importance of ecological filters that are possibly selecting the myxomycetes species in the biome ecosystems'. The results suggest the phytophysiognomy to be the first factor selecting the myxobiota, followed by the microhabitat type, and substrate acidity.

Key-words: Myxogastria. Subtropics. Araucaria Forest. Amoebozoa.

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	6
1.1 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA.....	7
1.1.1 Ciclo de vida dos <i>Myxomycetes</i>	7
1.1.2 Microhabitats e distribuição nas vegetações do mundo.....	9
1.1.3 Ecologia.....	11
1.1.4 Filogenia e classificação.....	16
1.1.5 <i>Myxomycetes</i> do Rio Grande do Sul.....	19
1.1.6 Vegetação no Rio Grande do Sul, e áreas de estudo.....	22
1.2 OBJETIVOS.....	26
1.2.1 Objetivo geral.....	26
1.2.2 Objetivos específicos.....	26
1.3 PROCEDIMENTOS METODOLÓGICOS.....	27
1.3.1 Áreas de estudo.....	27
1.3.2 Coleta de amostras e material para cultivo em câmara-úmida.....	33
1.3.3 Cultivo em câmara-úmida.....	34
1.3.4 Análises de dados.....	34
1.3.5 Identificação e herborização de espécimes.....	34
1.3.6 Extração de dna, alinhamento e análises filogenéticas.....	35
2 RESULTADOS E DISCUSSÃO	37
2.1 MIXOMICETOS DO PAMPA.....	37
2.1.1 Resultados.....	37
2.1.2 Discussão.....	42
2.2 MYXOMYCETES DA FLORESTA OMBRÓFILA MISTA.....	46
2.2.1 Resultados.....	46
2.2.2 Discussão.....	51
2.3 NOVOS REGISTROS DE MYXOMYCETES PARA O BRASIL.....	55
2.4 <i>PHYSARUM AUREOSTELLATUM</i> SP. NOV.....	65
2.4.1 Taxonomia.....	65
2.4.2 Chave para <i>Physarum</i> amarelos e pedicelados.....	69
2.4.3 Discussão.....	72
2.5 ECOLOGIA DE MYXOMYCETES NA MATA ATLÂNTICA.....	77
2.5.1 Resultados.....	77
2.5.2 Discussão.....	85
2.6 LISTA ATUALIZADA DA MIXOBIOTA RIOGRANDENSE.....	89
3 CONSIDERAÇÕES FINAIS	93

REFERÊNCIAS.....	94
APÊNDICE A – LISTA DE ESPÉCIES DE MYXOMYCETES OCORRENTES NA MATA ATLÂNTICA.....	109

1 INTRODUÇÃO

Em decorrência de sua extensão territorial, o Brasil abrange uma grande diversidade de biomas e tipos vegetacionais, variando desde florestas úmidas densas a campos rupestres. Muito há ainda para se conhecer sobre a diversidade de organismos presentes nestes ambientes, em especial os microrganismos. Um exemplo proeminente são os mixomicetos, apesar dos estudos terem sido iniciados no século XIX, ainda existem biomas em que não se dispõe de registros de sua ocorrência.

Os Myxomycetes estão no ambiente como organismos unicelulares e plasmódios que podem atingir vários centímetros de extensão, ou na forma de esporângios geralmente macroscópicos (GRAY; ALEXOPOULOS, 1968). São essencialmente predadores (GRAY; ALEXOPOULOS, 1968; MADELIN, 1984), alimentando-se de outros microrganismos, principalmente bactérias e fungos. Ocorrem em todas as áreas terrestres onde as plantas estão presentes, sendo registrados em desertos e até mesmo sob a neve (ING, 1994). Embora sua posição taxonômica tenha sido recentemente esclarecida (PAWLOWSKI; BURKI, 2009), sua participação nos ecossistemas ainda continua obscura, e muito do que se conhece é baseado em suposições a partir de estudos de pouquíssimas espécies, principalmente *Physarum polycephalum* (MADELIN, 1984).

A maior parte dos estudos sobre a mixobiota brasileira foi realizada no bioma Mata Atlântica, porém as informações são majoritariamente da região Nordeste, todavia, este bioma possui um grande número de fitofisionomias, muitas delas ainda pouco estudadas, ou mesmo inexploradas. Dentre as áreas pouco exploradas no Brasil está o Rio Grande do Sul, situado na região com clima subtropical. Nesse Estado encontram-se remanescentes de Floresta Ombrófila Mista, única floresta brasileira onde coníferas são um componente importante da vegetação. O Pampa, que se estende pelo Uruguai e parte da Argentina até o sul do Rio Grande do Sul, permanece inexplorado em relação à presença de mixomicetos, assim como outras pradarias e campos sendo o tipo de vegetação menos estudado no mundo (ROLLINS; STEPHENSON, 2012).

O estudo sobre a mixobiota da região Sul do Brasil teve início no final do século XIX (BRESADOLA, 1896; HENNINGS, 1896), porém até o momento as coletas foram muito esparsas e não fornecem informações relevantes sobre a

composição de mixomicetos ocorrentes nos biomas lá existentes. No presente estudo áreas do bioma Pampa e Floresta Ombrófila Mista foram sistematicamente exploradas pela primeira vez em relação à ocorrência de mixomicetos e os resultados obtidos também contribuem para o conhecimento ecológico sobre as espécies que ocupam estes tipos de ambientes subtropicais, a nível mundial.

1.1 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

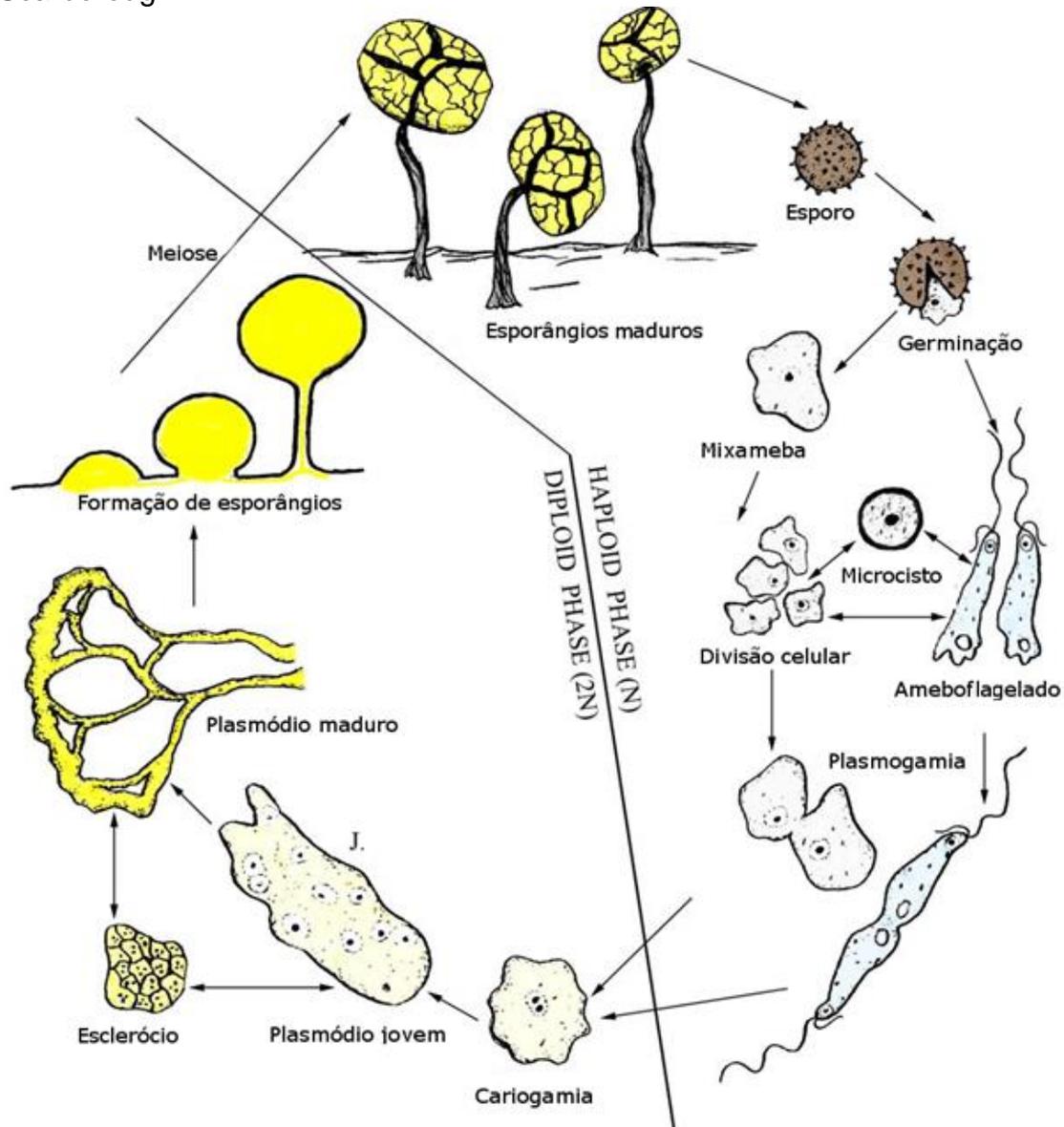
1.1.1 Ciclo de vida dos Myxomycetes

Os mixomicetos são amebas plasmodiais capazes de produzir esporóforos geralmente macroscópicos e de complexidade variável (CAVALIER-SMITH ET AL, 2015). Por viverem geralmente em ambientes úmidos e algumas vezes coberto por um filme d'água, esses esporóforos elevam ou isolam os esporos do substrato, permitindo que sequem, facilitando a dispersão dos esporos, sendo este o principal mecanismo de dispersão e provavelmente uma inovação chave para o sucesso adaptativo do grupo (SCHNITTLER, 2000).

O ciclo de vida básico dos mixomicetos inclui as seguintes fases (GRAY; ALEXOPOULOS 1968; MADELIN, 1986): amebas ou flagelados uninucleados haploides de vida livre compatíveis se encontram, e por plasmogamia e cariogamia formam um zigoto, que por sua vez sofre divisões nucleares, porém sem divisão celular, originando a fase plasmodial (Figura 1). Dependendo de condições fisiológicas e ambientais específicas, o plasmódio inteiro sofrerá uma metamorfose, produzindo um ou vários esporóforos, e por meiose, os esporos. Os esporos germinam dando origem de uma a quatro células, e a fase uninucleada pode tomar duas formas dependendo da umidade do ambiente: ameboide (mixameba), com aproximadamente 10 µm, de lenta locomoção quando em ambientes mais secos, ou fusiforme e alongada, biflagelada, com flagelos anteriores, um reduzido e outro longo (ameboflagelado) que provoca efetivamente um movimento espiralado da célula quando uma lâmina de água existe. A fase ameboide se alimenta de microrganismos compatíveis com seu tamanho por fagocitose, enquanto que o flagelado adquire principalmente nutrientes diluídos na água por pinocitose (MADELIN, 1986). Ambas as formas são capazes de se dividir, formando uma

população de células. As células de linhagens heterotáticas irão se fundir e formar o zigoto. Deste zigoto, os núcleos irão se dividir, porém sem ocorrer a divisão celular, caracterizando a fase plasmodial. O plasmódio, de locomoção ativa, no caso dos faneroplasmódios, ou mais reduzida, no caso dos protoplasmódios e afanoplasmódios, irá se alimentar e crescer, capaz também de se fragmentar e originar outros indivíduos. Durante o ciclo de vida, em consequência de condições adversas, o mixomiceto pode se encistar, formando microcistos na fase uninucleada ou macrocistos (esclerócios) na fase plasmodial.

Figura 1 – Ciclo de vida básico de um mixomiceto. Ilustração original de Angela R. Scarborough.



1.1.2 Microhabitats e distribuição nas vegetações do mundo

Em suas fases assimilativas, os mixomicetos vivem majoritariamente sobre material vegetal morto, alimentando-se de bactérias, fungos e outros microrganismos (GRAY; ALEXOPOULOS, 1968; MADELIN, 1984). O conjunto de características do substrato e do microclima caracteriza o microhabitat, e delimitaram-se grupos ecológicos para distinguir espécies adaptadas a condições microambientais particulares, associadas a cada microhabitat (HERTEL, 1962; ING, 1993; NOVOZHILOV ET AL, 2000): coprófilos ou fimícolas (BEZERRA ET AL, 2008; ELIASSON, 2013), ocorrendo em fezes de animais herbívoros; corticícolas, espécies adaptadas a viver em casca de árvores e arbustos vivos (EVERHART; KELLER, 2008); foliícolas, mixomicetos que ocorrem na liteira (HÄRKÖNEN, 1981); lignícolas, o grupo com o maior número de espécies, vivendo em caules e ramos lenhosos mortos (XAVIER DE LIMA; CAVALCANTI, 2015); suculentícolas, ocorrendo em plantas suculentas em decomposição (BLACKWELL; GILBERTSON, 1984; LADO ET AL, 1999; ESTRADA-TORRES ET AL, 2009). Existem também grupos menos comuns e que dependem muito das condições microclimáticas disponíveis: os muscícolas (ING, 1983; SCHNITTLER ET AL, 2010), vivendo entre e sobre musgos; os nivícolas (SCHNITTLER ET AL, 2015), se desenvolvendo sob bancos de neve que recobrem a vegetação baixa por pelo menos três meses em grandes altitudes; os florícolas (SCHNITTLER; STEPHENSON, 2002), vivendo em partes reprodutivas ainda presas à planta mãe. Os micetícolas (ou fungícolas) e os liquenícolas (ING, 1994), termos que abrangem os mixomicetos que ocorrem sobre estruturas reprodutivas de fungos e o talo de líquens respectivamente; herbícolas termo proposto por KILGORE ET AL (2009) para mixomicetos mais ou menos xerófilos que são encontrados esporulando em diversas estruturas de plantas herbáceas perenes.

Pequenos inventários e trabalhos especialmente de cunho taxonômico foram realizados, mas especialmente a partir do ano 2000, esforços foram voltados para se caracterizar a mixobiota de diversos ambientes e regiões do mundo. Menções especiais para florestas tropicais (STEPHENSON ET AL, 2004; COSTA ET AL, 2014) e temperadas (WRIGLEY DE BASANTA ET AL, 2010) desertos quentes (LADO ET AL, 2007; ESTRADA-TORRES ET AL, 2009; LADO ET AL, 2011) e gelados (NOVOZHILOV ET AL, 2006; NOVOZHILOV ET AL, 2008), campos (ROLLINS; STEPHENSON, 2012) e regiões alpinas (NOVOZHILOV ET AL, 2013).

Todos estes trabalhos mostraram importantes padrões na distribuição dos mixomicetos no mundo e sua relação com diversas condições de umidade e temperatura.

Os mixomicetos possuem estratégias para se adaptar à variação na disponibilidade de água e de microhabitats. Os casos mais interessantes são encontrados em regiões desérticas, onde a água é escassa e as chuvas se concentram em curtos períodos do ano. Nesses ambientes os mixomicetos que predominam possuem um ciclo de vida rápido, formando pequenos plasmódios, dando origem também a esporângios diminutos que dispersam rapidamente os esporos logo após a maturação (como *Echinostelium*, *Licea* e *Macbrideola*), ou seja, espécies r-estrategistas que estão adaptadas a curtos períodos de disponibilidade de recursos (NOVOZHILOV ET AL, 2006). Também em desertos outro tipo de adaptação é a capacidade de responder à escassez de água, formando esclerócios ou microcistos como método de resistir aos períodos não favoráveis. As espécies que se mostraram capazes de melhor responder às condições de seca pertencem principalmente aos gêneros *Didymium* (Didymiaceae), *Badhamia* e *Physarum* (Physaraceae) e em menor escala, à *Perichaena* (Trichiaceae). Em desertos a disponibilidade de material vegetal em decomposição é muito limitada, quando comparada com ambientes florestais. Em desertos gelados da eurásia predominam espécies que estão adaptadas a viver em casca de arbustos vivos e fezes de herbívoros (NOVOZHILOV ET AL, 2006; 2008). Nos desertos pan-americanos, suculentícula é o grupo ecológico mais importante, onde diversas novas espécies foram descritas (LADO ET AL, 2007; ESTRADA-TORRES ET AL, 2009).

Mundialmente, espécies lignícolas, que formam geralmente grandes e conspícuas esporulações, predominam em florestas, normalmente espécies de Trichiaceae sendo dominantes, *Arcyria* e *Hemitrichia* nos trópicos (STEPHENSON; SCHNITTLER, 2004; RUFINO; CAVALCANTI, 2007; COSTA ET AL, 2014), e *Trichia* em regiões frias (WRIGLEY DE BASANTA ET AL, 2010). Na transição entre formações florestais e o ecossistema marinho ocorrem os manguezais, onde também já foram registrados mixomicetos (ING, 1994). No Nordeste do Brasil, estudos direcionados para a mixobiota de manguezal evidenciaram a predominância de Stemonitaceae e do grupo foliícola, com a ocupação do folheto aéreo (DAMASCENO ET AL, 2009; DAMASCENO ET AL, 2011; CAVALCANTI ET AL, 2014; 2016).

Comunidades de mixomicetos mais específicas ocorrem em regiões altas, desenvolvendo-se sob bancos de neve durante o inverno e esporulando na primavera, quando a neve começa a derreter. Se as condições foram favoráveis, ou seja, neve suficiente para se acumular durante pelo menos três meses e quedas bruscas na temperatura não tenham ocorrido na primavera, as espécies nivícolas são abundantes em campos alpinos (SCHNITTLER ET AL, 2015). *Lamproderma*, o gênero mais rico de Stemonitaceae, e *Meriderma*, de ocorrência rara em outros ambientes, são os grupos mais diversos e abundantes neste tipo de condições.

Existe também uma comunidade peculiar de mixomicetos que ocorre sobre briófitas saxícolas, especialmente em ravinas. ING (1983) foi o primeiro a identificar a comunidade como sendo muito distinta na Grã Bretanha, sendo explorada posteriormente por SCHNITTLER ET AL (2010), na Alemanha. As ravinas formadas pela erosão de rochas macias, como o arenito, pela ação de água, suportam uma flora de briófitas que se desenvolve no ambiente constantemente úmido (quase 100% de umidade relativa do ar o dia todo em períodos favoráveis) e de microclima mais estável. No meio das plantas vivas crescem os mixomicetos muscícolas, se alimentando de algas e outros microrganismos, comunidade pouquíssimo diversa, dominada por *Craterium muscorum* Ing, *Colloderma robustum* Meyl., *Diderma lucidum* Berk. & Broome, *D. ochraceum* Hoffm., *Lamproderma columbinum* (Pers.) Rostaf., *L. puncticulatum* Härk. e *Lepidoderma tigrinum* (Schrad.) Rostaf.

1.1.3 Ecologia

Provavelmente o primeiro estudo voltado para a ecologia dos mixomicetos foi realizado por PIROLA E CREDARO (1975), caracterizando duas comunidades de mixomicetos na Itália, demonstrando certa especificidade e diferentes comportamentos em respostas às distintas condições ambientais vigentes em floresta e em campo. Na Finlândia, HÄRKÖNEN (1977, 1981) utilizou a técnica de câmara-úmida para estudar os mixomicetos ocorrentes em casca e folhas mortas de árvores e concluiu que existe uma relação entre as espécies e o pH do substrato, e também em relação à espécie vegetal.

No Brasil, CAVALCANTI (1978) comparou a comunidade de mixomicetos corticícolas ocorrentes em duas áreas de cerrado em Pirassununga, São Paulo, uma protegida do fogo por 30 anos, já com fisionomia de cerradão, e outra sujeita às

queimadas anuais, com fisionomia de campo cerrado, e observou maior riqueza de espécies na área protegida. MAIMONI-RODELLA E GOTTSBERGER (1980) realizaram um estudo ecológico em duas áreas no mesmo estado, uma de cerrado e outra de floresta úmida, registrando a ocorrência dos mixomicetos nestes dois ambientes, preferências por substratos e sua distribuição ao longo do ano. Demonstram que os mixomicetos na floresta úmida ocorriam preferencialmente em troncos mortos, enquanto que no cerrado predominavam sobre folheto de solo. Na Suécia, ELIASSON (1981) coletou semanalmente por quatro anos em uma floresta boreal dominada por *Picea*, analisou a distribuição nos substratos, período do ano e a relação das espécies dominantes com as condições climáticas e os microhabitats disponíveis. STEPHENSON (1988, 1989), em um esforço semelhante, incluindo a técnica de câmara-úmida, estudou cinco áreas em uma floresta temperada dos E.U.A., analisando por quatro anos espécies ocorrentes em troncos mortos, folheto de solo, casca de árvore viva e fezes de herbívoro. Os dois pesquisadores concluíram que os mixomicetos respondem às variações sazonais, alguns mais acentuadamente que outros. Também demonstram que existem preferências de espécies por microhabitats, e em menor escala, por substratos específicos.

Como já citado anteriormente, posterior a este período, um grande esforço para se explorar e entender a ocorrência dos mixomicetos em diversas áreas diferentes do mundo está sendo despendido. As coletas são pontuais, com algumas excursões, somente em determinados períodos favoráveis ao crescimento dos mixomicetos, em conjunto com o cultivo em câmara-úmida de amostras de substratos coletados do mesmo local. Estudos como estes são importantes para dar informações da composição da comunidade nessas diversas áreas do mundo, e são indispensáveis para o entendimento biogeográfico do grupo. Entretanto perde-se informação da sazonalidade da ocorrência dos mixomicetos, como mostrado por ELIASSON (1981), e de uma visão de como os mixomicetos se comportam em cada um dos microhabitats. Suprindo um pouco deste conhecimento, em diversos trabalhos, Everhart e colaboradores (EVERHART; KELLER, 2008; EVERHART ET AL, 2009) deram atenção aos mixomicetos corticícolas, explorando a sua distribuição espacial e sua relação com outras diversas variáveis bióticas e abióticas (espécie do forófito, diâmetro do caule, etc.). Atenção similar foi dada aos mixomicetos muscícolas ocorrendo em ravinas (SCHNITTLER ET AL, 2010). Estudos realizados no Japão e Brasil (TAKAHASHI; HADA, 2009, 2010;

TAKAHASHI ET AL, 2010; TAKAHASHI, 2010, XAVIER DE LIMA; CAVALCANTI, 2015) constataram a influência de algumas variáveis no desenvolvimento dos mixomicetos lignícolas ocorrentes em angiospermas e gimnospermas, como dureza e acidez dos troncos.

Trabalhos realizados na Costa Rica têm contribuído para o conhecimento da distribuição e ecologia de mixomicetos neotropicais (ROJAS; STEPHENSON, 2007; 2008; ROJAS ET AL, 2010; ROJAS ET AL, 2011; ROJAS ET AL, 2012), demonstrando especialmente que as comunidades de mixomicetos ocorrentes em grandes altitudes são menos ricas, porém mais específicas. No Brasil destacam-se os trabalhos de CHIAPPETA ET AL (2003), relacionando a influência da chuva e sazonalidade em uma espécie de *Fuligo* ocorrente em bagaço de cana-de-açúcar; RUFINO; CAVALCANTI (2007), mostrando a alteração da comunidade de mixomicetos em um fragmento de Mata Atlântica em Pernambuco depois de duas décadas; e COSTA ET AL (2014), estudando a composição, fenologia e distribuição nos microhabitats da comunidade de mixomicetos ocorrentes em brejos de altitude.

Os mixomicetos podem ser muito abundantes nos ambientes que ocorrem, e até o grupo dominante de “protozoários” (URICH ET AL, 2008), porém pouco se sabe da real influência destes organismos no ambiente. Visto que são predadores de outros microrganismos, e aparentemente um dos únicos em certos ambientes como os desertos (SCHNITTLER, 2001), os mixomicetos devem ter um importante papel no controle de populações de fungos e bactérias. Em estudo realizado por JACOBSON (1980), estimou-se uma média de 200 bactérias para a formação de uma nova ameba de *Physarum polycephalum*, e considerando que a população de ameba dobra em 3 – 15 horas em condições favoráveis (MADELIN, 1986), os mixomicetos devem atuar fortemente na dinâmica de populações microbianas.

Os plasmódios possuem táticas eficientes de forrageio (LATTY; BEEKMAN, 2009; REID ET AL, 2013) e em combinação com a sua alta mobilidade tornam os mixomicetos eficientes predadores. Os plasmódios também são capazes de absorver nutrientes, por algumas linhagens serem capazes de viver em culturas axênicas com nutrientes de baixo peso molecular, e também de produzir enzimas extracelulares e degradar compostos complexos como carne, ágar, basidiomas e clara de ovo (MADELIN, 1986). Muito do conhecimento sobre se os mixomicetos são capazes de degradar compostos estruturais de vegetais, como a celulose e lignina, ainda é incerto, mas existem alguns relatos (MADELIN, 1986;

KALYANASUNDARAM, 2004). KOEVENIG e LIU (1981) identificaram celulase em várias fases do ciclo de vida de *P. polycephalum*, como o plasmódio em cultura axênica, durante a esporulação, o esclerócio e esporos, porém não foi possível indicar se estas enzimas são liberadas no meio.

O estudo sobre a produção de enzimas extracelulares pelos mixomicetos contribuem para o conhecimento da sua ecologia e apontam para um possível potencial para o uso humano, porém estes trabalhos são escassos. Analisar qualitativamente e quantitativamente a atuação dos mixomicetos no meio em que vivem é de extrema importância para entender os processos que ocorrem no solo e em material vegetal em decomposição. As enzimas extracelulares degradadoras de carboidratos (Tabela 1) registradas para *Physarum polycephalum* e outras espécies indicam possíveis usos na própria bainha de mucilagem, nas interações entre plasmódios e na degradação da parede celular de bactérias e fungos. Somente a partir de MUBARAK ALI E KALYANASUNDARAM (1991) outras espécies além de *P. polycephalum* foram testadas em relação à produção de enzimas extracelulares. Com testes simples em meio de cultura, MUBARAK ALI E KALYANASUNDARAM (1991), MUBARAK ALI ET AL (1992) e MACABAGO E DE LA CRUZ (2014) identificaram a produção de amilases e outras enzimas produzidas por *Didymium iridis* (Ditmar) Fr., *D. ovoideum* Nann.-Bremek., *D. squamusolum* (Alb. & Schwein.) Fr. & Palmquist, *Fuligo septica* (L.) F. H. Wigg., *Physarella oblonga* (Berk. & M. A. Curtis) Morgan, *Physarum cinereum* (Batsch) Pers., *P. compressum* Alb. & Schwein., *P. flavicomum* Berk., *P. melleum* (Berk. & Broome) Masee e *Stemonitis herbatica* Peck. Na tabela 1 estão listadas todas as enzimas extracelulares conhecidas produzidas por plasmódios de mixomicetos em meio de cultura.

Tabela 1 - Enzimas extracelulares produzidas por plasmódios e suas respectivas referências bibliográficas.

Grupo de enzimas	Referências
Agarase	MURUGAN ET AL (1996)
Amilase	ALI; KALYANASUNDARUM (1991); MUBARAK ALI ET AL (1992); MACABAGO; DE LA CRUZ (2014)
Degradadora de lipopolisacarídeos	SADDLER ET AL (1979)
Fucosidase	KILPATRICK; STIRLING (1977)

Galactosaminidase	KILPATRICK; STIRLING (1977)
Galactosidase	KILPATRICK; STIRLING (1977)
Glicosaminidase	KILPATRICK; STIRLING (1977)
Glicosidase	KILPATRICK; STIRLING (1977)
Glucanase	FARR ET AL (1973; 1975)
Manosidase	KILPATRICK & STIRLING (1977)
Protease	FARR ET AL (1974); MACABAGO & DE LA CRUZ (2014)
Quitinase	KILPATRICK; STIRLING (1977)
Ribonuclease	BRAUN; BEHRENS (1969)

Fonte: Xavier de Lima, 2016.

Embora ainda não estudada, existem evidências de um tipo de associação entre plasmódios e bactérias. Espécies de mixomicetos cultivados em meio de cultura, mesmo após sucessivas gerações estão sempre associados a pelo menos uma espécie de bactéria (GRAY; ALEXOPOULOS, 1968; KALYANASUNDRAM, 2004). Essas bactérias geralmente pertencem à família Enterobacteriaceae, como *Escherichia* e *Staphylococcus*, e quando ausentes do meio de cultura ou oferecidas mortas como alimento, o plasmódio responde negativamente, com crescimento limitado ou se afastando das bactérias mortas.

Além do estágio assimilativo, a fase reprodutiva também interage com o meio ambiente de diversas formas. DUDKA; ROMANENKO (2006) revisaram co-ocorrências e interações entre os mixomicetos e outros organismos na Ucrânia, e registraram cinco espécies de besouros *Latriidae* ocorrendo nos esporângios de mixomicetos, e ao analisar o conteúdo estomacal, demonstraram que estes estavam se alimentando dos esporos. Três das cinco espécies aparentam ser mixomicetófagos obrigatórios. Outro caso interessante é a ocorrência do besouro *Agathidium pulchellum* que se alimenta e deposita ovos em grupos densos de esporângios de *Trichia decipiens* (Trichiaceae) e parece ter uma associação restrita com a espécie. LAAKSONEN ET AL (2010) estudaram a ocorrência de *A. pulchellum* em 44 áreas de preservação na Finlândia, e concluíram que este besouro só ocorre se a floresta for antiga e protegida o suficiente para ter pelo menos 80 troncos mortos de *Populus tremula* e *Picea abies* por hectare, capazes de

suportar uma população mínima de *T. decipiens* esporulante para que o besouro consiga se manter na área. Em Pernambuco a relação entre besouros e esporângios de mixomicetos também foi estudada (LEMOS ET AL, 2010), onde registraram principalmente besouros do gênero *Baeocera* em associação com esporângios de seis espécies de mixomicetos.

1.1.4 Filogenia e classificação

Os organismos ameboides eram todos agrupados em Sarcodina, mas com análises empregando a microscopia eletrônica e a biologia molecular, notou-se que era um grupo polifilético, agrupando linhagens muito heterogêneas. Atualmente, o clado Amoebozoa, grupo irmão de Opisthokonta (fungos + animais), abrange células tecadas ou nuas que se movimentam por pseudópodos lobosos (lobopódios) (CAVALIER-SMITH, 2014). O clado é dividido em Lobosa, células puramente ameboides, e Conosa, células ameboides que retêm flagelos, pelo menos em parte do ciclo de vida. Em Conosa estão Variosea, Archamoebae, o polifilético Protostelia, e Mycetozoa, este último grupo abrangendo *Ceratiomyxa*, dictiostelídeos e mixomicetos (FIORE-DONNO ET AL, 2009).

A característica mais marcante de Mycetozoa é a produção de esporóforos macroscópicos, porém não existe homologia entre as estruturas. A sinapomorfia do grupo é a supressão temporária da divisão celular seguida da divisão nuclear na fase diploide, iniciada pela fusão de dois indivíduos haploides compatíveis (FIORE-DONNO ET AL, 2009), originando um plasmódio formador de esporângios com esporos internos (nos mixomicetos), ou um plasmódio produtor de uma matriz mucilaginosa de onde esporos irão se desenvolver externamente (em *Ceratiomyxa*), ou um macrocisto (nos dictiostelídeos (RAPER, 1984)). Destas três formas germinarão indivíduos unicelulares haploides resultantes de meiose.

Classicamente Myxomycetes compreende três subclasses: Ceratiomyxomycetidae, abrangendo espécies exosporadas; Stemonitomycetidae, espécies endosporadas com afanoplasmódio e desenvolvimento de pedicelo subhipotálico; e Myxogastromycetidae, espécies endosporadas com faneroplasmódio e protoplasmódio e desenvolvimento epihipotálico (MARTIN; ALEXOPOULOS, 1969; ROSS, 1973; MARTIN ET AL, 1983). As seis ordens da classe estão distribuídas da seguinte forma (MARTIN ET AL, 1983):

Subclasse: Ceratiomyxomycetidae

Ordem: - Ceratiomyxales: Esporos pedicelados crescendo em uma matriz gelatinosa. Ceratiomyxaceae - *Ceratiomyxa*.

Subclasse: Stemonitomycetidae

Ordem: - Stemonitales: Esporos escuros, pedicelo secretado pelo citoplasma internamente. Stemonitaceae – *Amaurochaete*, *Brefeldia*, *Colloderma*, *Comatricha*, *Diachaeopsis*, *Enerthenema*, *Lamproderma*, *Leptoderma*, *Macbrideola*, *Meriderma*, *Paradiachea*, *Paradiachaeopsis*, *Stemonaria*, *Stemonitis*, *Stemonitopsis*, *Symphytocarpus*.

Subclasse: Myxogastromycetidae

Ordens: - Echinosteliales: Esporos claros e escuros, pedicelo secretado pelo citoplasma externamente. Clastodermataceae – *Barbeyella*, *Clastoderma*. Echinosteliaceae – *Echinostelium*.

- **Liceales:** Esporos claros, ausência de capilício verdadeiro. Cribrariaceae – *Cribraria*, *Lindbladia*. Liceaceae – *Kelleromyxa*, *Licea*, *Listerella*. Reticulariaceae – *Alwisia*, *Dictydiaethalium*, *Lycogala*, *Reticularia*, *Tubifera*.

- **Physarales:** Esporos escuros, cálcio secretado em regiões do esporângio. Elaeomyxaceae – *Elaeomyxa*. Didymiaceae – *Diachea*, *Diderma*, *Didymium*, *Lepidoderma*, *Mucilago*, *Physarina*, *Trabooksia*. Physaraceae – *Badhamia*, *Badhamiopsis*, *Craterium*, *Fuligo*, *Leocarpus*, *Physarella*, *Physarum*, *Protophysarum*, *Willkommlangea*.

- **Trichiales:** Esporos claros, capilício presente. Dianemataceae – *Dianema*, *Calomyxa*. Trichiaceae – *Arcyodes*, *Arcyriatella*, *Arcyria*, *Calonema*, *Hemitrichia*, *Metatrichia*, *Minakatella*, *Oligonema*, *Perichaena*, *Prototricha*, *Trichia*.

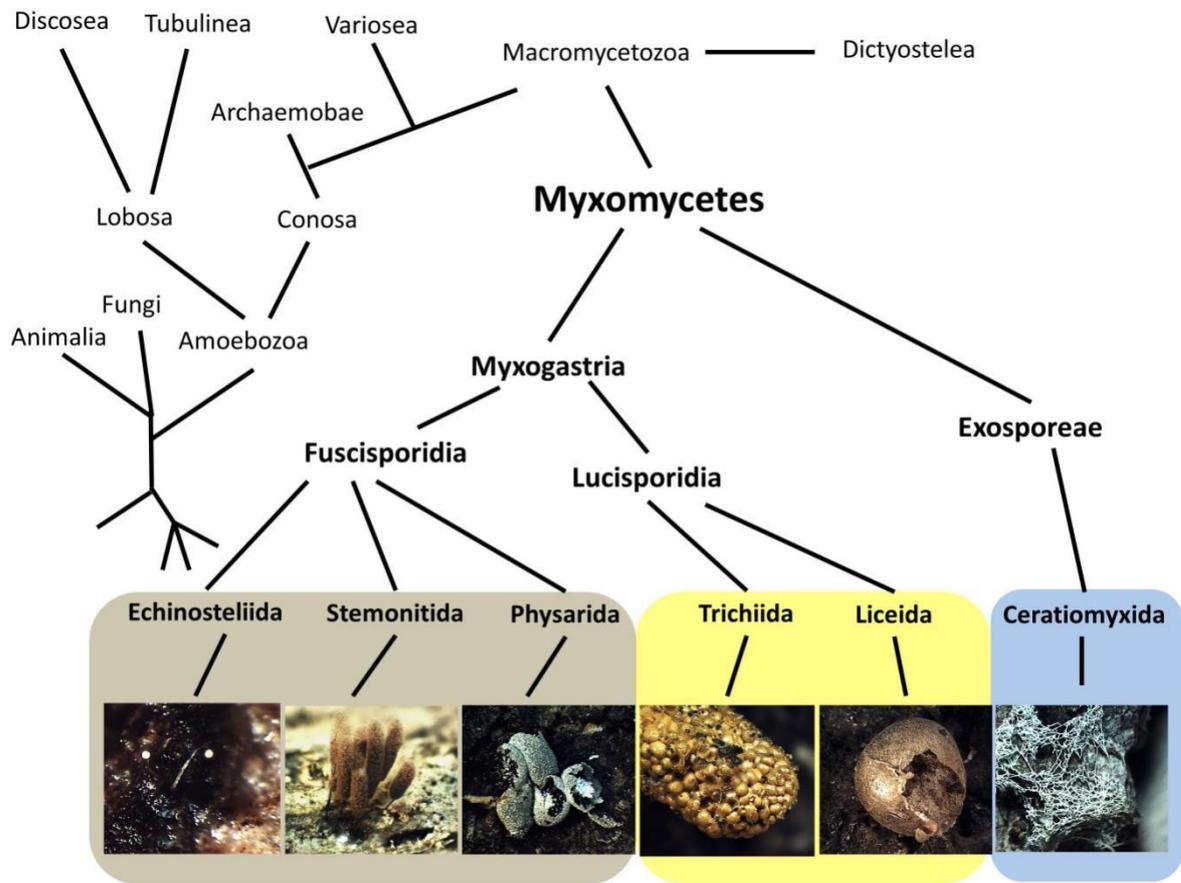
De análises filogenéticas a partir de dados moleculares, notou-se que as ordens acima apresentadas são agrupamentos artificiais, especialmente as espécies de esporos claros (FIORE-DONNO ET AL, 2008; FIORE-DONNO ET AL, 2012; FIORE-DONNO ET AL, 2013) como já era esperado. Considerando que as famílias mantiveram razoavelmente a sua composição, este é o maior nível taxonômico preferencialmente utilizado nesta tese.

Atualmente adota-se simultaneamente a nomenclatura zoológica, ao lado da micológica, visto que a zoológica é classicamente utilizada para outros “protozoários” (CAVALIER-SMITH, 2013). Uma nova classificação proposta por CAVALIER-SMITH (2013), baseada em análises de filogenia molecular, adota a nomenclatura zoológica, e Myxomycetes permanece com duas subclasses: Exosporeae, contendo apenas *Ceratiomyxa*, e Myxogastria, abrangendo todos os mixomicetos endosporados. As superordens, ordens e subordens estão de acordo com as filogenias mais recentes e refletem o que se conhece sobre a história evolutiva do grupo até o momento (Figura 2).

- Classe **Myxomycetes** Link, 1833
 - Subclasse **Exosporeae** Rostafinski, 1873
 - Ordem **Ceratiomyxida** Martin 1961, ex Farr and Alexopoulos
 - Subclasse **Myxogastria** Fries, 1829
 - Superordem **Lucisporidia** Cavalier-Smith, 2013
 - Ordem **Liceida** Jahn, 1928
 - Ordem **Trichiida** Macbride, 1922
 - Superordem **Columellidia** Cavalier-Smith, 2013
 - Ordem **Echinosteliida** Martin 1961
 - Ordem **Fuscisporidia** Cavalier-Smith, 2013
 - Subordem **Lamprodermina** Cavalier-Smith, 2013
 - Subordem **Stemonitina** Cavalier-Smith, 2013
 - Subordem **Physarina** Cavalier-Smith, 2013

Muito ainda há para se elucidar da relação entre os mixomicetos, e certamente esta nova classificação proposta sofrerá modificações, especialmente em Lucisporidia (FIORE-DONNO ET AL, 2013). A monografia mais recente dedicada aos mixomicetos (POULAIN ET AL, 2011) trata de 853 espécies e adota a nomenclatura micológica, assim como MARTIN E ALEXOPOULOS (1969) e MARTIN ET AL (1983). Nesta tese, segue-se a abrangência taxonômica e a nomenclatura micológica das ordens e famílias adotada por MARTIN ET AL (1983).

Figura 2 - Relações entre os grupos de mixomicetos e deste com os outros eucariotos a partir da filogenia molecular de FIORE-DONNO ET AL (2009), CAVALIER-SMITH (2013), CAVALIER-SMITH ET AL (2014).



Fonte: Xavier de Lima, 2016.

1.1.5 Myxomycetes do Rio Grande de Sul

Os primeiros registros da ocorrência de mixomicetos no Rio Grande do Sul foram publicados no início do Século XX por TORREND (1915), que cita *Ceratiomyxa fruticulosa* (O. F. Müll.) T. Macbr., *Physarum pezizoideum* (Jungh.) Pavill. & Lagarde e *P. polycephalum* Schwein. na lista das espécies conhecidas para o Brasil até aquele momento. Em coletas realizadas na segunda metade do Século XX em um fragmento de Floresta Estacional Semidecidual em Porto Alegre, e também com dados de espécimes registrados no herbário ICN provenientes de outras áreas, RODRIGUES; GUERREIRO (1990) registraram 34 espécies, sendo *Diderma stellulum* M. L. Farr nova para a ciência. Cinco espécies foram adicionadas na revisão para a região Sul do Brasil apresentada por PUTZKE (2002). Dentre os macrofungos registrados por SOBESTIANSKY (2005), cinco mixomicetos são

listados ocorrendo em Floresta Ombrófila Mista no município de Nova Petrópolis, no Rio Grande do Sul. MACIEL ET AL (2015), registrando macrofungos ocorrentes no município de Santa Maria, citam *Fuligo septica* (L.) F. H. Wigg. E *Lycogala epidendrum* (L.) Fr., já citados para o Rio Grande do Sul por RODRIGUES & GUERRERO (1990) e SOBESTIANSKY (2005). CAVALCANTI (2015) listou 55 espécies com ocorrência no estado, baseando-se em publicações e material depositado em herbários do Brasil e de outros países. Considerando-se apenas publicações em periódicos científicos e capítulos de livros, 40 espécies são conhecidas até o momento para o Rio Grande do Sul (Tabela 2). Considerando que 176 espécies são registradas para Pernambuco, estado que possui 35% da área do Rio Grande do Sul, o conhecimento sobre sua mixobiota ainda é escasso, especialmente no que se refere ao bioma Pampa, ainda desconhecido.

Tabela 2 - Lista de espécies de Myxomycetes conhecidas para o Rio Grande do Sul com base em publicações em periódicos científicos e capítulos de livros, e as fitofisionomias onde ocorrem. Todas estas espécies estão listadas em PUTZKE (2002) e CAVALCANTI (2015). Fitofisionomias: Floresta Estacional Semidecidual (Flor. Est. Semi.), Floresta Ombrófila Mista (Flor. Ombr. Mis.) e área antropizada (A. Antropi.).1: Espécie citada em TORREND (1915); 2: Espécie citada em RODRIGUES; GUERRERO (1990); 3: Espécie citada em SOBESTIANSKY (2005); 4: Espécie citada em MACIEL ET AL (2015).

Espécies	Referência	Fitofisionomia		
		Flor. Est. Semi.	Flor. Ombr. Mis.	A. Antropi
Ceratiomyxaceae				
<i>Ceratiomyxa fruticulosa</i>	1,2	+	-	-
Didymiaceae				
<i>Diachaea leucopodia</i>	2	+	+	-
<i>Diderma effusum</i>	2	+	-	-
<i>D. stellulum</i>	2	+	+	-
<i>D. clavus</i>	2	+	-	-
<i>D. nigripes</i>	2	+	-	-
Physaraceae				
<i>Badhamia melanospora</i>	2	?	?	?

<i>Craterium leucocephalum</i>	2	+	-	-
<i>Fuligo septica</i>	2,3,4	+	+	-
<i>Physarella oblonga</i>	2	+	-	-
<i>Physarum álbum</i>	2	+	-	-
<i>P. bogoriense</i>	2	+	-	+
<i>P. compressum</i>	2	+	-	-
<i>P. didermoides</i>	2	+	-	-
<i>P. mutabile</i>	2	+	-	-
<i>P. pezizoideum</i>	1	?	?	?
<i>P. polycephalum</i>	1,2	+	-	-
<i>P. tenerum</i>	2	?	?	?
<i>Willkommlangea reticulata</i>	2	+	-	-
Reticulariaceae				
<i>Alwisia Bombarda</i>	2	?	?	?
<i>Lycogala epidendrum</i>	2,3,4	+	+	+
<i>Reticularia lycoperdon</i>	2	+	-	-
<i>Tubifera microsperma</i>	2	+	+	-
Stemonitaceae				
<i>Collaria arcyrionema</i>	2	+	+	-
<i>Lamproderma scintillans</i>	2	+	-	-
<i>Stemonitis fusca</i>	2	+	-	-
<i>S. splendens</i>	2	+	-	+
<i>Stemonitopsis subcaespitosa</i>	2	?	?	?
<i>S. typhina</i>	2	+	+	-
Trichiaceae				
<i>Arcyria cinerea</i>	2,3	+	+	+
<i>A. denudata</i>	2	+	+	+
<i>A. globosa</i>	2	+		
<i>A. insignis</i>	2	+	+	-
<i>A. minuta</i>	2	?	?	?
<i>A. pomiformis</i>	2	+	-	-
<i>Hemitrichia calyculata</i>	2,3	+	+	+
<i>H. serpula</i>	2	+	+	-

<i>Metatrichia vesparia</i>	2	+	+	-
<i>Perichaena depressa</i>	2	?	?	?
<i>Trichia favoginea</i>	2	+	+	-

Fonte: Xavier de Lima, 2016.

1.1.6 Vegetação no Rio Grande do Sul, e áreas de estudo.

O Rio Grande do Sul tem uma área aproximada de 282000 km² com maior parte do seu território sendo de baixo relevo, abaixo dos 300 m de altitude, com regiões com mais de 600 m somente no nordeste, abrangendo 11% da área do estado. Seis regiões geomorfológicas são reconhecidas por TEIXEIRA ET AL (1986), que refletem as condições climáticas e de solo, e conseqüentemente na vegetação. Duas delas, Planalto das Araucárias e Planalto da Campanha, foram locais de estudo desta tese.

As seguintes fitofisionomias estão presentes nos domínios da Mata Atlântica e do Pampa, no Rio Grande do Sul, de acordo com TEIXEIRA ET AL, 1986:

- **Floresta Ombrófila Densa:** vegetação vigorosa com copas altas e densas, ocorrendo em ambientes úmidos sem períodos de seca, ao longo da costa assim como no resto do Brasil, e formações de Terras Baixas, Submontana e Montana foram identificadas no Rio Grande do Sul. Mesmo com três meses de temperaturas abaixo de 15°C a vegetação não responde fisiologicamente à sazonalidade.

- **Floresta Estacional Semidecidual:** vegetação de grande porte ocorrendo em áreas com quatro meses frios (< 15°C), distribuída em sua maioria mais ao interior do estado. Somente 20% a 50% das suas árvores são decíduas em períodos pouco favoráveis. Formações de Floresta Aluvial, Terras Baixas, Submontana e Montana.

- **Floresta Estacional Decidual:** vegetação semelhante à anterior, porém mais de 50% dos indivíduos são decíduos em épocas desfavoráveis, em especial o dossel emergente dominado por fabáceas caducifólias, como grápia e angico. Existem formações Aluviais, Submontanas e Montanas.

- **Floresta Ombrófila Mista:** ocorre principalmente em regiões altas e muito úmidas, com períodos de pelo menos três meses frios (< 15°C). O dossel é dominado por *Araucaria angustifolia* (Bertol.) Kuntze. Dessa floresta existem três formações: Submontana, Montana e Alto-Montana.

- **Savana:** vegetação mista gramíneo lenhosa, ocorrendo em regiões de clima estacional e solos rasos. Com fisionomia muito variável, é uma formação campestre intercalada por espécies lenhosas de pequeno porte a árvores, de densidade variável. Existem formações de Savana Arbórea Aberta, Parque e Gramíneo-Lenhosa.

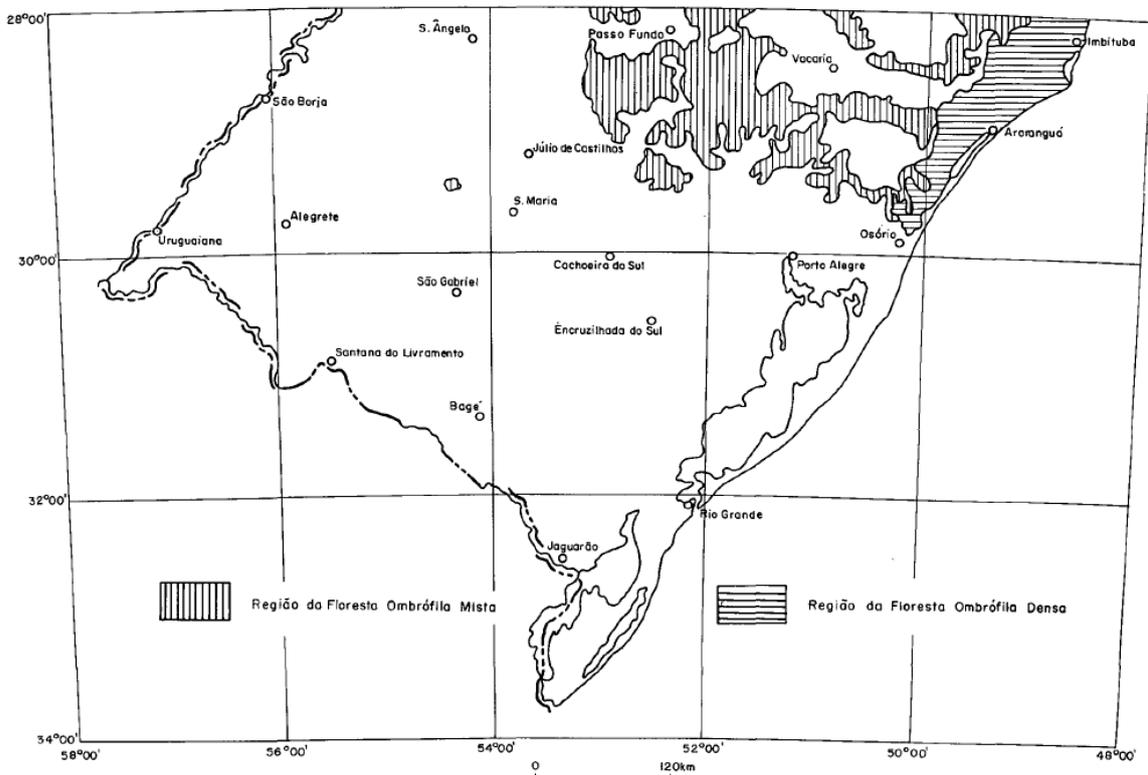
- **Estepe:** vegetação contínua herbácea, gramíneo lenhosa que sofre dupla estacionalidade, um período frio e úmido com frequentes geadas, e um período quente e subúmido. Ocorre em solos eutróficos no sudoeste do Rio Grande do Sul. Déficit hídrico, se existente, ocorre em curtos períodos. Existem as formações de Estepe Parque e Gramíneo-Lenhosa.

- **Savana-estépica:** sofre dupla estacionalidade como a estepe, ocorrendo em solos arenosos e rasos, com baixa capacidade de retenção de água. Árvores de baixo porte e densidade com um estrato herbáceo contínuo, sem a dominância óbvia entre os dois. Possui as formações Parque, Gramíneo-Lenhosa e Arbórea Aberta.

- Mata Atlântica: Floresta Ombrófila Mista

O Bioma Mata Atlântica é um conjunto de ecossistemas predominantemente florestais que acompanha a costa leste da América do Sul, no Brasil indo do Rio Grande do Norte ao Rio Grande do Sul. De uma distribuição antiga mais ampla, as gimnospermas permaneceram em regiões mais altas e frias no Sul do Brasil (VELOSO, 1991), formando uma das ecorregiões mais marcantes do bioma, a Floresta Ombrófila Mista, ou floresta de araucárias, sendo a única vegetação brasileira onde coníferas são componentes importantes. No Rio Grande do Sul concentra-se no Planalto das Araucárias (Figura 3) Assim como o resto do bioma, a Floresta Ombrófila Mista é extremamente degradada e fragmentada, especialmente pela substituição por culturas cíclicas e devido à exploração da madeira e sementes de *Araucaria angustifolia* (Bertol.) Kuntze e do xaxim proveniente dos cáudices de *Dicksonia sellowiana* (Presl.) Hooker. Ambas as espécies estão classificadas como “em perigo” segundo a lista de espécies ameaçadas de extinção, e a retirada de indivíduos adultos reduz a qualidade e disponibilidade de habitats dentro das florestas.

Figura 3 - Mapa indicando a região da Floresta Ombrófila Mista no estado do Rio Grande do Sul.



Fonte: TEIXEIRA ET AL, 1986.

A Floresta Ombrófila Mista é caracterizada por estar sujeita a uma sazonalidade moderada e seu dossel é dominado pela araucária (TEIXEIRA ET AL, 1986; RONDON NETO ET AL, 2002). Estão presentes em regiões muito úmidas sem a ocorrência de um período de déficit hídrico. Devido à importância biológica e cultural da Floresta Ombrófila Mista, e por ser uma das fisionomias do bioma Mata Atlântica menos explorada em relação à presença de mixomicetos, fragmentos dessa floresta foram selecionados para realizar estudo sobre a composição da mixobiota e ecologia de mixomicetos.

- Pampa

Abrangendo parte do território da Argentina, Uruguai e Brasil, o bioma Pampa ocupa a metade sul do Rio Grande do Sul. Caracterizado por ser um mosaico vegetacional em uma matriz dominante de pradarias subtropicais o Pampa situa-se numa região úmida e não sofre frios rigorosos. Remanescente de um clima mais frio e seco desde o Último Máximo Glacial (26.000 – 17.000 anos atrás) (BEHLING ET AL, 2009) predomina neste bioma a vegetação campestre adaptada ao frio em

como no resto do bioma, como lavouras, agrotóxicos, erosão, queimadas e desmatamentos.

1.2 OBJETIVOS

1.2.1 Objetivo geral

Inventariar a mixobiota presente em áreas de Florestas de Araucárias no bioma Mata Atlântica e no bioma Pampa, situadas na zona subtropical do Brasil e inferir padrões de ocorrência das espécies de mixomicetos.

1.2.2 Objetivos específicos

- a) Fornecer as primeiras informações sobre a mixobiota do bioma Pampa.
- b) Complementar as informações sobre a mixobiota da Mata Atlântica incluindo a Floresta Ombrófila Mista do Sul do Brasil
- c) Apresentar uma abordagem biogeográfica dos mixomicetos ocorrentes na Mata Atlântica.
- d) Comparar as comunidades de mixomicetos ocorrentes em angiospermas e coníferas presentes na Floresta Ombrófila Mista.
- e) Comparar os tipos de substratos e microhabitats ocupados no ambiente vegetacional característico do Pampa com o ambiente de Floresta Ombrófila Mista.

1.3 PROCEDIMENTOS METODOLÓGICOS

1.3.1 Áreas de estudo

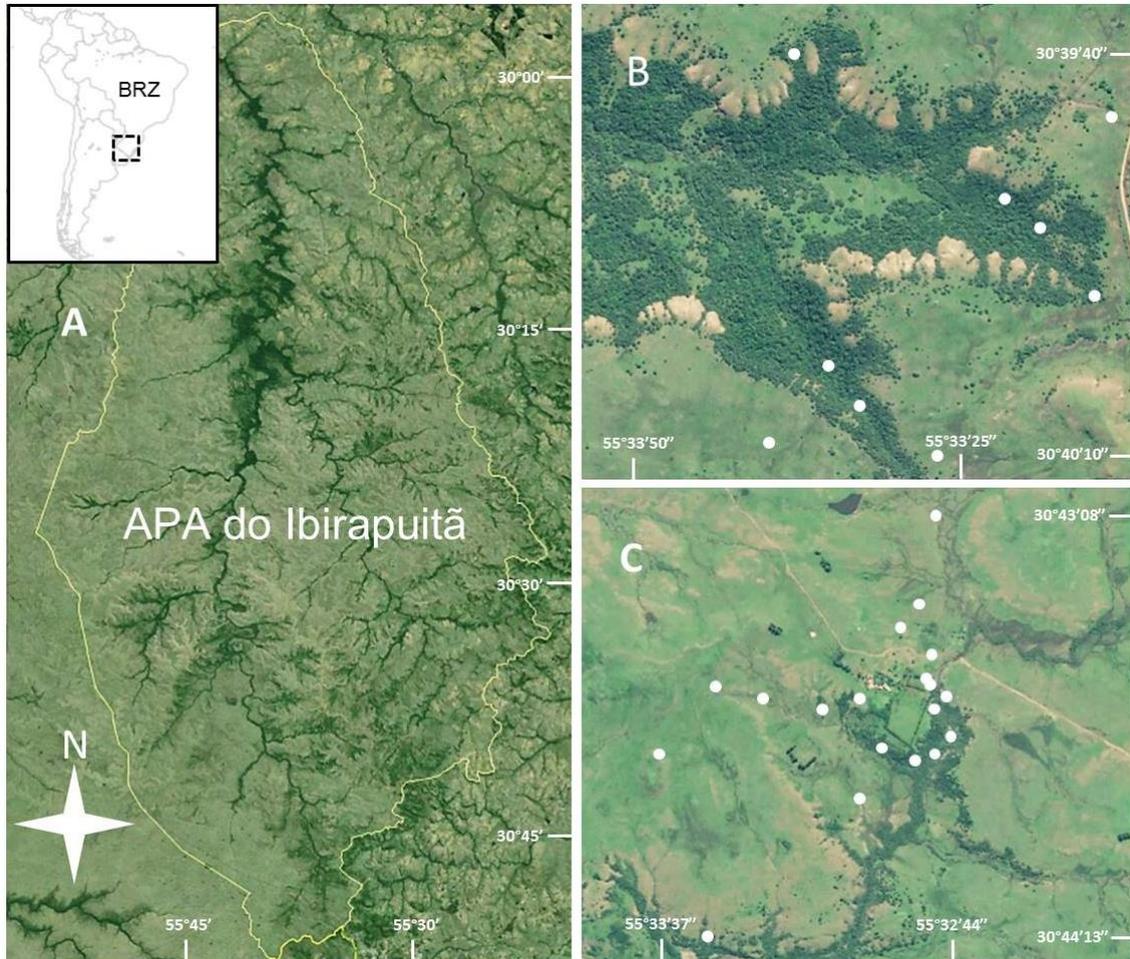
A área de Pampa explorada está dentro da unidade de conservação federal Área de Proteção Ambiental do Ibirapuitã (Figura 5), que cobre grande parte da bacia do rio Ibirapuitã em cinco municípios do Rio Grande do Sul. O clima é subtropical com temperatura média anual de 18.6 °C, variando de 13.1 °C em julho a 24 °C em janeiro. A pluviosidade é de 1500 mm uniformemente distribuídos entre os meses do ano. Geadas são frequentes durante o inverno. O solo é basáltico formando um terreno liso e levemente ondulado, pertencente à região geomorfológica do Planalto da Campanha (JUSTUS ET AL, 1986). A vegetação do Pampa é uma mistura complexa de fitofisionomias, que são reguladas principalmente pela presença de cursos de água e a profundidade do solo. Neste trabalho são reconhecidos dois grupos funcionais: pradarias e matas aluviais.

Pradaria: (Figura 5): caracterizada por uma matriz de plantas herbáceas adaptadas a solos rasos com baixa retenção hídrica, composta principalmente por espécies cespitosas como *Aristida murina* Cav., *A. uruguayensis* Henrard, *Bouteloua megapotamica* (Spreng.) Kuntze, *Eustachys brevipila* (Roseng. & Izag.) Caro & E. A. Sánchez, *Microchloa indica* (Lf.) P. Beauv., *Tridens hackelii* (Arechav.) Parodi e *Tripogon spicatus* (Nees) Ekman e espécies rastejantes como *Paspalum notatum* Flüggé e *Axonopus affinis* Chase (Poaceae) cobrindo quase que completamente o solo. Indivíduos esparsos de outras espécies ocorrem em solo mais expostos como *Berroa gnaphalioides* (Less.) Beauverd, *Sommerfeltia spinulosa* Less. (Asteraceae), *Adesmia incana* Vogel, *Indigofera asperifolia* Bong. ex Benth., *Mimosa amphigena* Burkart, *Rhynchosia diversifolia* Micheli (Fabaceae), *Eryngium echinatum* Urb. (Apiaceae), *Paranychia chilensis* DC. (Caryophyllaceae) e *Convolvulus laciniatus* Desr. (Convolvulaceae). Em solos muito rasos, cactos globosos ocorrem (*Frailea* spp. e *Parodia* spp.), todos ameaçados de extinção (BOLDRINI, 2009). Coordenadas das parcelas, elevação e data de visitação: **II** - 30°43'30.20"S, 55°32'47.30"W, 249 m, 13/05/2013; **III** - 30°43'25.40"S, 55°32'53.40"W, 285 m, 13/05/2013; **IV** - 30°43'47.60"S, 55°33'12.00"W, 253 m, 14/05/2013; **VI** - 30°43'37.00"S, 55°33'0.20"W, 266 m, 15/05/2013; **VIII** - 30°43'36.10"S, 55°32'45.40"W, 248 m, 15/05/2013; **IX** - 30°43'22.00"S, 55°32'49.20"W, 257 m,

16/05/2013; **X** - 30°43'7.70"S, 55°32'45.70"W, 253 m, 16/05/2013; **XII** - 30°43'38.30"S, 55°33'7.70"W, 235 m, 04/11/2013; **XIII** - 30°43'35.20"S, 55°33'26.90"W, 281 m, 05/11/2013; **XVI** - 30°43'36.60"S, 55°33'18.10"W, 266 m, 05/11/2013; **XVII** - 30°43'35.20"S, 55°33'26.90"W, 281 m, 05/11/2013; **XVIII** - 30°43'46.00"S, 55°33'36.80"W, 302 m, 06/11/2013; **XXIV** - 30°39'44.70"S, 55°33'12.00"W, 324 m, 13/05/2015; **XXVIII** - 55°33'26.60"O, 55°33'26.60"W, 319 m, 14/05/2015; **XXIX** - 30°40'8.83"S, 55°33'41.24"W, 303 m, 14/05/2015. COlocar coordenadas?

Mata Aluvial (Figura 5): rios maiores formando pequenos vales em solos mais profundos são rodeados por uma floresta estacional semidecidual. Espécies importantes da vegetação são: *Pouteria salicifolia* (Spreng.) Radlk. (Sapotacea), *Salix humboldtiana* Willd. (Salicaceae) e *Sebastiania commersoniana* (Baill.) Smith & Downs (Euphorbiaceae) (CALLEGARO ET AL, 2012; OLIVEIRA ET AL, 2015). O dossel é baixo e moderadamente denso, mas o suficiente para proteger o solo da exposição ao sol. Coordenadas das parcelas, elevação e data de visitação: **I** - 30°43'33.80"S, 55°32'47.70"W, 255 m, 13/05/2013; **V** - 30°43'36.00"S, 55°32'46.60"W, 252 m, 14/05/2013; **VII** - 30°43'34.60"S, 55°32'47.60"W, 255 m, 15/05/2013; **XI** - 30°43'38.20"S, 55°32'47.10"W, 250 m, 3/11/2013; **XIV** - 30°43'44.30"S, 55°32'56.60"W, 251 m, 4/11/2013; **XV** - 30°43'46.60"S, 55°32'50.90"W, 243 m, 4/11/2013; **XIX** - 30°43'43.00"S, 55°32'44.20"W, 243 m, 6/11/2013; **XX** - 30°43'45.10"S, 55°32'47.30"W, 252 m, 6/11/2013; **XXI** - 30°39'57.50"S, 55°33'13.60"W, 305 m, 12/05/2015; **XXII** - 30°39'50.90"S, 55°33'21.30"W, 283 m, 12/05/2015; **XXIII** - 30°39'53.00"S, 55°33'18.40"W, 258 m, 12/05/2015; **XXV** - 30°40'3.30"S, 55°33'35.70"W, 283 m, 13/05/2015; **XXVI** - 30°39'40.00"S, 55°33'38.80"W, 271 m, 13/05/2015; **XXVII** - 30°40'5.90"S, 55°33'32.90"W, 296 m, 13/05/2015; **XXX** - 30°44'13.97"S, 55°33'28.07"W, 241 m, 15/05/2015.

Figura 5 - Localização da área de estudo: APA do Ibirapuitã, Rio Grande do Sul, Brasil. Colocar dados dos números nas área de coleta



Fonte: Xavier de Lima, 2016.

Figura 6 - Aspecto geral da área de estudo, APA do Ibirapuitã, RS, Brasil. **A,B**: Formações típicas de pradaria. **C**: Espécie de cacto globoso ameaçado de extinção. Seta vermelha indicando esporângios de *Badhamia melanospora*. **D**: Rio permanente e visão externa de uma mata aluvial. **E**: Visão interna de uma mata aluvial com o rio seco. **F**: Vista interna de uma mata aluvial.

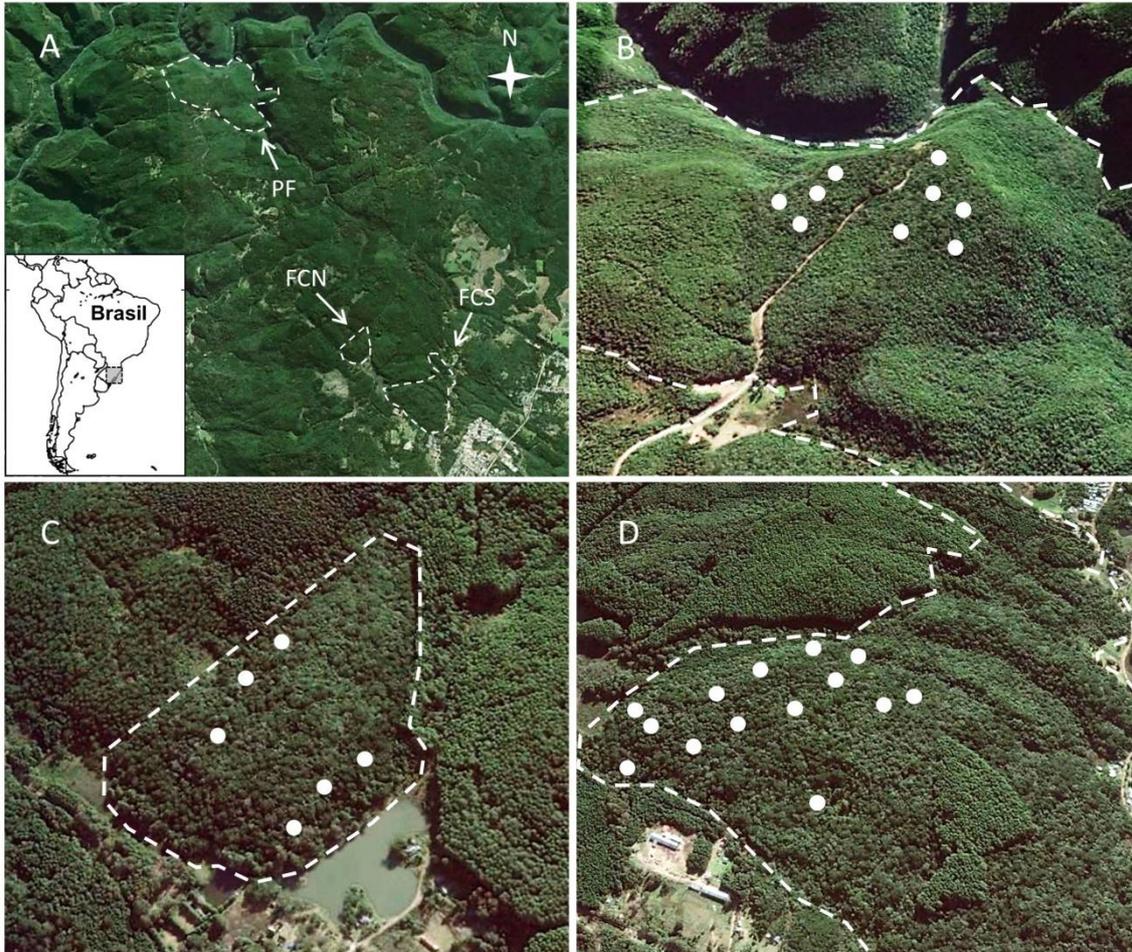


Fonte: Xavier de Lima, 2016.

Três fragmentos de Floresta Ombrófila Mista montana foram explorados no município de Canela, RS, à procura de mixomicetos. Um fragmento está localizado em uma área privada no Vale da Ferradura. O rio Caí percorre o vale, o qual forma um meandro semelhante a uma ferradura (Figura 7B, 8A), e no topo dos vales se encontram as florestas de araucárias (29°16'17.10"S, 50°50'37.70"W, 740 m). Os outros fragmentos estão localizados dentro da Floresta Nacional de Canela. Os fragmentos noroeste (29°19'11.00"S, 50°49'5.60"W, 815 m) e sudeste (29°19'40.30"S, 50°48'23.00"W, 820 m) de mata nativa foram incluídos no estudo. Todos os três fragmentos são originalmente parte de uma floresta contínua, presente na Serra Geral, uma cadeia de montanhas da região Sul do país (TEIXEIRA; NETO, 1986). O clima da região é super úmido, com pluviosidade de 1750-2000 mm por ano, temperatura média anual de 16 °C, com máximo de 28 °C em janeiro e mínimo de 6 °C em julho (OLIVEIRA; RIBEIRO, 1986). Geadas são comuns durante o inverno. A região está no clima subtropical sem estação seca, Cf como definido por sistema de Köppen-Trewartha (TREWARTHA; HORN, 1980).

O estrato arbóreo é composto em sua maioria por espécies de Araucariaceae, Lauraceae, Euphorbiaceae, Anacardiaceae e Rutaceae, sendo dominada por *Araucaria angustifolia* (Bertol.) Kuntze (Araucariaceae), em grupos que emergem do dossel (Figura 8C) formado por *Ocotea pulchella* (Ness e Mart.) Mez (Lauraceae), *Illex paraguariensis* A. St. – Hil. (Aquifoliaceae), *Lithraea brasiliensis* (L.) Marchand (Anacardiaceae), *Sebastiania commersoniana* (Baillon) Smith & Downs (Euphorbiaceae) e *Nectandra megapotamica* (Spreng.) Mez (Lauraceae) (VELOSO, 1991; RONDON NETO ET AL, 2002).

Figura 7 - Localização da área de estudo da Floresta Ombrófila Mista, município de Canela, RS. Polígonos representam a delimitação aproximada dos fragmentos de floresta explorados, enquanto que os pontos brancos representam a posição das parcelas analisadas. A: Fotografia de satélite mostrando os três fragmentos florestais. PF = Parque da Ferradura, FCN = Fragmentos noroeste Floresta Nacional de Canela, FCS = fragmento sudeste. B: Parque da Ferradura. C: Fragmento noroeste da Floresta Nacional de Canela. D: Fragmento sudeste da Floresta Nacional de Canela. Imagens de satélites adquiridos pelo Google Earth (7.1.5.1557).



Fonte: Xavier de Lima, 2016.

Figura 8 - **A:** Vale da Ferradura, Rio Grande do Sul, Brasil. Topos de montanha cobertos pela floresta de araucária. **B:** Vista interna do Parque da Ferradura. **C:** Árvores emergentes de *Araucaria angustifolia*. **D:** Vista interna de um fragmento de mata nativa da Floresta Nacional de Canela.



Fonte: Xavier de Lima, 2016.

1.3.2 Coleta de amostras e material para cultivo em câmara-úmida

Em cada um dos três períodos de coleta, 10 pontos de aproximadamente 1000 m², com pelo menos 100 metros de distância entre eles, foram demarcados em cada área de coleta. Em todos os pontos foram explorados todos os microhabitats favoráveis ao crescimento e esporulação dos mixomicetos (troncos mortos, folheto de solo, etc.), e porções representativas de todos os espécimes de mixomicetos encontrados em fase de esporocarpo foram coletadas e coladas em caixas para transporte ao laboratório e posterior identificação. No caso dos mixomicetos lignícolas, atenção especial foi dada para a identificação do substrato, se pertencente a uma angiosperma ou gimnosperma. Nas mesmas ocasiões de coleta de espécimes, em cada ponto foram obtidas amostras de substrato (folheto aéreo,

folheto de solo, casca de árvores vivas, casca de árvores mortas e fezes de herbívoros) para cultivo em câmara-úmida.

1.3.3 Cultivo em câmara-úmida

Os cultivos em câmara-úmida do material vegetal coletado foram feitos de acordo com NOVOZHILOV ET AL (2000): pedaços de uma amostra coletada foram colocados em uma placa de Petri descartável forrada com uma camada de papel filtro. Água destilada (pH 7.0) foi despejada na placa de Petri até a submersão do material, e 24h depois, aferido seu pH e o excesso descartado. As câmaras-úmidas foram observadas após 2, 6, 11, 21 e 40 dias à procura de plasmódios ou esporocarpos dos mixomicetos. Os esporocarpos encontrados foram desidratados e herborizados para posterior identificação. A umidade da câmara-úmida foi mantida em níveis ideais, adicionando-se água destilada quando necessário. De cada amostra coletada foi montada uma câmara-úmida.

1.3.4 Análises de dados

Índices ecológicos (Entropia de Shanon, Número Efetivo de Espécies) foram utilizados para inferir sobre certas características da comunidade, como diversidade e equitabilidade, e como critério para comparação das comunidades encontradas em diferentes períodos e áreas. Análises multivariadas, como Escalonamento Multidimensional não-Métrico, Análise de Similaridades (ANOSIM), Análise de Variância Multidariada Permutacional (PERMANOVA) e Análise de Agrupamento Hierárquico serviram para demonstrar a relação entre a ocorrência de espécies e amostras, e testar se a sua distribuição se relaciona com algumas das variáveis ambientais.

1.3.5 Identificação e herborização dos espécimes

Os espécimes coletados diretamente no campo ou desenvolvidos em cultivo foram identificados até nível de espécie, utilizando-se literatura especializada como LISTER (1925), MARTIN; ALEXOPOULOS (1969), FARR (1976), NANNENGA-BREMEKAMP (1991), LADO; PANDO (1997), POULAIN ET AL (2011) e artigos

taxonômicos (colocar as referências). As exsiccatas foram armazenadas em caixas padronizadas, submetidas a choque térmico e tombadas no herbário UFP e URM.

1.3.6 Extração de dna, alinhamento, e análises filogenéticas

Para extrair o DNA, cinco esporângios de um espécime da nova espécie de *Physarum* preservado a $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$ foram postos em microtubos de 2 ml. Adicionalmente, uma esfera de vidro de 4 mm e aproximadamente 1 g de esferas de $< 1\text{ mm}$ foram também despejadas no microtubo. Para quebrar os esporos, os microtubos contendo os esporângios e as esferas de vidro foram acoplados no homogenizador FastPrep®-24, acionado por um minuto a 4.0 MHz.

Imediatamente após a quebra dos esporos, 20 μL de tampão Proteinase K foi vertido nos microtubos e congelados a $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$. Para se extrair o DNA foi utilizado o DNeasy plant mini-kit (Qiagen), seguindo-se o protocolo do fabricante.

Os marcadores genéticos para as análises filogenéticas foram o 18S SSU e EEF1- α 1. A amplificação do 18S SSU se deu pelos primers (5'-3') S1 (forward) AACCTGGTTGATCCTGCC e SU19R (reverse) TCGAGTAACAATTAGAGGACA. Para o EEF1- α 1: PB1F (forward) ACCCGTGAGCACGCTCTCCT e PB1R (reverse) CGCACATGGGCTTGGAGGGG (FIORE-DONNO ET AL, 2008; NOVOZHILOV ET AL, 2014). A qualidade do amplificado foi verificada por eletroforese em gel de agarose, purificado, e enviado para sequenciamento.

Foi procurado no banco de dados do GenBank por todas as sequências de EEF1- α 1 de membros de Physarales. Uma sequência de *Clastoderma debaryanum* (JF263592.1) e outra de *Stemonitis flavogenita* (AY643819.1) foram adicionadas para serem usadas como grupo externo. Em conjunto com a sequência adquirida, as sequências foram alinhadas previamente automaticamente com ClustalW pelo software MEGA 7. Oito sequências de *Fuligo septica* (KT958801.1, KT958834.1, KT958803.1, KT958794.1, KT958797.1, KT958821.1, KT958831.1, KT958795.1), uma de *Badhamia foliicola* (FJ546660.1) e *Physarum virescens* (FJ546687.1) foram excluídas da análise final pois eram muito curtas ou possuíam muitas bases ambíguas. Todas as sequências identificadas somente a nível genérico, e sem informações encontradas em artigos publicados também foram excluídas ((KF250476.1, KF250475.1, KF250477.1, KF250472.1, KF250473.1, KF250468.1, KF250465.1, KF250470.1, KF250467.1, KF250469.1, KF250466.1, KF250474.1). As

34 sequências restantes foram alinhadas manualmente no MEGA 7, resultando em 479 bases alinhadas.

A análise de Neighbor-Joining foi computada no MEGA 7, usando a distância evolutiva gerada pelo modelo “p-distance”, um modelo simples que considera a proporção de posições de nucleotídeos diferentes entre duas sequências comparadas. Análise de Máxima Parcimônia foi realizada no R (R Core Team, 2015), usando as funções dos pacotes “phangorn” (Schleip et al, 2016) e “phytools” (Revell, 2016). Para se encontrar a árvore mais parcimoniosa, foi usado o algoritmo “parsimony ratchet”, com 10000 gerações, usando árvores iniciais geradas aleatoriamente. Para a análise de Máxima Verossimilhança, inicialmente um modelo evolutivo foi selecionado a partir do ModelTest implementado no MEGA 7, sendo escolhido o modelo com o menor valor de Critério de Informação Bayesiana. O modelo selecionado foi o Tamura-Nei (1993) com taxa entre posições em distribuição gama (0.52) e uma proporção de posições invariáveis (0.37). A Máxima Verossimilhança foi então gerada usando o modelo selecionado (TN93+G+I), com oito categorias gama discretas. No software MrBayes, o “Bayesian MCMC model jumping” foi usado para selecionar o melhor modelo evolutivo baseado na probabilidade posterior de cada modelo, dado o alinhamento de EEF1- α 1. O melhor modelo é similar ao TN93, exceto na taxa de transição C \leftrightarrow T maior. A análise Bayesiana se deu com 2000000 gerações, com adições de 500000 gerações até o desvio padrão das frequências das cadeias (“standard deviation of split frequencies”) seja menor que 0.01. Vinte e cinco por cento das árvores iniciais foram excluídas.

2 RESULTADOS E DISCUSSÃO

2.1 MIXOMICETOS DO PAMPA

2.1.1 Resultados

Na APA do Ibirapuitã foram coletados em campo 187 espécimes e 65 espécimes foram provenientes de cultivo em câmara-úmida, representando 25 gêneros e 57 espécies (Tabela 3). Os mixomicetos foram encontrados em todos os pontos de mata aluvial explorados, porém ocorreram em apenas um terço dos 15 pontos de pradaria. Foi detectada a presença de mixomicetos em 81,5% das câmaras-úmidas que continham amostras de substratos provenientes de mata aluvial e 87,9% das montadas com amostras provenientes de pradaria. Mesmo apresentando alta produtividade, a maior parte dos registros foi de plasmódios que não atingiram a fase de esporulação em até três meses de cultivo. Nas áreas de pradaria, 17 espécies foram assinaladas, sendo 14 somente encontradas a partir do cultivo. Nas áreas de mata aluvial, 16 espécies foram encontradas, sendo 13 exclusivas do cultivo. Para todo o ambiente, 23 espécies adicionais foram registradas utilizando a técnica de câmara-úmida.

Tabela 3 - Espécies e número de espécimes nos microhabitats explorados em cada fitofisionomia da APA do Ibirapuitã, Rio Grande do Sul, Brasil. Registros em campo/câmara-úmida. Fezes de herbívoros=FZ, folhede de solo=FS, cacto morto=CM, folhede aéreo=FA, casca de árvore viva=CA, tronco morto=TM.

Espécie	Pradaria					Mata Aluvial			
	FZ	FS	CM	FA	CA	TM	FS	FA	C A
<i>Arcyria afroalpina</i> Rammeloo**	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/1	-/-
<i>A. cinerea</i> (Bull.) Pers.	-/-	-/3	-/1	-/2	-/-	5/-	-/-	-/-	-/-
<i>A. denudata</i> (L.) Wettst.	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	3/-	-/-	-/-	-/-
<i>A. insignis</i> Kalchbr. & Cooke	-/-	1/-	-/-	-/-	-/-	3/-	-/-	-/-	-/-
<i>A. magna</i> var. <i>rosea</i> Rex *	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>A. major</i> (G. Lister) Ing *	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>A. pomiformis</i> (Leers) Rostaf.	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	2/-	-/-	-/-	-/-
<i>Badhamia affinis</i> Rostaf.*	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>B. melanospora</i> Speg.	-/-	-/-	11/1	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-
<i>Ceratiomyxa fruticulosa</i> (O. F. Müll.) T. Macbr.	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	19/-	-/-	-/-	-/-
<i>Collaria arcyriionema</i> (Rostaf.) Nann.-Bremek. ex Lado	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/1
<i>Comatricha elegans</i> (Racib.) G. Lister *	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	1/-	-/-	-/-	-/-

<i>C. laxa</i> Rostaf. *	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>C. tenerrima</i> (M. A. Curtis) G. Lister *	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/1	-/-
<i>Craterium concinnum</i> Rex **	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/2	-/-	-/-
<i>C. leucocephalum</i> (Pers. ex J. F. Gmel.) Ditmar	-/-	1/2	-/-	-/-	-/-	-/-	1/2	-/-	-/-
<i>Cribraria cancellata</i> (Batsch) Nann.-Bremek. *	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>C. microcarpa</i> (Schrad.) Pers. *	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/1	-/1	-/-
<i>C. violacea</i> Rex*	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/7
<i>Diderma effusum</i> (Schwein.) Morgan	-/-	-/1	-/-	-/-	-/1	-/-	-/-	-/-	-/-
<i>D. hemisphaericum</i> (Bull.) Hornem *	-/-	-/-	-/-	-/1	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-
<i>Didymium verrucosporum</i> A. L. Welden *	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	1/-	-/-	-/-
<i>Echinostelium minutum</i> de Bary *	-/-	-/1	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/1	-/-
<i>Enerthenema papillatum</i> (Pers.) Rostaf. *	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	2/-	-/-	-/-	-/-
<i>Fuligo septica</i> (L.) F. H. Wigg.	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	2/-	-/-	-/-	-/-
<i>Hemitrichia calyculata</i> (Speg.) M. L. Farr	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	17/-	-/-	-/-	-/-
<i>H. serpula</i> (Scop.) Rostaf. ex Lister	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	15/-	-/-	-/-	-/-
<i>Licea biforis</i> Morgan *	-/-	-/-	-/-	-/-	-/1	-/-	-/-	-/-	-/3
<i>L. castanea</i> G. Lister *	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/1	-/-
<i>L. rufocuprea</i> Nann.-Bremek. & Y. Ymam. **	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/1	-/-
<i>L. succulenticola</i> Mosquera, Lado, Estrada & Beltrán-Tej. *	-/-	-/-	-/2	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-
<i>L. tenera</i> E. Jahn**	-/8	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-
<i>Lycogala epidendrum</i> (L.) Fr.	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	5/-	-/-	-/-	-/-
<i>Macbrideola decapillata</i> H. C. Gilbert *	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/1
<i>Metatrichia vesparia</i> (Batsch) Nann.-Bremek. ex G. W. Martin & Alexop.	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	17/-	-/-	-/-	-/-
<i>Oligonema schweinitzii</i> (Berk.) G. W. Martin *	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>Perichaena depressa</i> Lib.	-/-	-/-	-/1	-/1	-/-	1/-	-/1	-/-	-/-
<i>P. luteola</i> (Kowalski) Gilbert. **	-/-	-/-	-/1	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-
<i>P. vermicularis</i> (Schwein.) Rostaf. *	-/-	3/-	1/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-
<i>Physarella oblonga</i> (Berk. & M. A. Curtis) Morgan	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>Physarum album</i> (Bull.) Chevall.	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	12/-	-/-	-/-	-/-
<i>P. bogoriense</i> Racib.	-/-	-/1	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-
<i>P. crateriforme</i> Petch *	-/-	-/-	-/-	-/-	-/1	2/-	-/-	-/-	-/-
<i>P. melleum</i> (Berk. & Broome) Masee *	-/-	-/-	-/-	-/1	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-
<i>P. c.f. notabile</i> T. Macbr. *	-/1	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-
<i>P. pusillum</i> (Berk. & M. A. Curtis) G. Lister *	-/-	6/-	7/1	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-
<i>P. robustum</i> (Lister) Nann.-Bremek.**	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>P. spectabile</i> Nann.-Bremek., Lado & G. Moreno**	-/-	-/-	-/1	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-
<i>P. stellatum</i> (Masee) G. W. Martin *	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	2/-	-/-	-/-	-/-
<i>P. viride</i> (Bull.) Pers. *	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	11/-	-/-	-/-	-/-
<i>Reticularia intermedia</i> Nann.-Bremek. *	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>Stemonitis flavogenita</i> E. Jahn *	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	7/-	-/-	-/-	-/-
<i>S. fusca</i> Roth	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	3/-	-/-	-/-	-/-
<i>S. herbatica</i> Peck *	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/1	-/-
<i>S. splendens</i> Rostaf.	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	2/-	-/-	-/-	-/-
<i>Stemonitopsis gracilis</i> (G. Lister) Nann.-Bremek. **	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>S. typhina</i> (F. H. Wigg.) Nann.-Bremek.	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	5/-	-/-	-/-	-/-

Fonte: Xavier de Lima, 2016.

Nas pradarias da APA do Ibirapuitã, 19 espécies foram registradas em campo e em cultivo em câmaras-úmidas. Foram encontrados 30 espécimes de mixomicetos esporulando naturalmente em campo. Mesmo sendo o microhabitat dominante, somente um espécime (*Craterium leucocephalum*) foi registrado esporulando sobre gramíneas. O substrato mais produtivo foram os cactos em decomposição, onde 20 espécimes foram encontrados (*Badhamia melanospora*, *Perichaena vermicularis* e *Physarum pusillum*); o segundo mais produtivo foram os gravetos mortos de arbustos de Asteraceae, com oito espécimes encontrados (*Arcyria insignis*, *Physarum pusillum*, *Perichaena vermicularis*). Em rosetas mortas de *Eryngium* sp. foram encontrados dois exemplares de *P. pusillum*. Em câmara-úmida montada com material proveniente de pradaria, 32 espécimes foram registrados. Nas amostras de folheto aéreo (gravetos mortos presos à planta mãe, inflorescências de *Eryngium* sp., Poaceae e Asteraceae) foram registradas em câmara-úmida cinco espécies: *Arcyria cinerea*, *Diderma effusum*, *D. hemisphaericum*, *Perichaena depressa* e *Physarum melleum*. Em câmaras-úmidas montadas com folheto de solo (cacto globoso, folhas mortas de gramíneas e gravetos de arbustos) esporularam *A. cinerea*, *Badhamia melanospora*, *D. effusum*, *Echinostelium minutum*, *Licea succulenticola*, *Perichaena luteola*, *Physarum bogoriense*, *P. pusillum* e *P. spectabile*. Em casca de árvore viva foram registradas três espécies, *Diderma effusum*, *Licea biforis* e *Physarum crateriformis*. Em fezes de herbívoros esporularam oito espécimes de *Licea tenera* e um de *Physarum* cf. *notabile*. A espécie mais abundante em cultivo foi *Licea tenera*, seguida de *A. cinerea*, com seis espécimes registrados em cultivo, e *D. effusum*, com três espécimes.

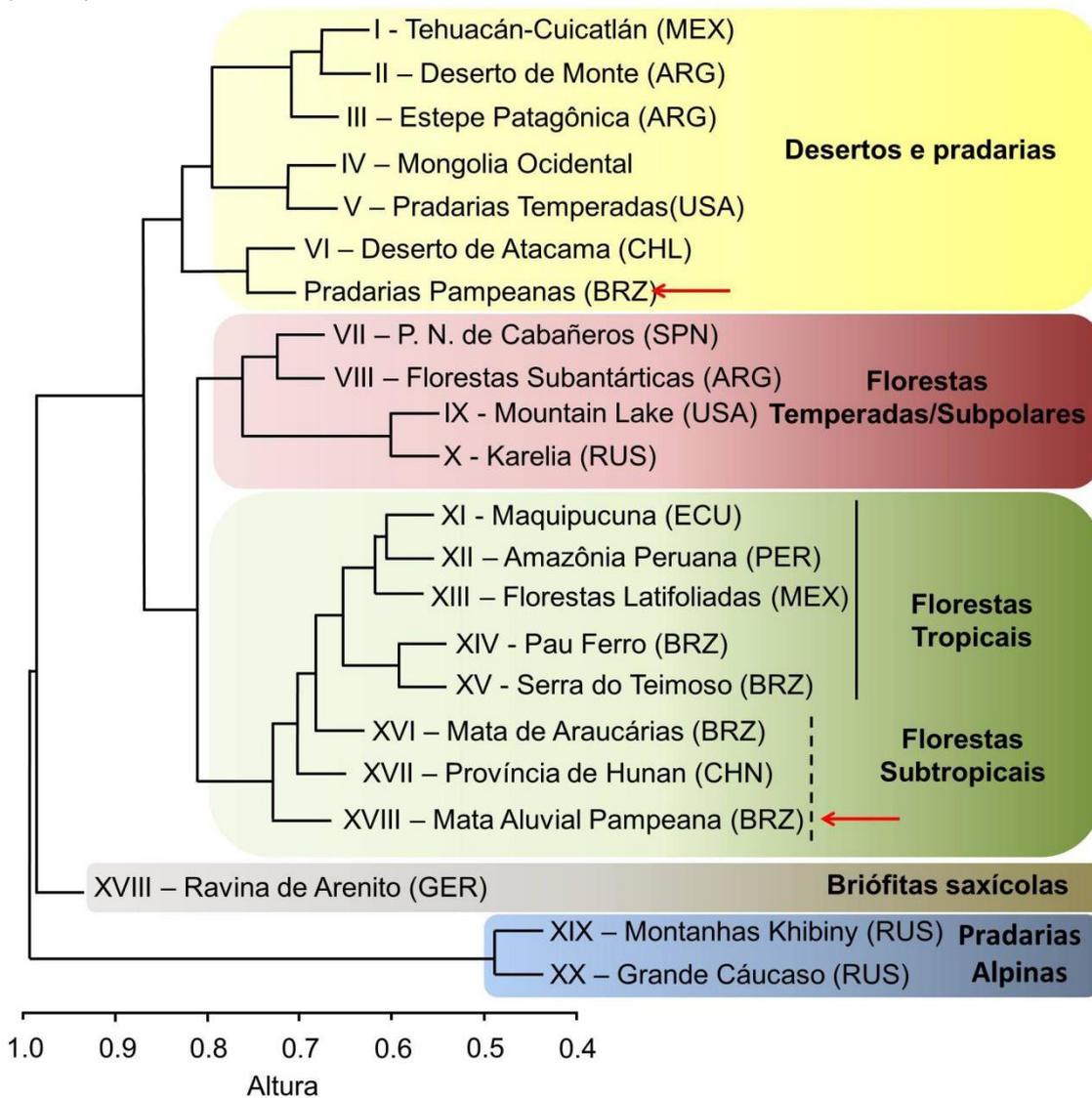
Um total de 155 espécimes, representando 33 espécies, foi registrado esporulando em troncos mortos nas áreas de mata aluvial, e somente dois espécimes sobre folheto de solo. *Ceratiomyxa fruticulosa* foi espécie mais abundante, seguida em ordem decrescente de *Hemitrichia calyculata*, *Metatrichia vesparia*, *H. serpula* e *Physarum album*. Em câmara-úmida foram registrados 33 espécimes que formaram esporângios, possibilitando a identificação. Sobre folheto aéreo, *Arcyria afroalpina*, *A. cinerea*, *Comatricha tenerrima*, *Cribraria microcarpa*, *Echinostelium minutum*, *Licea castanea*, *L. rufocuprea* e *Stemonitis* cf. *herbatica*. Em folheto de solo: *A. cinerea*, *Craterium concinnum*, *C. leucocephalum*, *Cribraria*

microcarpa e *Perichaena depressa*. Em casca de árvore viva foram registradas *Collaria arcyronema*, *Cribraria violacea*, *L. biforis* e *Macbrideolla decapillata*.

Das 57 espécies registradas na APA do Ibirapuitã (Tabela 1), somente sete foram encontradas em ambas as fitofisionomias: *Arcyria cinerea*, *A. insignis*, *Craterium leucocephalum*, *Echinostelium minutum*, *Licea biforis*, *Perichaena depressa* e *Physarum crateriformis*, todas cosmopolitas e comuns (Martin & Alexopoulos 1969).

A análise de agrupamento realizada com a mixobiota de pradaria e mata aluvial separadamente, em conjunto com as registradas em outras vegetações e climas do mundo, mostra que as duas fitofisionomias existentes na APA do Ibirapuitã são muito distintas em relação à composição da mixobiota. A mixobiota da mata aluvial agrupou-se com a de outras florestas na região tropical, enquanto que a da pradaria agrupou-se com pradarias norte-americanas e uma região desértica na Argentina (Figura 9).

Figura 9 - Análise de agrupamento utilizando-se o método UPGMA, a partir de uma matriz de distância gerada pelo índice de Jaccard com os dados de ocorrência de mixomicetos. **I** - Estrada-Torres et al. (2009); **II** - Lado et al. (2011); **III** - Lado et al. (2014), dados proveniente somente de estepe; **IV** - Novozhilov and Schnittler (2008); **V** - Rollins and Stephenson (2012); **VI** - Lado et al. (2007); **VII** - Castillo et al. (2009); **VIII** - Wrigley de Basanta et al. (2010); **IX** - Stephenson (1988;1989); **X** - Schnittler and Novozhilov (1996); **XI** - Stephenson et al. (2004); **XII** - Rojas and Stephenson (2013); **XIII** - Lado et al (2003); **XIV** - Costa et al. (2014); **XV** - Dados não publicados; **XVI** - Dados não publicados, ver sessão 2.2; **XVII** - Ukkola et al. (2001); **XVIII** - Schnittler et al. (2010); **XIX** - Erastova et al. (2015); **XX** - Novozhilov et al. (2013).



Fonte: Xavier de Lima, 2016.

2.1.2 Discussão

Este trabalho é o primeiro esforço de se registrar a mixobiota e entender padrões em sua ocorrência no bioma Pampa no Brasil. No total foram explorados aproximadamente 2.7 ha de áreas de pradaria e mata aluvial na APA do Ibirapuitã, resultando em 57 espécies encontradas. Destas, pelos menos 35 são primeiras referências para o Rio Grande do Sul (CAVALCANTI, 2015) aumentando para 90 o número de espécies conhecidas para o estado. *Arcyria afroalpina*, *Craterium concinum*, *Perichaena luteola*, *Physarum spectabile* e *Stemonitopsis gracilis* são registrados pela primeira vez no país (CAVALCANTI, 2015), e também *Physarum* cf. *robustum* caso sua identidade seja confirmada. CAVALCANTI (2010) comenta que o único registro da ocorrência de mixomicetos no Pampa corresponde à excicata de BPI723177, coletada no município de São Gabriel pelo jesuíta J. Rick, e identificada como *Lycogala flavofuscum* Rostaf. Assim, todas as espécies listadas neste trabalho constituem as primeiras referências para o bioma no Brasil.

As duas fitofisionomias estudadas estão entrelaçadas na APA do Ibirapuitã e sujeitas às mesmas condições atmosféricas, porém as condições microclimáticas são muito divergentes. Em pradaria, onde não há uma cobertura de árvores e a exposição direta ao sol determina o rápido ressecamento do substrato, somente representantes de Trichiaceae e Physaraceae foram encontradas esporulando em campo, esta última abrangendo 83% dos espécimes. Mesmo com chuvas bem distribuídas durante o ano e sem uma estação seca, essas condições favorecem espécies de ciclo de vida curto ou que possuam mecanismos eficientes de resistir a variações rápidas de umidade, refletindo na dominância das Physaraceae e de espécies de *Perichaena*, similar ao encontrado em regiões áridas do mundo (BLACKWELL; GILBERTSON, 1984; NOVOZHILOV ET AL, 2006; ESTRADA-TORRES ET AL, 2009).

Abaixo da matriz de gramíneas característica das pradarias acumulam-se folhas mortas, formando uma camada de espessura variável. Nos vales entre morros onde ocorre um maior acúmulo da água, umidade considerável persiste abaixo da camada de folhas porém um único espécime foi encontrado em campo, esporulando sobre gramíneas. Este mesmo substrato, no entanto, mostrou-se muito produtivo, com presença de mixomicetos em 87.5% das câmaras-úmidas. Embora sejam raros na área de estudo, os grupos de cactos globosos em decomposição, ocorrentes em

solos rasos, constituíram o substrato mais produtivo, devido às condições de umidade que oferecem. Outras plantas herbáceas e gravetos mortos de arbustos de Asteraceae, também ocorrentes na pradaria foram produtivos em campo, predominando *Perichaena vermiculares* e *Physarum pusillum*, também ocorrentes nos cactos. A mixobiota do folheto aéreo em pradaria, composto principalmente por inflorescências de diversas plantas e gravetos mortos de Asteraceae ainda presos à planta, só foi detectada a partir do cultivo em câmara-úmida. Casca de arbustos e raras árvores vivas encontradas em pradarias apresentaram uma baixa abundância e diversidade, com somente cinco amostras e três espécies.

Contrastando com as pradarias, nas áreas de mata aluvial o ambiente permanece úmido por muito mais tempo, tanto pela proximidade com cursos de água quanto pelo sombreamento fornecido pelas árvores. Trichiaceae foi a família dominante, com 44% do total de espécimes, seguida de Physaraceae (22%), Stemonitaceae (14,6%), Ceratiomyxaceae (12,7%), Reticulariaceae (4%), Cribariaceae (2%) e Didymiaceae (0,7%). A família Trichiaceae é a mais abundante neste tipo de ambiente, assim como em outras áreas florestais do Brasil e do Mundo (STEPHENSON, 1988; RUFINO; CAVALCANTI 2007; WRIGLEY DE BASANTA ET AL, 2010; COSTA ET AL, 2014). Na mata aluvial encontram-se galhos de árvores caídos em abundância, sendo os mixomicetos lignícolas os únicos encontrados em campo, excetuando dois registros. O folheto de solo formado por uma camada fina das pequenas folhas mortas das árvores e finos gravetos, aparentemente pobre, mostrou-se produtivo em câmara-úmida, com 83% dos cultivos positivos. Devido às folhas das árvores serem pequenas e frágeis na mata aluvial, o folheto aéreo é formado principalmente por gravetos mortos, os quais se mostraram também produtivos (74%). Cinco espécies foram registradas em casca de árvores vivas em mata aluvial.

Além da diferença microclimática entre as duas fitofisionomias, a disponibilidade de substratos também está influenciando na distinção entre as comunidades de mixomicetos. O mais marcante são os troncos mortos, que em mata aluvial foram responsáveis por abrigar praticamente todos os mixomicetos registrados em campo, são completamente ausentes em pradaria. Mesmo que um substrato lenhoso, oferecido pelos arbustos mortos, esteja disponível em pradaria, as condições do microhabitat são muito diferentes, não só pela exposição ao sol, mas pelo volume limitado, fazendo com que a retenção de água seja baixíssima.

Troncos mortos são artificialmente encontrados em pradaria devido à presença de árvores plantadas para fins diversos, como proteção contra ventos e sombreamento para o gado. Estas árvores são normalmente plantas exóticas, e seus troncos mortos foram analisados e nelas encontrados diversos indivíduos de *Arcyria insignis*, *A. incarnata*, *Physarum viride*, *Stemonitis flavogenita*, *S. fusca* e *Stemonitopsis typhina*. Visto que estas plantações são ambientes completamente alterados esses dados não foram incluídos no estudo, mas demonstram o quão diferente os caules finos de arbustos são de troncos mais robustos, possibilitando, exceto por *A. insignis*, o registro de diversas espécies não encontradas nos microhabitats naturalmente disponíveis em pradaria.

Outro microhabitat que foi exclusivo encontrado somente a uma das áreas são as fezes de herbívoros, presente em pradarias. Animais herbívoros de grande porte fazem parte da história natural do Pampa (BEHLING ET AL, 2009), influenciando na paisagem das pradarias. Com a introdução de animais para pecuária, essa influência foi acentuada, assim como a produção de um microhabitat para os mixomicetos que são as suas fezes. As fezes de herbívoros são um microhabitat favorável para os mixomicetos devido à alta retenção de umidade e pela riqueza de microrganismos que servem de alimento, mas selecionam uma comunidade mais específica por causa da tendência à alcalinidade (ELIASSON, 2013). Das câmaras-úmidas montadas com este tipo de substrato, oito espécimes de *Licea tenera* e um de *Physarum cf. notabile* foram registrados, os quais foram exclusivamente coprófilos neste estudo. O pH médio das câmaras-úmidas montadas com fezes de herbívoros (7,6) é semelhante ao registrado nos cactos também em pradaria, com média de 7,4. Presentes no mesmo ambiente, sofrendo as condições climáticas e de insolação, e com condições de acidez semelhante, a mixobiota registrada nos dois microhabitats não possui espécies em comum.

Casca de árvores e arbustos vivos, folheto de solo e aéreo são três microhabitats que estão presentes em ambas as fitofisionomias, porém divergem em diversos aspectos. O folheto de solo em pradarias é composto por uma grande diversidade de substratos, como as gramíneas mortas, gravetos de arbustos, cactos, folhas de plantas herbáceas diversas que variam muito espacialmente. Por outro lado em mata aluvial o folheto de solo é composto por folhas e gravetos mortos das poucas espécies arbóreas que dominam o ambiente. Essa maior diversidade de substratos em ambiente de pradaria provavelmente permite maior riqueza de

espécies de mixomicetos, sendo este 46% mais rico em espécies em comparação com a mata aluvial. Este padrão era esperado que se repetisse com o folhedo aéreo, visto a diversidade de estruturas reprodutivas e vegetativas de arbustos e ervas presentes em pradaria. Todavia, constatou-se uma maior riqueza de espécies ocorrendo em folhedo aéreo proveniente de mata aluvial, assim como em casca de árvores e arbustos vivos.

Em síntese, dos microhabitats oferecidos pelas pradarias, o folhedo de solo e aéreo são os mais ricos e abundantes, sendo habitados por espécies de Didymiaceae, Physaraceae e Trichiaceae capazes de suportar a insolação e rápida variação na umidade. Em mata aluvial, os troncos suportam a maior diversidade e abundância de espécies de mixomicetos, com espécies de Trichiaceae dominantes típicas de regiões úmidas. Este contraste entre as duas fitofisionomias faz do bioma Pampa uma região rica em microclimas e microhabitats, refletindo no cladograma gerado a partir das áreas encontrada na APA do Ibirapuitã e outras do mundo. Mesmo ocorrendo uma sazonalidade mais acentuada do que no resto do Brasil, com ocasionais temperaturas abaixo de zero e frequentes geadas durante o inverno, a mixobiota de áreas de mata aluvial subtropical foram mais semelhantes às áreas de florestas tropicais brasileiras e de outras regiões tropicais do mundo (Figura 9), do que com florestas temperadas. Todavia, esta semelhança deve ser considerada com cautela, visto a distância em que ocorreu o agrupamento. ROLINS; STEPHENSON (2012), estudando pradarias de clima temperado nos Estados Unidos, encontraram uma abundância de espécies tropicais ocorrendo nas áreas, e hipotetizam que essas áreas de pradaria sirvam como um corredor biogeográfico que conecta regiões temperadas e tropicais.

2.2 MIXOMICETOS DA FLORESTA OMBRÓFILA MISTA

2.2.1 Resultados

No total, 410 espécimes foram obtidos em ambiente de Floresta Ombrófila Mista, coletados diretamente em campo e esporulando em câmara-úmida. Destas, 68 espécies distribuídas em 25 gêneros foram identificadas (Tabela 4). *Arcyria helvetica*, *Diderma circumdissilens* e *P. loratum* são novas referências para a região Neotropical, *Lycogala confusum*, *Physarum citrinum*, e *Symphytocarpus amaurochaetoides* são novos registros para o Brasil e outras 18 espécies são novos registros para o estado do Rio Grande do Sul. O índice de Entropia de Shannon para a área é de 3.3. Os modelos de ranque-abundância de Log-normal, Zipf e Zipf-Madelbrot não diferenciaram significativamente dos dados observados (X^2 , $p > 0.05$). O Critério de Informação de Akaike (AIC) e Bayesiano (BIC) indicam o Zipf como o melhor modelo (Tabela 5; Figura 10).

Mixomicetos foram encontrados em todas as 30 parcelas exploradas nas áreas de Floresta Ombrófila Mista. Espécies lignícolas foram registradas em todas as parcelas, mas espécimes ocorrendo em folheto de solo foram encontrados em somente 15 delas. Apenas 57 das 100 câmaras-úmidas montadas e observadas por três meses foram positivas em relação à presença de mixomicetos, como plasmódios ou esporângios, contribuindo com 24 espécimes identificáveis. No total, foram 60 horas em campo explorando as parcelas, e uma média de 6,4 mixomicetos encontrados por hora, variando de 5,5 a 8,3 em excursões diferentes. A riqueza total hipotética da área foi inferida utilizando os estimadores não-paramétricos Chao1 ($88,25 \pm 10,2$), Jackknife1 ($94,1 \pm 7,2$) e Bootstrap ($80,3 \pm 4,2$), resultando em média de 87,5 espécies. Fazer analis

Troncos mortos foram dominados por Trichiaceae, com 55% de todos os registros, enquanto que folheto de solo foi fortemente dominado por espécies calcárias (Didymiaceae e Physaraceae) correspondente a 97% da abundância total. Poucos registros foram feitos em folheto aéreo e casca de árvore viva, impossibilitando uma real caracterização das comunidades neles ocorrentes. Mas de forma semelhante ao folheto de solo, o folheto aéreo foi dominado por espécies calcárias, enquanto em casca de árvores vivas predominaram espécies com esporângios diminutos como *Echinostelium minutum* e *Cribraria violacea*.

A PERMANOVA testa se os centroides dos grupos diferem estatisticamente. Os resultados indicam que agrupar mixomicetos em florestas tropicais, subtropicais e temperadas é mais informativo ($R^2 = 0.36$, p -value = 0.002) do que agrupar as florestas subtropicais com as tropicais ($R^2 = 0.24$, p -value = 0.008) ou com as temperadas ($R^2 = 0.19$, p -value = 0.031) (Figura 11).

Tabela 4 - Espécies e número de registros de mixomicetos em cada microhabitat explorado em três fragmentos de Mata de Araucária, Rio Grande do Sul, Brasil. Registros em campo/câmara-úmida.

Espécies	Tronco			
	Morto	Folhede de Solo	Folhede Aéreo	Casca de Árvore
<i>Arcyria cinerea</i> (Bull.) Pers.	19/-	-/-	-/-	-/1
<i>Arcyria denudata</i> (L.) Wettst.	31/-	-/-	-/-	-/-
<i>Arcyria helvetica</i> *** (Meyl.) H. Neubert, Nowotny & K. Baumann	4/-	-/-	-/-	-/-
<i>Arcyria major</i> (G. Lister) Ing	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>Arcyria incarnata</i> (Pers. ex J. F. Gmel) Pers.	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>Arcyria pomiformis</i> (Leers) Rostaf.	2/-	-/-	-/-	-/-
<i>Arcyria obvelata</i> (Oeder) Onsberg	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>Comatricha elegans</i> (Racib.) G. Lister	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>Clastoderma debaryanum</i> A. Blytt	1/-	-/-	-/1	-/-
<i>Ceratiomyxa fruticulosa</i> (O. F. Müll.) T. Macbr.	11/-	-/-	-/-	-/-
<i>Collaria arcyriionema</i> (Rosta.) Nann.-Bremek. ex Lado	2/-	-/2	-/1	-/-
<i>Craterium paraguayense</i> * (Speg.) G. Lister	-/-	5/-	-/-	-/-
<i>Cribraria cancellata</i> (Batsch) Nann.-Bremek.	2/-	-/-	-/-	-/-
<i>Cribraria intricata</i> * Schrad.	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>Cribraria languescens</i> * Rex	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>Cribraria microcarpa</i> (Schrad.) Pers.	2/-	-/-	-/-	-/-
<i>Cribraria tenella</i> * Schrad.	4/-	-/-	-/-	-/-
<i>Cribraria violacea</i> Rex	2/-	-/-	-/3	-/2
<i>Didymium clavus</i> (Alb. & Schwein.) Rabenh.	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>Didymium melanospermum</i> * (Pers.) T. Macbr.	-/-	1/-	-/-	-/-
<i>Didymium minus</i> * (Lister) Morgan	-/-	1/-	-/-	-/-
<i>Didymium nigripes</i> (Link) Fr.	1/-	2/-	-/1	-/-
<i>Didymium iridis</i> * (Ditmar) Fr.	1/-	3/-	-/-	-/-
<i>Didymium squamulosum</i> * (Alb. & Schwein.) Fr. & Palmquist	-/-	3/-	-/1	-/-
<i>Diachea leucopodia</i> (Bull.) Rostaf.	-/-	2/-	-/-	-/-
<i>Diderma circumdissilens</i> *** Flatau & Schirmer	-/-	5/-	-/-	-/-
<i>Diderma deplanatum</i> * Fr.	-/-	4/-	-/-	-/-
<i>Diderma effusum</i> (Schwein.) Morgan	-/-	3/-	-/-	-/-
<i>Diderma saundersii</i> * (Berk. & Broome ex Masee) E. Sheld.	-/-	3/-	-/-	-/-
<i>Diderma stellulum</i> M. L. Farr	1/-	-/-	-/-	-/-

<i>Echinostelium minutum</i> de Bary	-/-	-/-	-/-	-/3
<i>Fuligo septica</i> (L.) F. H. Wigg.	3/-	-/-	-/-	-/-
<i>Hemitrichia calyculata</i> (Speg.) M. L. Farr	99/-	-/-	-/-	-/-
<i>Hemitrichia serpula</i> (Scop.) Rostaf. ex Lister	8/-	-/-	-/-	-/-
<i>Lamproderma scintillans</i> (Berk. & Broome) Morgan	-/-	1/-	-/-	-/-
<i>Licea kleistobolus</i> * G. W. Martin	-/-	-/-	-/-	-/1
<i>Lycogala confusum</i> ** Nann.-Bremek. ex Ing	13/-	-/-	-/-	-/-
<i>Lycogala epidendrum</i> (L.) Fr.	2/-	-/-	-/-	-/-
<i>Lycogala exiguum</i> * Morgan	2/-	-/-	-/-	-/-
<i>Metatracha floriformis</i> (Schwein.) Nann.-Bremek.	4/-	-/-	-/-	-/-
<i>Metatrachia floripara</i> *** (Rammeloo) Rammeloo	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>Metatracha vesparia</i> (Batsch) Nann.-Bremek. ex G. W. Martin & Alexop.	4/-	-/-	-/-	-/-
<i>Perichaena chrysosperma</i> (Curr.) Lister	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>Perichaena depressa</i> Lib.	-/-	-/1	-/1	-/-
<i>Physarum album</i> (Bull.) Chevall.	22/-	-/-	-/-	-/-
<i>Physarum bogoriense</i> Racib.	-/-	-/1	-/4	-/-
<i>Physarum cinereum</i> * (Batsch) Pers.	-/-	3/-	-/-	-/-
<i>Physarum citrinum</i> ** Schumach.	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>Physarum compressum</i> Alb. & Schwein.	-/-	-/-	-/1	-/-
<i>Physarum</i> sp. nov.	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>Physarum globuliferum</i> * (Bull.) Pers.	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>Physarum loratum</i> *** Shuang L. Chen, Yu Li & H. Z. Li	-/-	3/-	-/-	-/-
<i>Physarum nucleatum</i> * Rex	5/-	-/-	-/-	-/-
<i>Physarum penetrale</i> * Red	2/-	-/-	-/-	-/-
<i>Physarum pusillum</i> (Berk. & Broome) Masee	1/-	2/-	-/-	-/-
<i>Physarum viride</i> (Bull.) Pers.	9/-	-/-	-/-	-/-
<i>Reticularia intermedia</i> Nann.-Bremek.	2/-	-/-	-/-	-/-
<i>Stemonitis axifera</i> (Bull.) T. Macbr.	7/-	-/-	-/-	-/-
<i>Stemonitis flavogenita</i> E. Jahn	5/-	-/-	-/-	-/-
<i>Stemonitis fusca</i> Roth	10/-	-/-	-/-	-/-
<i>Stemonitis pallida</i> Wingate	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>Stemonitopsis hyperopta</i> (Meyl.) Nann.-Bremek.	2/-	-/-	-/-	-/-
<i>Stemonitopsis subcaespitosa</i> (Peck) Nann.-Bremek.	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>Stemonitopsis typhina</i> (F. H. Wigg.) Nann.-Bremek.	27/-	-/-	-/-	-/-
<i>Symphytocarpus amaurochaetoides</i> ** Nann.-Bremek.	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>Trichia affinis</i> de Bary	11/-	-/-	-/-	-/-
<i>Trichia lutescens</i> * (Lister) Lister	1/-	-/-	-/-	-/-
<i>Tricha verrucosa</i> * Berk.	1/-	-/-	-/-	-/-
Total: 68 species	345/-	41/4	-/13	-/7

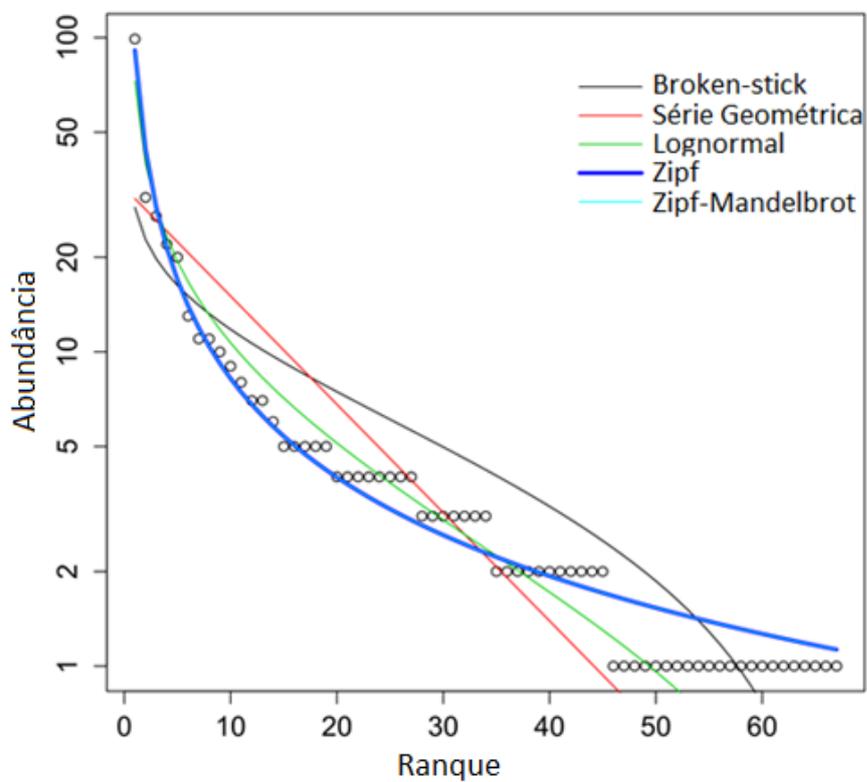
*: Novos registros para o Rio Grande do Sul. **: Novos registros para o Brasil. ***: Novos registros para a região Neotropical. Fonte: Xavier de Lima, 2016.

Tabela 5 - Modelos de ranque-abundância ajustados aos dados observados. Teste de χ^2 de Qualidade de Ajuste, Critério de Informação de Akaike (AIC) e Critério de Informação Bayesiana (BIC) dos modelos.

Modelos	χ^2	ρ	Deviance	AIC	BIC
Broken-stick	232.0	<0.001	169.014	370.449	370.449
Série Geométrica	221.9	<0.001	166.184	369.619	371.839
Log normal	48.3	0.950	35.147	240.582	245.021
Zipf	10.5	1.000	10.384	215.819	220.258
Zipf-Mandelbrot	10.5	1.000	10.384	217.819	224.477

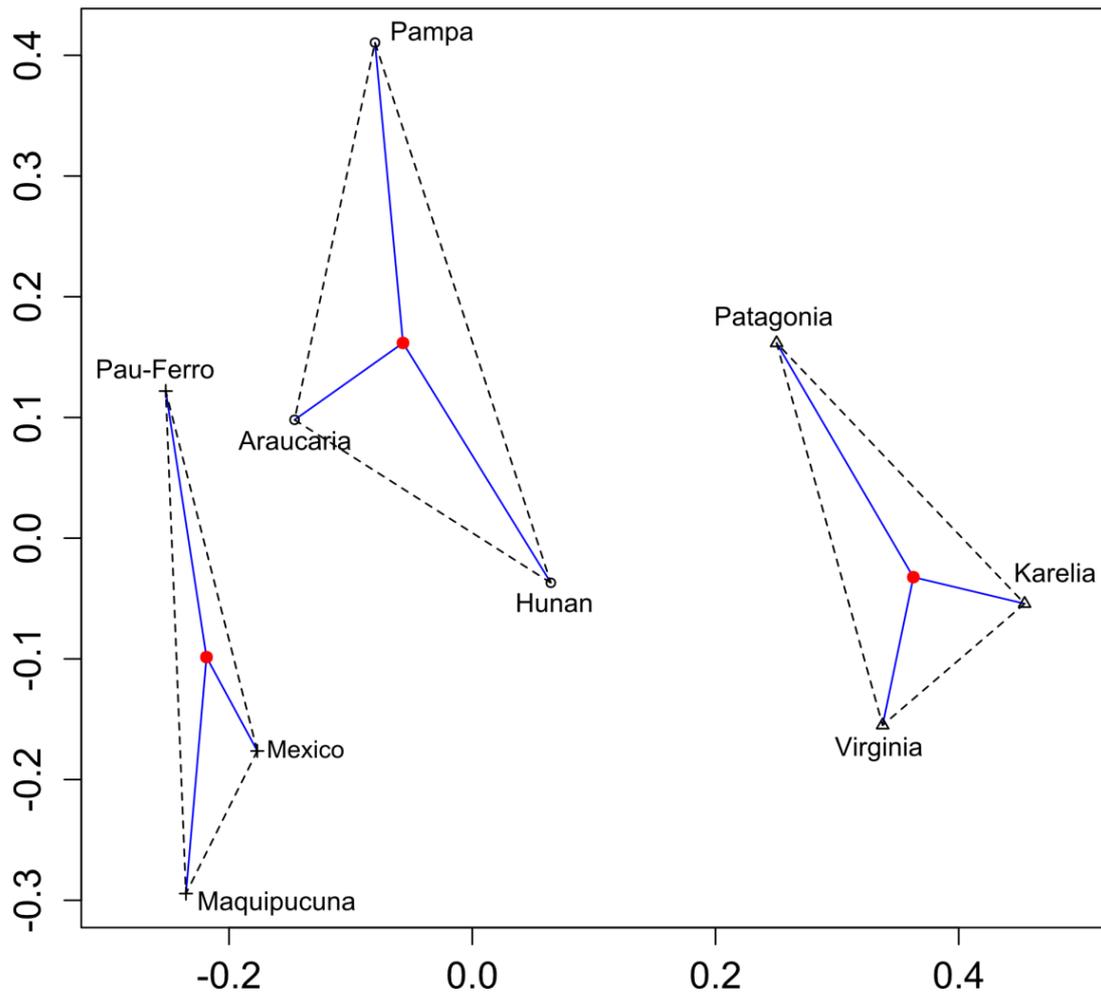
Fonte: Xavier de Lima, 2016.

Figure 10 - Modelos de ranque-abundância ajustados aos dados observados. Linha azul representa o melhor ajuste, o modelo de Zipf (Tabela 5).



Fonte: Xavier de Lima, 2016.

Figura 11 - Análise de coordenadas principais das comunidades de mixomicetos em florestas tropicais: Maquipucuna, Equador (STEPHENSON ET AL, 2004); Pau Ferro, Brasil (COSTA ET AL, 2014); Mexico (LADO ET AL, 2003); florestas subtropicais: Mata de Araucárias, Brasil (este trabalho); Matas Aluviais Pampeanas, Brasil (XAVIER DE LIMA; CAVALCANTI, 2016); Prvincia de Hunan, China (UKKOLA ET AL, 2001); florestas temperadas e subpolares: Mountain Lake, EUA (STEPHENSON, 1988; 1989); Karelia, Russia (NOVOZHILOV; SCHNITTLER, 1999); Argentina (WRIGLEY DE BASANTA ET AL, 2010). O índice de dissimilaridade usado foi o de Jaccard.



Fonte: Xavier de Lima, 2016.

2.2.2 Discussão

A produtividade durante o esforço de campo foi similar ao registrado em florestas úmidas do Equador (STEPHENSON ET AL, 2004), e o esforço foi o suficiente para recuperar 70,1 – 90,7% do total de espécies que poderia ser encontrado na área. O índice de Entropia de Shannon (H') indica uma diversidade moderada ($H' = 3,31$) de um máximo de 4,20 e um mínimo de 1,13. No entanto, para se evitar o efeito logarítmico do índice e simplificar comparações, transforma-se os valores em número efetivo de espécies, de acordo com JOST (2006): $\exp(H')$. Então, o valor de diversidade observado neste estudo equivale a uma comunidade de 27,4 espécies de abundância igual. Comparando com outras áreas, foi similar ao registrado em florestas úmidas do Equador ($\exp(H') = 30,9$, SCHNITTLER ET AL, 2002) e Amazônia Peruana ($\exp(H') = 28,7$, ROJAS & STEPHENSON, 2013), mas consideravelmente mais baixo que em florestas boreais ($\exp(H') = 52,9$, SCHNITTLER & NOVOZHILOV, 1996) e temperadas ($\exp(H') = 49,9$; STEPHENSON, 1988; 1989).

A comunidade de mixomicetos na Mata de Araucária é dominada por *Hemitrichia calyculata*, seguida de *Arcyria denudata*, *Stemonitopsis typhina*, *Physarum album*, *A. cinerea*, *Lycogala confusum*, *Ceratiomyxa fruticulosa* e *Trichia affinis*. Mesmo que a área esteja fora da região intertropical e submetida a uma significativa variação sazonal de temperatura, a comunidade de mixomicetos, em sua maioria, é típica de florestas úmidas tropicais (OGATA ET AL, 1994; STEPHENSON ET AL, 2004; COSTA ET AL, 2014). No entanto, algumas espécies tipicamente tropicais, como *Ceratiomyxa morchella* e *Physarella oblonga* (LADO; BASANTA, 2008; XAVIER DE LIMA; CAVALCANTI, 2015) estão ausentes. A predominância de Trichiaceae parece ser um padrão em áreas florestadas (STEPHENSON, 1988; WRIGLEY DE BASANTA ET AL, 2010), e a forte presença de Physaraceae e Didymiaceae no folheto de solo é algo comum também em florestas temperadas (HARKONEN, 1981; TAKAHASHI, 2013). Explicar esse modelo em relação aos mixos

O modelo de ranque-abundância com melhor ajuste aos dados observados na Mata de Araucárias é o Zipf (Figura 11), que descreve um processo sucessional no qual espécies tardias possuem requerimentos ambientais mais específicos, sendo mais raras que as espécies pioneiras (MAGURRAN, 2004). Então uma boa relação

com este modelo é uma indicação de uma comunidade madura, com poucas espécies dominantes e muitas espécies raras ocupando nichos com condições particulares. Uma relação com o modelo geométrico indicaria uma comunidade pobre submetida a condições pouco favoráveis (WHITTAKER, 1965), como registrado por SCHNITTLER (2001) em uma comunidade de mixomicetos ocorrendo em um deserto frio. Infelizmente não há dados descrevendo os padrões de riqueza-abundância de mixomicetos em áreas florestadas, sendo mais estudos necessários para entender quais processos ecológicos afetando as comunidades de mixomicetos estão por trás dos modelos.

Exatamente o mesmo tempo foi usado explorando troncos mortos e folheto de solo em todas as 30 parcelas, mas o número de registros feitos em cada microhabitat foi altamente contrastante (Tabela 4). Ambos microhabitats foram explorados consecutivamente nas parcelas, sob as mesmas condições meteorológicas e microclimáticas providas pela floresta. Folhas mortas caídas com rastros de plasmódios foram encontradas abundantemente em todas as parcelas, indicando que os mixomicetos neste microhabitat ocorrem por toda a floresta. Inventários baseados em esporocarpos subestimam a real abundância e riqueza de mixomicetos (CLISSMAN ET AL, 2015), mas não existe explicação óbvia para a menor taxa de esporulação de mixomicetos em folheto de solo. Inesperadamente, quase um terço dos mixomicetos encontrados em folheto de solo foi registrado em somente uma parcela. O Índice de Dispersão de Morisita para os mixomicetos no folheto de solo ao longo das parcelas é de 3,8 ($p < 0.001$), indicando um hábito gregário, em comparação com os mixomicetos lignícolas (1,2, $p < 0.001$) mais perto de 1, indicando uma distribuição aleatória na floresta. Uma parcela favorável para mixomicetos lignícolas não é necessariamente um ambiente favorável para os ocorrentes em folheto de solo (Correlação de Postos de Spearman $\rho = 0,09$, p -value = 0,612). Com base nestes dados é possível assumir que os estímulos necessários para induzir a esporulação de mixomicetos em folheto de solo são mais específicos, refletindo no menor número de espécimes encontrados durante o estudo. Diferente dos lignícolas, a maioria dos mixomicetos em folheto foram encontrados esporulando sobre partes de araucária em decomposição (73,7%). Resultados apresentados por TAKAHASHI (2014) indicam que mixomicetos folícolas no solo são fortemente relacionados com o tipo de substrato em florestas temperadas no Japão, o que

também pode explicar essa preferência por folhas mortas de araucária encontrada neste estudo.

Araucaria angustifolia é a árvore mais abundante na área estudada e diversos galhos mortos são encontrados caídos ao solo, mas somente 5,4% dos mixomicetos lignícolas foram registrados esporulando sobre araucária morta. Em comparação com as outras árvores da área de estudo, a madeira da araucária é extremamente dura e pesada. Considerando que a dureza da madeira é associada à capacidade de reter água (XAVIER DE LIMA; CAVALCANTI, 2015), provavelmente a madeira de araucária é menos favorável às espécies mais comuns de mixomicetos encontradas na área de estudo. *Fuligo septica*, *Reticularia intermedia* e *Symphytocarpus amaurochaetoides* ocorreram apenas em troncos mortos em pé, não sendo registradas em outros substratos. Interessante notar que estas três espécies formam grandes etálios. Ing (1994) lista como comuns em troncos mortos em pé espécies como *Lycogala flavofuscum*, *R. lycoperdon*, *S. flaccidus* e também *F. septica*, todas elas formando etálios. Na Suécia, SUNHEDE (1973) registrou diversas frutificações de *R. lycoperdon*, mostrando uma forte preferência desta espécie por troncos em pé. Esta dissimilaridade entre as comunidades ocorrentes em troncos caídos e em pé provavelmente é causada por condições microclimáticas, também refletindo na composição de macrofungos (BODDY; HEILMANN-CLAUSEN, 2008). Desta forma, a distinção de troncos caídos e em pé merece atenção em inventários de mixomicetos, visto que também é um componente na estruturação da floresta (HARMON ET AL, 1986).

Além dos novos registros para o país, outra espécie interessante registrada é *Diderma stellulum*, coletada até agora somente no estado da localidade tipo, o Rio Grande do Sul (RODRIGUES; GUERRERO, 1990), encontrada novamente depois de 29 anos. Similarmente, *Metatrichia floripara* é também registrada pela primeira vez fora da localidade tipo, quase 9000 km de distância (XAVIER DE LIMA; CAVALCANTI, 2016). Das 11 espécies conhecidas para a Mata de Araucárias (CALVACANTI, 2015), *Didymium floccoides* Nann.-Bremek. & Yamam., *Physarum lateritium* (Berk. & Ravenel) Morgan, *Stemonitis splendens* Rostaf. e *Trichia favoginea* (Batsch) Pers. não foram encontradas no presente estudo, sendo 64 novos registros obtidos, aumentando para 73 o número de espécies conhecidas para a ecorregião.

Este estudo caracteriza pela primeira vez a comunidade de mixomicetos ocorrentes nos microhabitats principais da Mata de Araucárias. A PERMANOVA indica que a distinção de áreas subtropicais para assembleias de mixomicetos é mais informativa do que somente agrupar com os mixomicetos ocorrentes fora ou dentro da região intertropical. Mais dados sobre florestas subtropicais são necessários para uma robusta caracterização dos mixomicetos adaptados a este tipo climático, e quais fatores estruturam a comunidade.

2.3 NOVOS REGISTROS PARA O BRASIL

***Arcyria afroalpina* Rammeloo, Bull. Jard. Bot. Belg. 51(1/2): 229. 1981**

Voucher: URM88365

Esporângio pedicelado, ocráceo, 0,43 mm em altura total. Esporoteca subglobosa, 130 µm de diâm. Pedicelo cinza amarelado, escurecendo na base, 300 µm de altura, preenchido por cistos, de 15 – 20 µm de diâm. na base. Hipotalo inconspícuo. Perídio persistindo na base da esporoteca como um calículo raso, amarelo claro sob luz transmitida, ornamentado com verrugas na face interna. Capilício preso às bordas do calículo, filamentos ornamentados com verrugas irregulares, algumas vezes fusionadas formando cristas, medindo 2 – 2,5 µm de diâm. (3 – 4 µm incluindo a ornamentação). Esporo amarelo-hialino, globoso, 9,5 – 11 µm, finamente verrucoso com grupos de verrugas mais proeminentes.

***Arcyria helvetica* (Meyl.) H. Neubert, Nowotny & K. Baumann, *Carolinea* 47:43 (1989)**

Voucher: UFP77338

Esporângio pedicelado, vermelho escuro a vináceo, 2-2,5 mm de altura total, gregário. Esporoteca quando coberta pelo perídio subglobosa a piriforme, 700 µm de diâm., expandindo para até 1,5 mm na maturidade. Hipotalo inconspícuo. Pedicelo negro, cilíndrico, levemente sulcado longitudinalmente, 1-1,2 mm de altura, preenchido por cistos de 10-14 µm em diâmetro. Perídio levemente iridescente com reflexos metálicos, fino, porém persistindo principalmente na base formando um calículo profundo e irregular, raramente formando o calículo típico do gênero, com bordas bem delimitadas, comumente também persistindo na parte superior da esporoteca; face interna com papilas mais ou menos interconectadas por cristas baixas, formando um padrão reticulado. Capilício preso ao calículo, filamentos vináceos sob luz transmitida, cobertos por dentes, anéis e meio anéis transversais, e espinhos e retículo formado por cristas finas e baixas, 4 µm de diâmetro, 6 µm incluindo a ornamentação,. Esporo hialino, globoso, 7-7,5 µm de diâmetro, com verrugas maiores esparsas.

***Craterium concinnum* Rex, Proc. Acad. Nat. Sci. Philadelphia 45: 370. 1893**

Voucher: URM88360

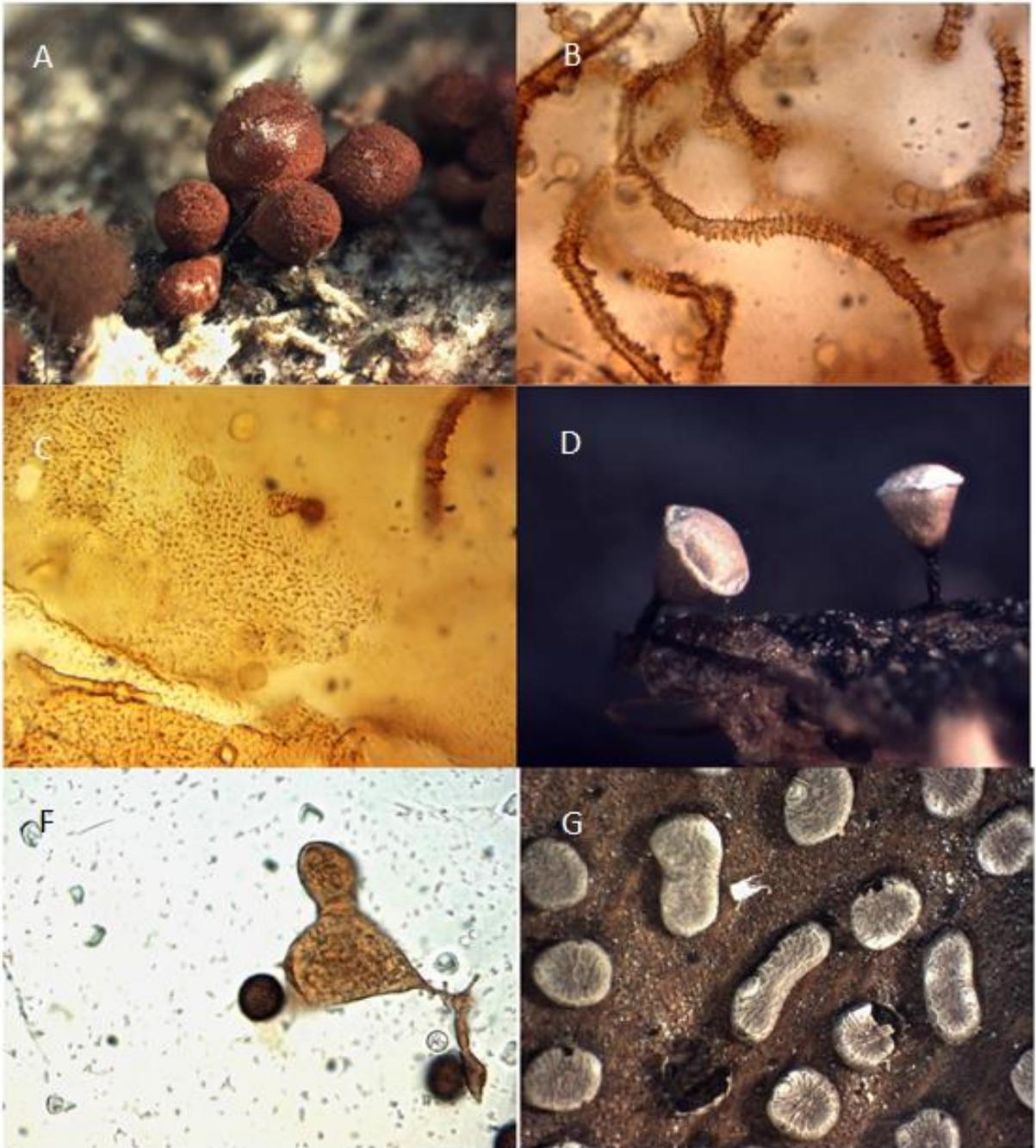
Esporângio pedicelado, 0,55 mm de altura total, gregários. Esporoteca em forma de funil com um opérculo convexo distinto levemente imerso, castanho âmbar, 0,35 mm de diâm. na parte mais larga. Hipotalo circular, castanho avermelhado. Pedicelo negro, 0,2 mm de altura. Perídio cartilaginoso, persistente excto pelo opérculo, o qual se desprende inteiro do resto do perídio. Capilício formado por filamentos hialinos, ramificados e anastomosados, 1 µm de largura, com diversos nódulos calcários nos nós, arredondados a levemente angulosos medindo 16 – 33 µm de diâm., amarelo acastanhado sob luz transmitida. Pseudocolumela não observada. Esporada negra. Esporo castanho violáceo escuro sob luz transmitida, globoso, 11 – 12 µm de diâm., densamente verrucoso, Difere da descrição original pelos esporos levemente maiores.

***Diderma circumdissilens* Flatau & Schirmer, Z. Mykol. 70(2):190, 2004**

Voucher: URM89976

Esporângios sésseis em base larga, efusos, discoides a curto plasmodiocarpos, acinzentados, até 1,5 mm de diâmetro. Hipotalo inconspícuo. Perídio comumente rugoso, ocasionalmente liso, deiscência circuncisa, expondo a esporada coberta externamente por grânulos de cálcio amarelo pálidos, 1-1,5 µm de diâmetro. Columela quando conspícua, correspondendo a um espessamento da base ou um pequeno domo na base da esporoteca, castanho-amarelada a laranja, de onde o capilício se irradia. Capilício moderadamente denso, inelástico, composto por filamentos finos, pouco ramificados, hialinos, 1 µm de diâmetro, sinuosos, com esparsas expansões mais escuras. Esporo castanho violáceo sob luz transmitida, globoso, 8-9,5 µm de diâmetro, verrucoso.

Figura 12 – A – C: *Arcyria helvetica*. A: Esporângios. B: Capilício. C: Perídio. D e E: *Craterium concinnum*. D: Esporângios. E: Esporo e nódulo de cálcio do capilício. G: Esporângios de *Diderma circumdissilens*.



Fonte: Xavier de Lima, 2016.

***Licea rufocuprea* Nann.-Bremek. & Y. Yamam., Proc. Kon. Ned. Aked. Wetensch., C, 90(3): 325. 1987**

Voucher: URM88359

Esporângio séssil, solitário, castanho avermelhado escuro. Hipotalo inconspícuo. Esporoteca subcônica, com uma base constricta, Perídio membranoso, deiscência circuncisa por uma marca pré-formada na metade inferior da esporoteca, marcado próximo da linha de deiscência por uma fileira de papilas de 1-2 μm , visíveis sob luz transmitida. Esporada castanho escuro. Esporo, cinza oliváceo sob luz transmitida, com uma região mais clara, globoso, 10,5-11 μm de diâmetro, minutamente e densamente verrucoso.

***Licea tenera* E. Jahn, Ber. Deutsch. Bot. Ges. 36: 665. 1919**

Voucher: URM88364

Esporângio séssil, solitário ou densamente agrupado globoso, amarelo a alaranjado brilhante. Esporoteca globosa, 0,15-3 μm de diâmetro, chegando até 1 mm quando solitária. Hipotalo inconspícuo. Perídio membranoso, fino, deiscência irregular. Esporada amarela a laranja. Esporo amarelo claro sob luz transmitida, globoso, 10-11 μm de diâmetro, minutamente verrucoso.

***Lycogala confusum* Nann.-Bremek. ex Ing, Myxomycetes of Britain and Ireland: 93. 1999**

Voucher: URM89972

Etálio isolado ou em grupos, globoso ou irregular devido a pressão mútua, bege acastanhado a castanho oliváceo, 2,5 – 7 mm de diâmetro. Hipotalo inconspícuo. Perídio espesso, persistente, coberto por vesículas, deiscência por uma pequena fenda apical; vesículas presentes na camada mais externa do perídio e também em até três camadas abaixo, 15-33 μm a 50-90 μm (média de 31-55 μm) de diâmetro, dispostas mais ou menos em fileiras resultando em um aspecto reticulado, podendo ser também observado macroscopicamente. Pseudocapílicio formado por um sistema de tubos ramificados, conectados ou não ao perídio, fortemente a moderadamente enrugados, raramente lisos, 4 – 9,5 μm de diâmetro, até 30 μm nas pontas clavadas. Esporada bege. Esporo hialino, globoso, 6 – 8 μm de diâmetro, coberto por um retículo formado por bandas.

Figura 13 – A e B: *Licea rufocuprea*. A: Esporângio. B: Esporos e perídio. C e D: *Licea tenera*. C: Esporângios. D: Esporos. E e F: *Lycogala confusum*. E: Esporângios. F: Perídio.



Fonte: Xavier de Lima, 2016.

***Perichaena luteola* (Kowalski) Gilert, Mycol. Res. 99(3): 315. 1995**

Voucher: URM88361

Esporângios gregários, sésseis, amarelo claro. Esporoteca globosa. Hipotalo inconspícuo. Perídio simples, frágil, deiscência irregular, amarelo, hialino sob luz transmitida, face interna coberta densamente por papilas. Capilício amarelo, filamentos ramificados e anastomosados, enrugados e finamente verrucosos, 2,5 – 3,5 µm de diâm. Esporada amarela. Esporo amarelo, subgloboso, 11 – 12 µm de diâm., coberto por verrugas regularmente distribuídas.

***Physarum citrinum* Schumach., Enum. pl. 2:201. 1803**

Voucher: UFP77651

Esporângio pedicelado, ereto, raramente pendente, gregário, amarelo esverdeado, citrino, 1.2 mm de altura total, Esporoteca subglobosa, 0,5 mm de diâmetro, Hipotalo inconspícuo. Pedicelo fortemente calcário, amarelo claro, afinando para o ápice, sulcado longitudinalmente, até 0,7 mm de altura, protrudindo dentro da esporoteca como uma pequena columela. Perídio membranoso, fino, coberto por cálcio amarelo citrino, deiscência irregular. Capilício reticulado, mantendo sua estrutura tridimensional mesmo após a deiscência do perídio, filamentos hialinos, nódulos de cálcio amarelos, arredondados a levemente angulares, 14 – 27 µm de diâmetro.. Esporo castanho liláceo globoso, 10 – 11,5 µm de diâmetro, minutamente e densamente verrucoso.

***Physarum loratum* Shuang L. Chen, Yu Li & H.Z. Li, Mycosystema 18(4):345. 1999**

Voucher: URM89975

Plasmodiocarpo fortemente comprimido lateralmente acompanhado por alguns esporângios também lateralmente comprimidos, sésseis, acinzentados. Hipotalo inconspícuo. Perídio simples, membranoso, resistente, coberto acima por uma camada de cálcio, sendo esta camada ausente na base da esporoteca deiscente por uma abertura longitudinal no topo da esporoteca. Capilício reticulado, hialino, com nódulos de cálcio brancos, angulares de 20 – 50 µm de largura. Esporada castanho escura. Esporo castanho-liláceo, globoso, 9 – 10 µm de diâmetro, verrucoso.

***Physarum robustum* (Lister) Nann.-Bremek., Proc. Kon. Ned. Akad. Wetensch. C., 76(5): 484. 1973**

Voucher: URM88363

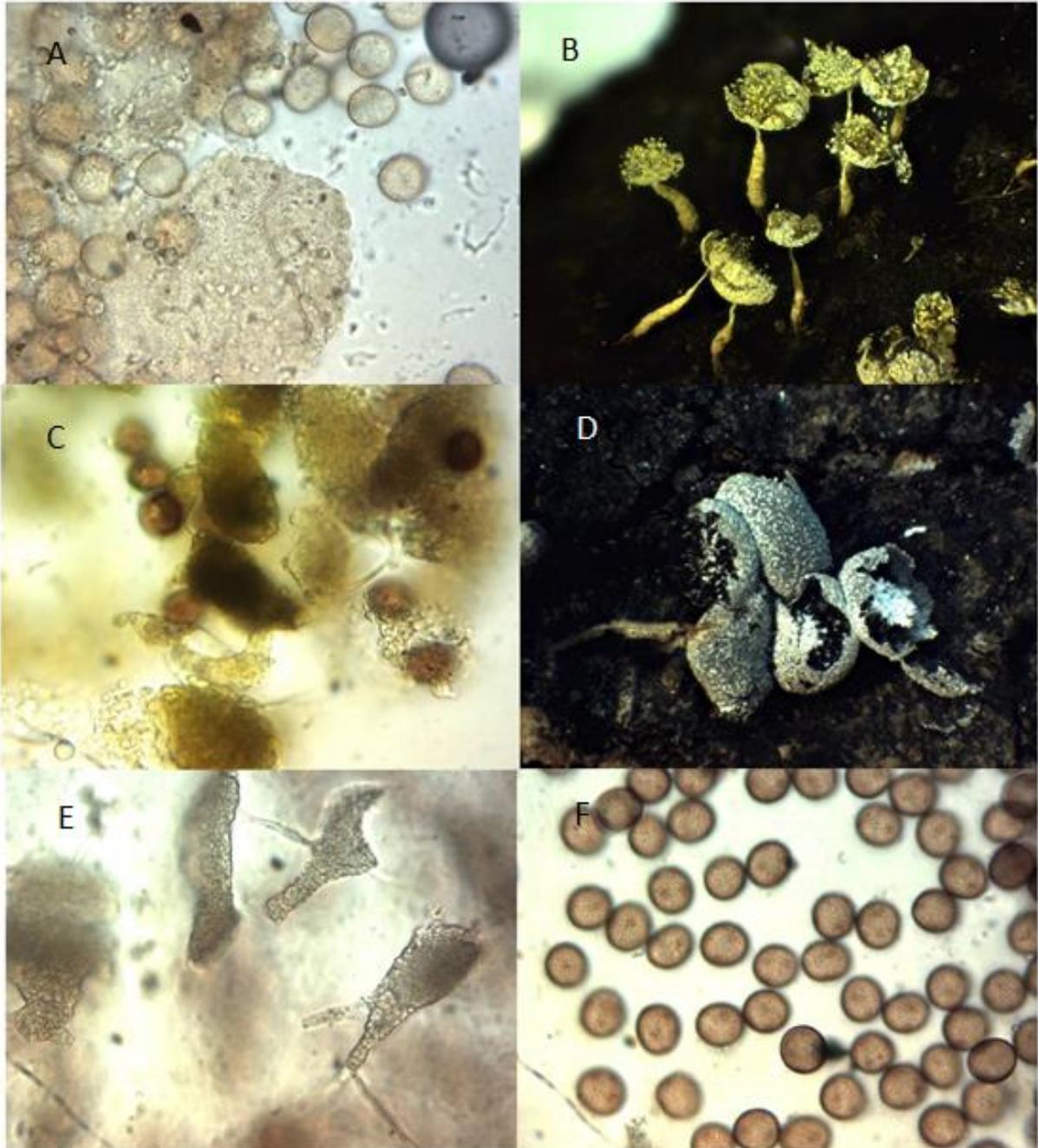
Esporângios pedicelados ou subsésseis, gregários, acinzentados, até 2 mm de altura total. Esporoteca subglobosa, até 1 mm de diâmetro. Hipotalo circular, castanho acinzentado. Pedicelo, quando presente, não ultrapassando o diâmetro da esporoteca, cinza escuro a castanho enegrecido, sulcado longitudinalmente, afinando para o ápice. Perídio membranoso, coberto por nódulos de cálcio branco, deiscência irregular. Capilício hialino, com nódulos calcários brancos e alongados, irradiando do centro da esporoteca, onde pode ocorrer uma pseudocolumela. Esporada castanho escura. Esporo castanho liláceo, globoso, 11-11.5 µm de diâmetro, verrucoso com grupos de verrugas mais escuras.

***Physarum spectabile* Nann.-Bremek., Lado & G. Moreno, Proc. Kon. Ned. Akad. Wetensch. C., 87(1): 91. 1984**

Voucher: URM88358

Esporângios sésseis, gregários. Esporoteca subglobosa a irregular, até 0.9 mm de diâmetro. Hipotalo inconspícuo. Perídio branco-acinzentado, cálcio abundante, levemente enrugado em algumas regiões, deiscência irregular, persistindo na maturidade. Pseudocolumela irregular, mas frequentemente globosa, branca. Capilício formado por filamentos hialinos, 1 µm de diâm., com nódulos de cálcio nos nós das anastomoses, brancos, angulosos, 20 – 35 µm. Esporada negra. Esporo castanho violáceo muito escuro, subgloboso a angular com linhas pálidas formando um retículo laxo na parede, 12 µm de diâmetro, ornamentado com verrugas proeminentes.

Figura 14 – A: Esporos e perídio de *Perichaena luteola*. B e C: *Physarum citrinum*. B: Esporângios. C: Esporos, capilício e nódulos calcários. D – F: *Physarum robustum*. D: Esporângios. E: Capilício e nódulos calcários. F: Esporos.



Fonte: Xavier de Lima, 2016.

***Stemonitopsis gracilis* (G. Lister) Nann.-Bremek., Nederlandse Myxomyceten (Zutphen) 210. 1975.**

Voucher: URM88362

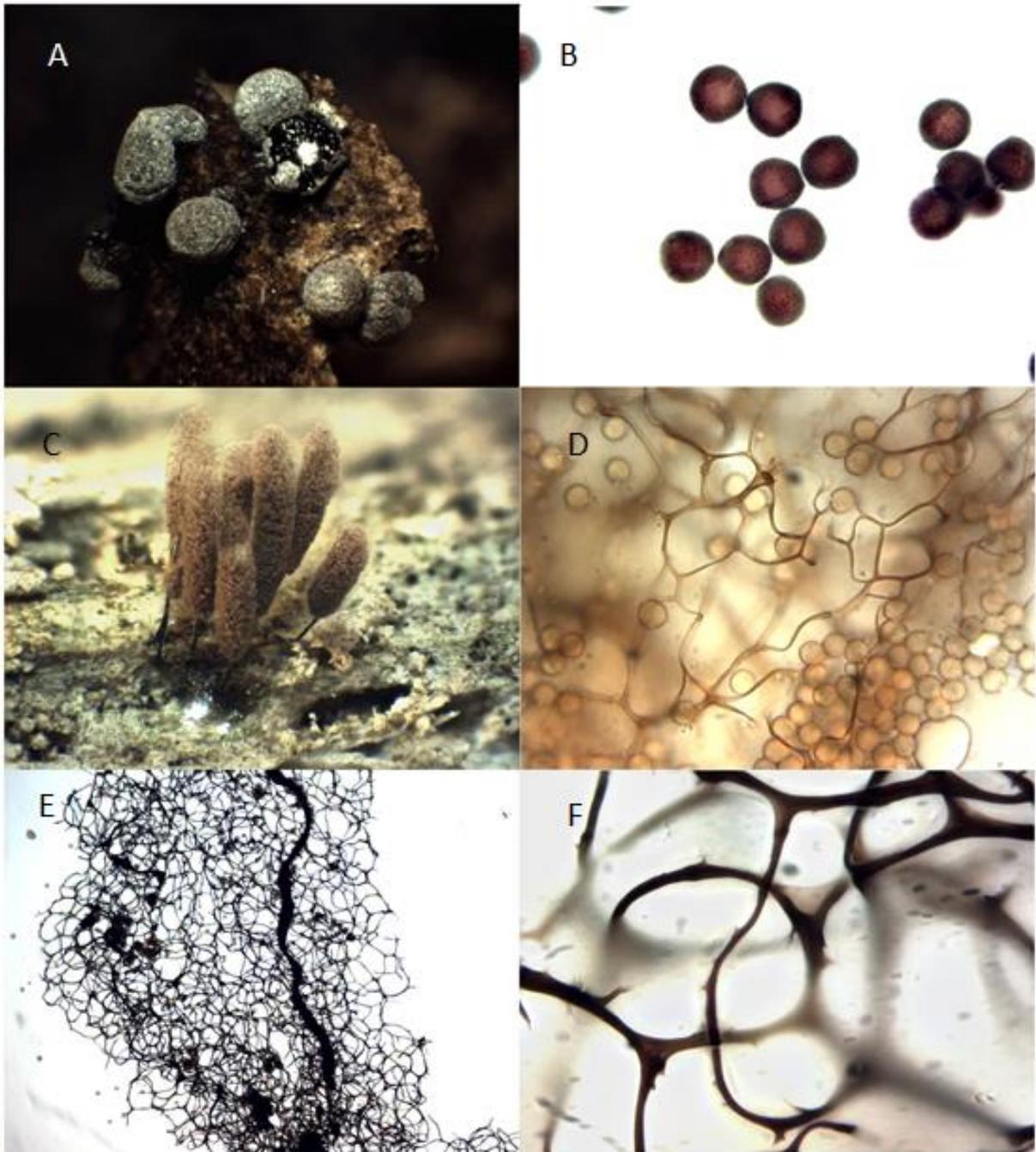
Esporângios pedicelados, em pequenos grupos, castanhos, 2,4 mm de altura total. Esporoteca cilíndrica com pontas obtusas, 1,75 x 0,35 mm. Hipotalo castanho avermelhado, brilhoso. Pedicelo delgado, negro, brilhoso, afinando para o ápice, 0,7 mm de altura. Perídio evanescente. Columela, atingindo quase o ápice da esporoteca, onde se funde com o capilício. Capilício formado por filamentos castanhos que partem de toda a extensão da columela, de onde se ramificam e anastomosam formando uma rede interna com poucas expansões axilares de 7-12 x 10-15 µm, mais finos na periferia onde formam uma rede incompleta com raras pontas livres. Esporo amarelo pálido sob luz transmitida, globoso, 6-6,5 µm de diâmetro, coberto por verrugas diminutas e pálidas.

***Symphytocarpus amaurochaetoides* Nann.-Bremek., in Ing & Nannenga-Bremekamp, Proc. Kon. Ned. Akad. Wetensch., C. 70(2):220. 1967**

Voucher: URM89971

Pseudoetálio isolado, negro, aproximadamente 2,5 cm de diâmetro. Hipotalo membranoso, castanho, brilhoso. Esporângios individuais sustentados por uma columela irregular, comumente interrompida, furcada ou até mesmo ausente. Perídio evanescente. Filamentos do capilício partindo de toda a extensão da columela, quando presente, formando uma rede aberta, com poucos ângulos, algumas expansões membranosas e pontas livres. Esporada negra. Esporo castanho-violeta escuro, subgloboso, 8-9 µm de diâmetro, ornamentado por um retículo formado por espinhos interconectados.

Figura 15 – A e B: *Physarum spectabile*. A: Esporângios. B: Esporos. C e D: *Stemonitopsis gracilis*. C: Esporângios. D: Capilício e esporos. E e F: *Symphytocarpus amaurochaetoides*. E: Esporângios. F: Capilício.



Fonte: Xavier de Lima, 2016.

2.4 *PHYSARUM AUREOSTELLATUM* SP. NOV

2.4.1 Taxonomia

Physarum aureostellatum sp. nov. V. Xavier de Lima & A. J. Kamada

Macromorfologia: Esporângios pedicelados, gregários, 2,5 – 3,0 mm de altura total.

Hipotalo discoide, membranoso, castanho. **Pedicelo** longo, 1,9 – 2,6 mm de altura, 0,1 – 0,12 mm de diâmetro na secção média, inclinado ou ereto, afinando para o ápice, sulcado, algumas vezes torcido, amarelo, tornando-se castanho avermelhado escuro na base. **Esporoteca** 0,59 – 0,61 mm de diâmetro, subglobosa a levemente achatada na base, amarelo dourado, comumente pendente. **Perídio** simples, membranoso, com nódulos calcários amarelos embebidos formando uma camada quase homogênea. Deiscência petaloide, abrindo do topo em até 10 lobos levemente convolutos; algumas vezes os lobos não estão precisamente delimitados, mas a deiscência ainda é majoritariamente petaloide. **Pseudocolumela** geralmente presente, alaranjada, no centro da esporoteca, às vezes fragmentada. Irregular, com espinhos, às vezes discoide. **Capilício** denso, hialino, conectando o perídio com a pseudocolumela; na deiscência se desprende da pseudocolumela e continua preso ao perídio. Nódulos de cálcio esparsos, ocorrendo ao longo dos filamentos, raramente nas ramificações. **Esporada** castanho cinza.

Micromorfologia: **Pedicelo** sem cálcio, amarelo claro, translúcido, preenchido com material refugado somente na parte inferior. **Perídio** hialino, com grânulos de cálcio embebidos, formando agregados de 13 – 30 µm em diâmetro. Filamentos do capilício hialinos, delgados, 1-1,5 µm de diâmetro, lisos, ramificando-se esparsamente, raramente anastomosados; nódulos de cálcio laranja brilhante, alongados, fusiformes, raramente arredondados, 12 - 30 x 6 – 13 µm (média de 19,3 x 8,1 µm), formado por grânulos de cálcio de até 2 µm, mas ocasionalmente de conteúdo homogêneo. **Esporo** castanho-violeta pálido, globoso, (7,5-)8 – 10(-10,5) µm (média 8.9), minutamente e densamente verrucoso, com grupos de verrugas mais escuras.

Etimologia: Do Latim *aureum* (dourado) + *stellatum* (em forma de estrela), se referindo à cor e deiscência do perídio.

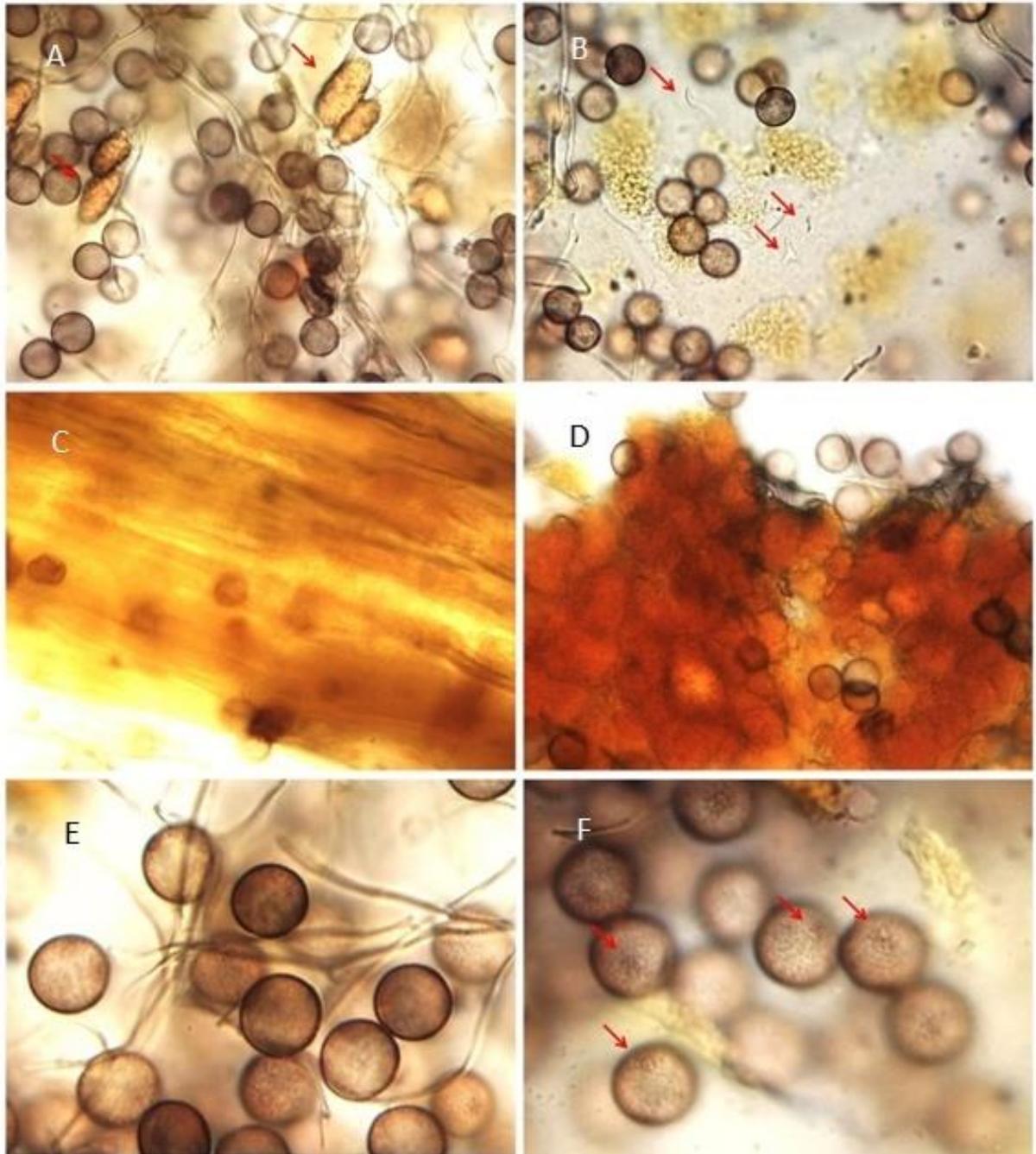
Habitat: Troncos mortos em pé ou caídos, cobertos ou não por musgos.

Figura 16 – *Physarum aureostellatum* sp. nov. A: Esporângios fechados. B: Inserção do pedicelo na esporoteca, e visão inferior da esporoteca aberta. C: Pseudocolumela. D: Esporoteca aberta, setas vermelhas apontado para agregados de nódulos de cálcio no interior da esporoteca. E: visão lateral de uma pseudocolumela. F: Pseudocolumela pouco definida.



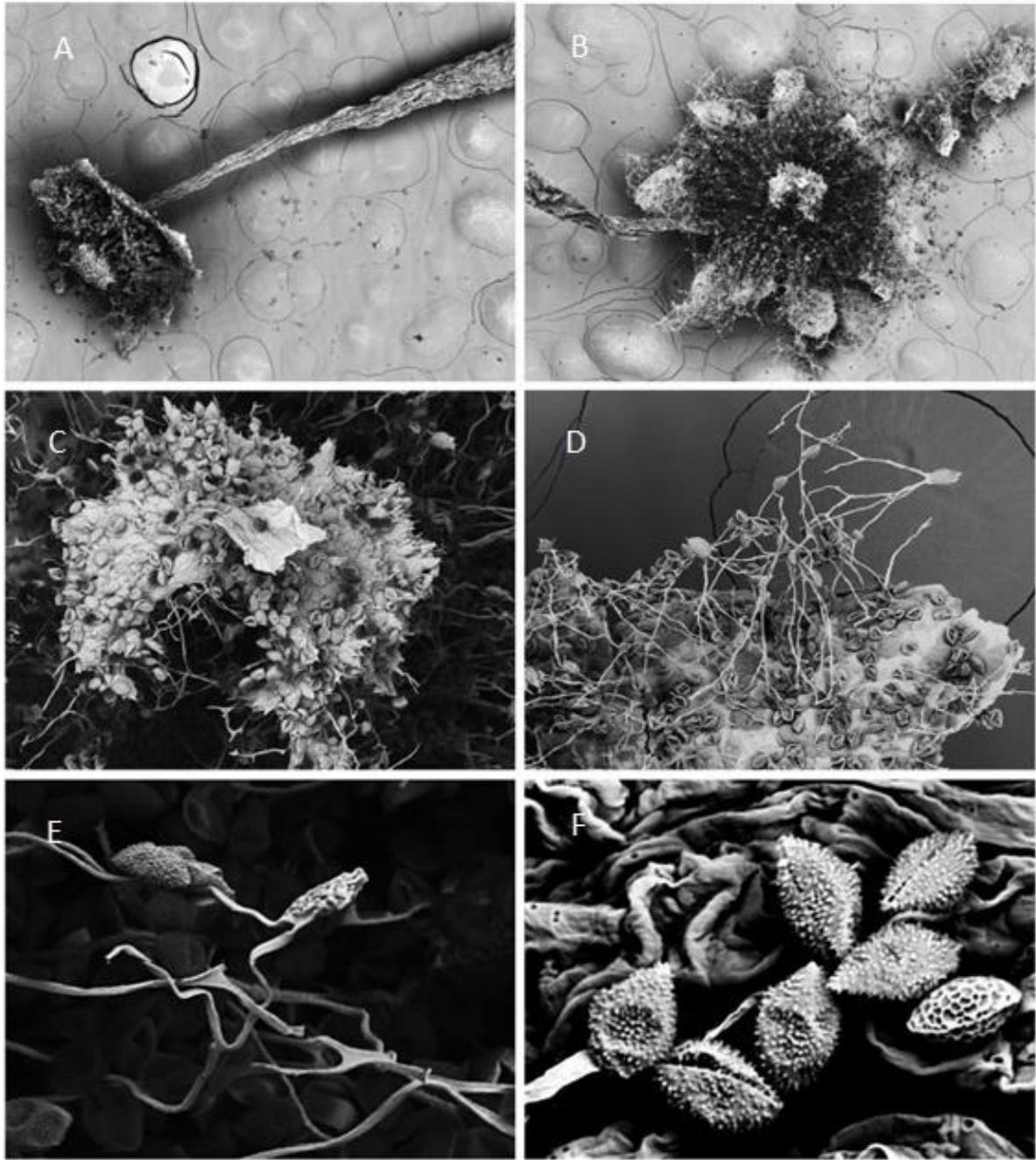
Fonte: Xavier de Lima, 2016.

Figura 17 – *Physarum aureostellatum*. A: Esporos e nódulos calcários do capilício (setas vermelhas). B: Inserção do capilício no perídio. C: Pedicelo. D: Pseudocolumela. E: Esporos e capilício. F: Esporos, setas vermelhas indicando grupos de verrugas mais escuros.



Fonte: Xavier de Lima, 2016.

Figura 18 - Microscopia eletrônica de varredura de *Physarum aureostellatum* sp. nov. A e B: Visão geral do esporângio. C: detalhe da pseudocolumela. D: capilício preso ao perídio. E: Capilício e nódulo de cálcio. F: Esporos.



Fonte: Xavier de Lima, 2016.

2.4.2 Chave para espécies de *Physarum* amarelos e pedicelados

1-Espécie nivícola - **2**

1-Espécie não-nivícola - **3**

2-Pedicelo como uma expansão do hipotalo, perídio simples – *P. albescens*

2-Pedicelo diferenciado do hipotalo, perídio triplo – *P. andinum*

3-Pedicelo calcário - **4**

3-Pedicelo não-calcário, no máximo externamente na parte superior – **9**

4-Capilício radiando de uma grande e amarela columela, perídio duplo – *P. schroeteri*

4-Capilício reticulado – **5**

5-Nódulos de cálcio grandes, brancos, angulosos. Pequena columela cônica comumente conspícua – *P. melleum*

5-Nódulos de cálcio do capilício amarelos - **6**

6-Base da esporoteca sem cálcio – *P. cremiluteum*

6-Cálcio na esporoteca distribuído mais ou menos homoganeamente - **7**

7-Esporoteca pendente. Deiscência petaloide – *P. tenerum*

7-Esporoteca ereta. Deiscência irregular – **8**

8-Nódulos no capilício arredondados. Pedicelo pelo menos metade da altura total – *P. citrinum*

8-Nódulos no capilício angulares. Pedicelo, quando presente, menor que metade da altura total do esporângio – *P. sulphureum*

9-Capilício radiando da base ou de uma pseudocolumela - **10**

9-Capilício reticulado - **13**

10-Deiscência petaloide, perídio se abrindo em vários lobos mais ou menos convolutos. Nódulos de cálcio se agregando no centro da esporoteca, formando comumente uma pseudocolumela. Pedicelo maior que 1,5 mm – ***P. aureostellatum***

10-Deiscência fragmentária ou irregular, se petaloide somente na base. Pseudocolumela ausente. Pedicelo menor que 1,5 mm – **11**

11-Esporoteca depressa a lenticular. Pedicelo amarelo acima, mais escuro abaixo. – ***P. rigidum***

11-Esporoteca subglobosa a depressa. Pedicelo negro ou castanho escuro, algumas vezes coberto por cálcio amarelado acima – **12**

12-Esporoteca 0,3-0,6 mm de diâmetro, coberta abundantemente por cálcio amarelo. Nódulos de cálcio no capilício delicados, alongados a fusiformes. Esporos 7-10 µm de diâmetro – ***P. viride***

12-Esporoteca 0,6-0,8 mm de diâmetro, escassamente coberta por nódulos de cálcio. Nódulos de cálcio no capilício irregulares, comumente se ramificando. Esporos 9-12 µm de diâmetro – ***P. bethelii***

13-Pedicelo penetrando na esporoteca como uma longa e delgada columela – ***P. penetrale***

13-Columela ausente – **14**

14-Pedicelo com 5-10 anéis transversais. Deiscência petaloide – ***P. annulipes***

14-Pedicelo sem marcas – **15**

15-Perídio simples – **16**

15-Perídio duplo – **23**

16-Esporoteca coberta por “escamas” espessas formadas por cálcio; base da esporoteca sem cálcio – ***P. squamosum***

16-Esporoteca sem “escamas” – **17**

17-Nódulos do capilício laranja vivo. Perídio coberto escassamente por cálcio, brilhante, com reflexos violeta, azul, bronze – ***P. psittacinum***

17-Nódulos do capilício branco, amarelo, amarelo pálido – **18**

18-Base da esporoteca persistente após deiscência, sem cálcio, castanho escura –
P. oblatum

18-Base da esporoteca não diferenciada - **19**

19-Esporoteca depressa a lenticular, nódulos de cálcio alongados a fusiformes – ***P. flavicomum***

19-Esporoteca globosa ou obovada, nódulos de forma variada – **20**

20-Esporângio claramente pedicelado - **21**

20-Esporângio subsésil, pedicelo comumente faltando. Nódulos de cálcio grandes, badhamioide – ***P. auriscalpium***

21- Pedicelo translúcido, sem material refugado – ***P. auripigmentum***

21- Pedicelo com material refugado pelo menos na base – **22**

22- Capilício denso, reticulado com muitas junções sem cálcio. Nódulos angulares. Pedicelo laranja – ***P. galbeum***

22- Capilício com vários nódulos arredondados ou alongados. Pedicelo cinza escuro.– ***P. dubium***

23-Esporoteca castanho-amarelado, iridescente. Esporos 8-10 µm em diâmetro. – ***P. brunneolum***

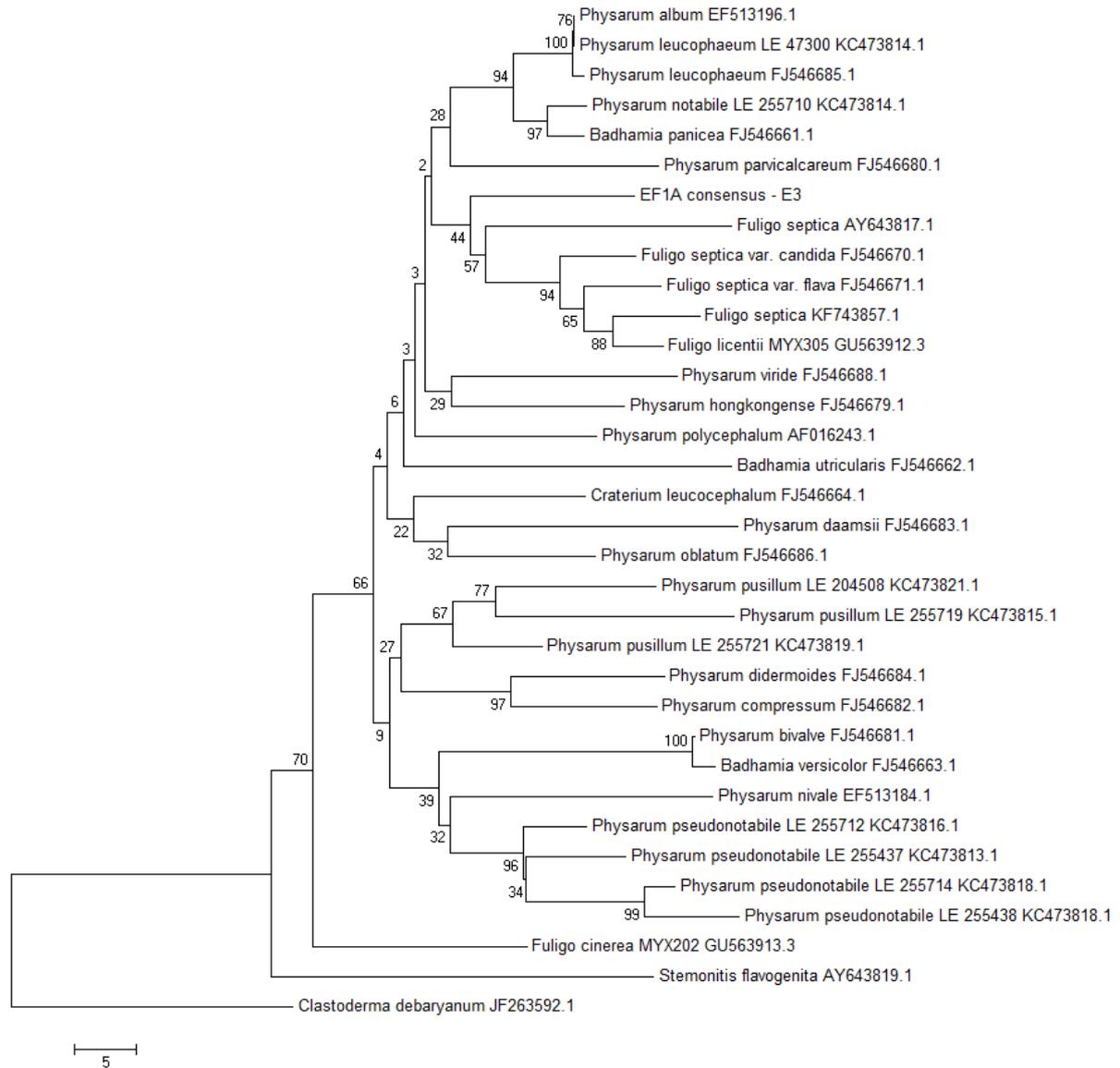
23- Esporoteca laranja a amarela pálida, mais escura abaixo, fosca. Esporos 11-13 µm de diâmetro - ***P. flavidum***

2.4.3 Discussão

As características mais distintas de *Physarum aureostellatum* são o esporângio dourado com um pedicelo longo e amarelo, a deiscência petaloide e o acúmulo de cálcio no centro da esporoteca. De todas as espécies de *Physarum* pediceladas e amarelas, a mais similar é *P. viride*, uma espécie cosmopolita e comum na mesma localidade, que difere de *P. aureostellatum* nos seguintes aspectos: *P. viride* possui pedicelo escuros, se amarelado somente no topo devido à deposição de cálcio, e quase totalmente preenchido por material refugado; a deiscência de *P. viride* é fortemente fragmentária, somente a base da esporoteca por vezes apresentando uma forma petaloide; a altura total da nova espécie sempre excede a altura máxima registrada para *P. viride*; nódulos de cálcio se acumulando no centro da esporoteca, por vezes formando uma pseudocolumela não ocorre em *P. viride*. Outra espécie similar é *P. rigidum*, mas difere de *P. aureostellatum* pelos esporos levemente maiores e o capilício rígido com nódulos grandes e alongados, pedicelos mais curtos e ausência de pseudocolumela.

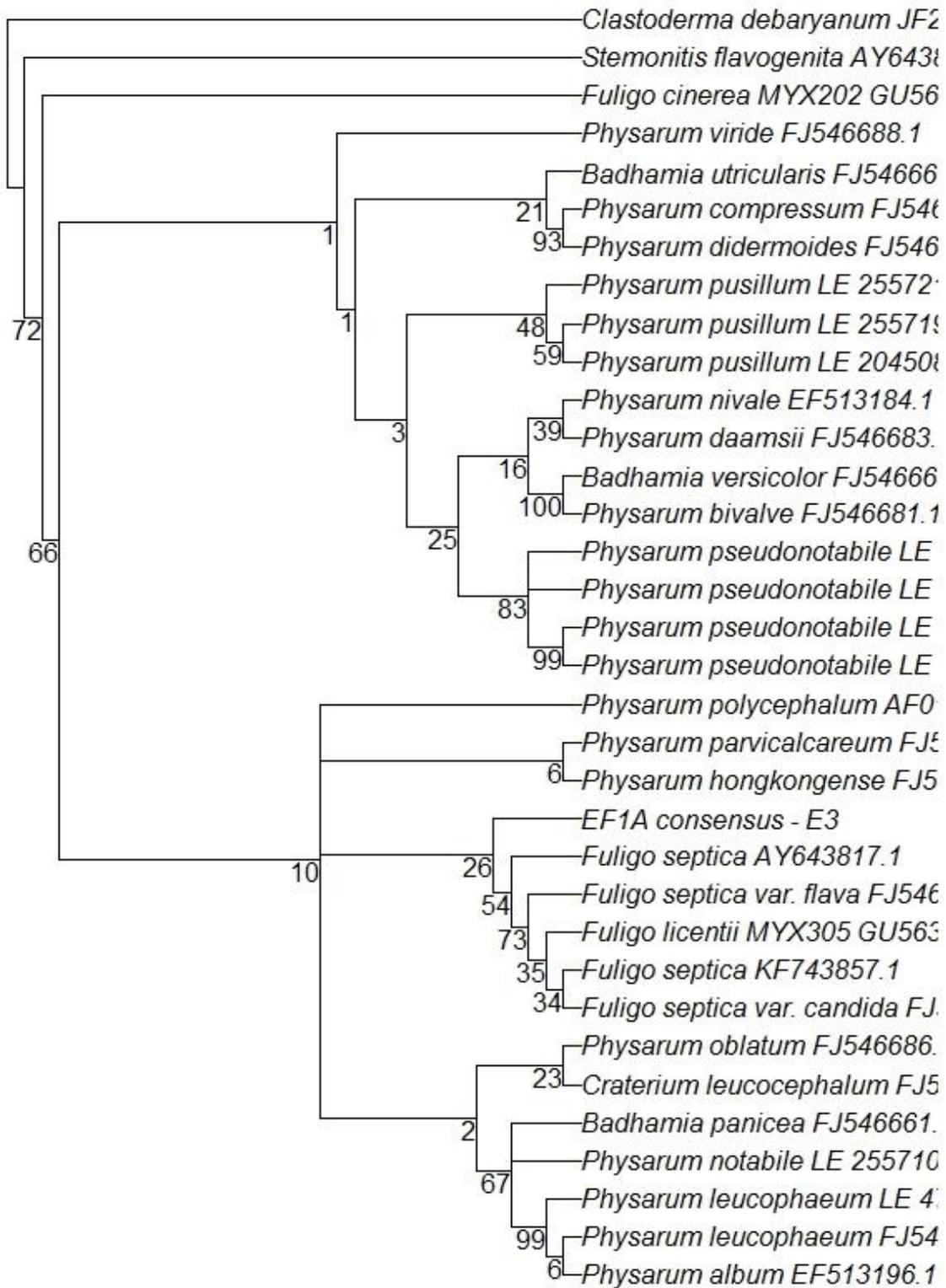
Mesmo não sendo ideal para a reconstrução filogenética do grupo, a análise usando somente o gene EF1-alpha se mostrou útil na delimitação de espécies dentro do gênero *Physarum*, com espécimes da mesma espécie devidamente agrupados. As análises de Neighbor-Joining, Máxima Parcimônia, Máxima Verossimilhança e Análise Bayesiana indicam uma maior similaridade entre a nova espécie e espécimes de *Fuligo* spp. Os valores de bootstrap para as três primeiras análises (Figuras 19-21) para o grupo formado por *Fuligo* spp. e *P. aureostellatum* são baixos (< 50), porém a probabilidade posterior na análise Bayesiana (Figura 22) é de 0,97. Todas as análises indicam que *P. aureostellatum* é filogeneticamente distante de *P. viride*, a espécie morfologicamente mais semelhante.

Figura 19 – Árvore filogenética construída a partir de uma análise de Neighbor-Joining, com o modelo TN93+G+I usando o gene Eukaryotic Elongation Factor 1 alpha 1. A sequência de *Physarum aureostallatum* é “EF1A consensus – E3”. Números nos nós são valores de bootstrap.



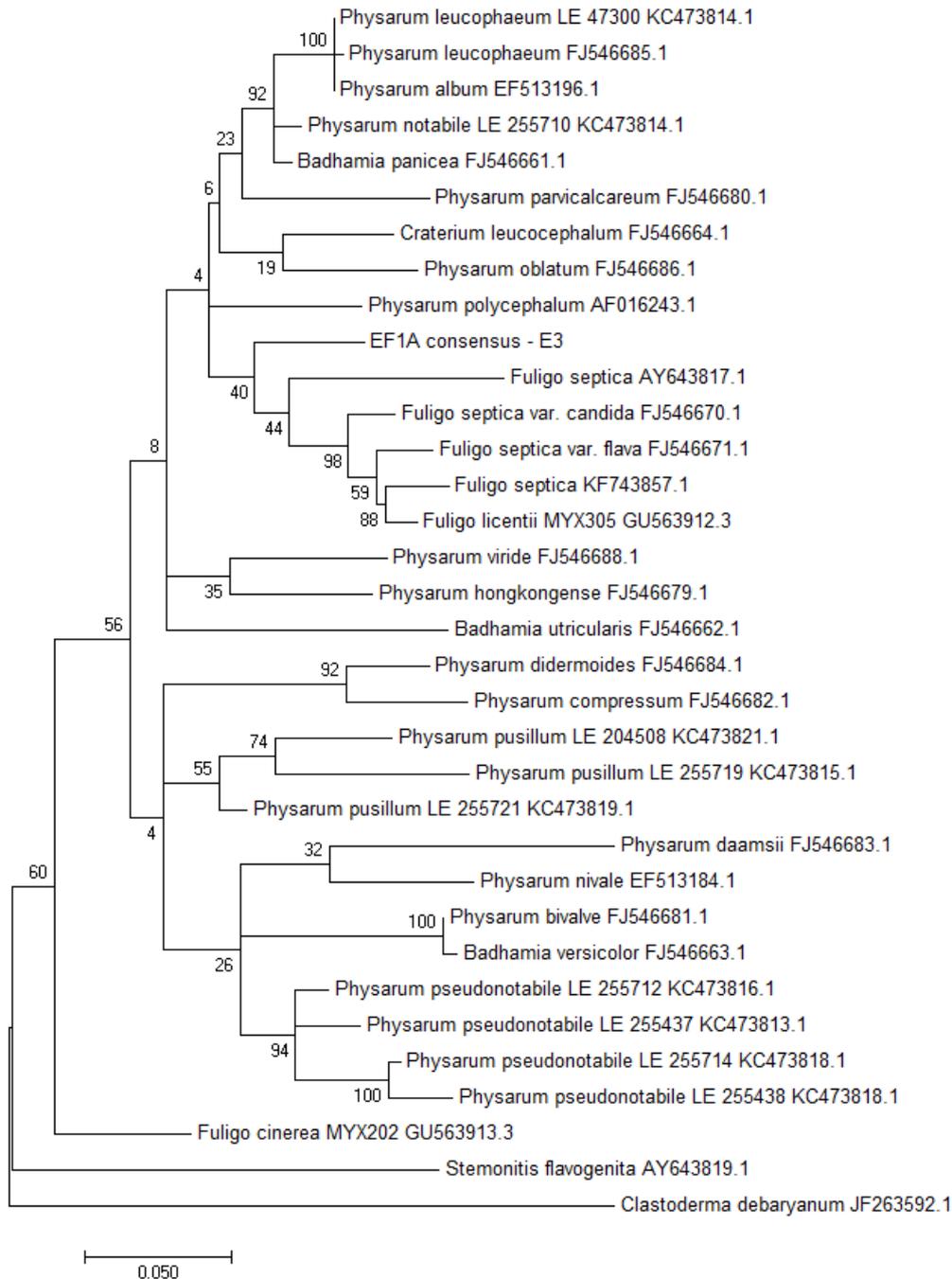
Fonte: Xavier de Lima, 2016.

Figura 20 – Árvore filogenética construída a partir de uma análise de Máxima Parcimônia, usando o gene Eukaryotic Elongation Factor 1 alpha 1. A sequência de *Physarum aureostallatum* é “EF1A consensus – E3”. Números nos nós são valores de bootstrap.



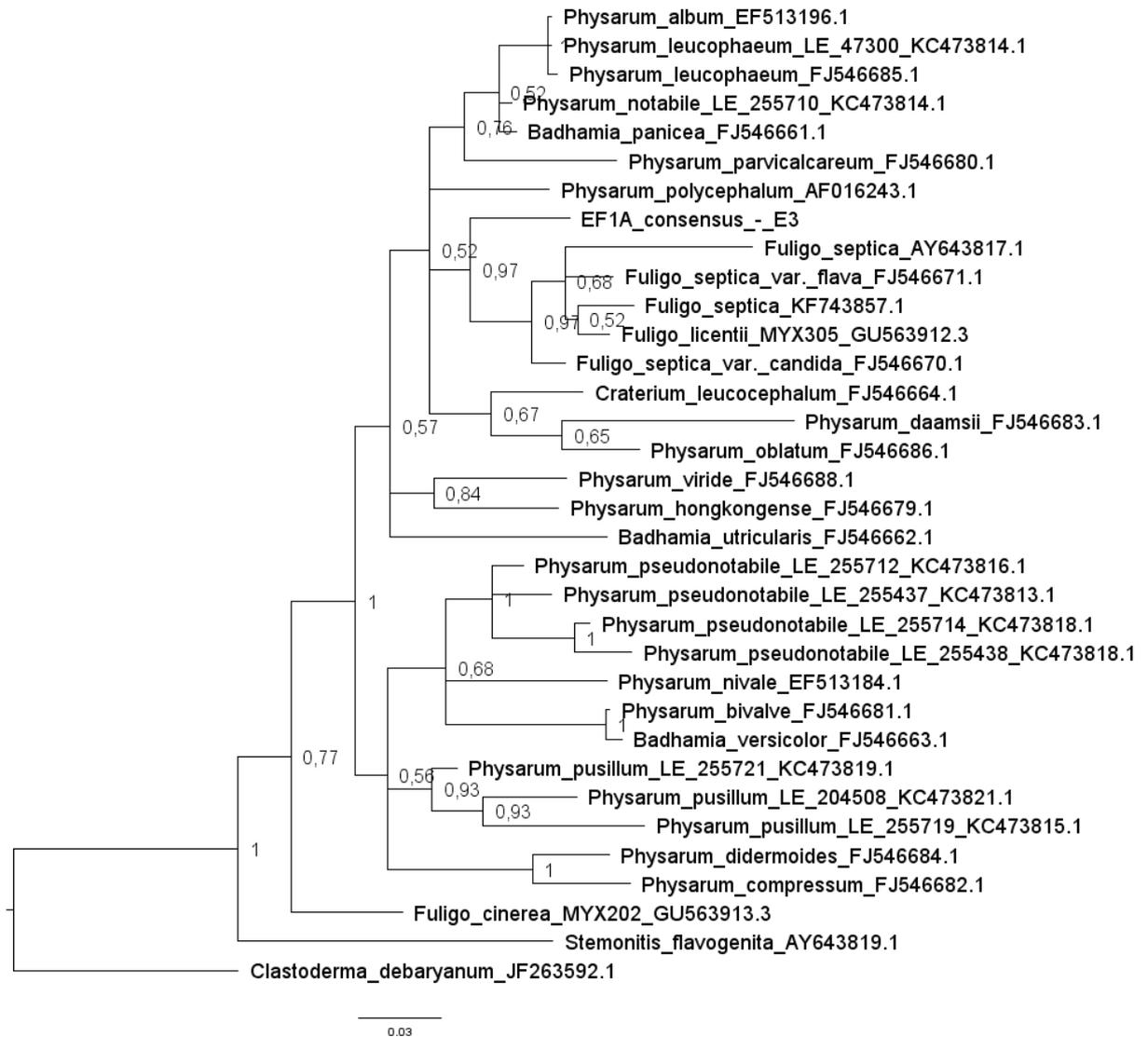
Fonte: Xavier de Lima, 2016.

Figura 21 – Árvore filogenética construída a partir de uma análise de Máxima Verossimilhança, com o modelo TN93+G+I usando o gene Eukaryotic Elongation Factor 1 alpha 1. A sequência de *Physarum aureostallatum* é “EF1A consensus – E3”. Números nos nós são valores de bootstrap.



Fonte: Xavier de Lima, 2016.

Figura 22 – Árvore filogenética construída a partir de uma Análise Bayesiana, com o modelo TN93+G+I usando o gene Eukaryotic Elongation Factor 1 alpha 1. A sequência de *Physarum aureostallatum* é “EF1A consensus – E3”. Números nos nós são valores de bootstrap.



Fonte: Xavier de Lima, 2016.

2.5 ECOLOGIA DE MIXOMICETOS NA MATA ATLÂNTICA

2.5.1 Resultados

Foram revisados 23 trabalhos publicados como artigos, trabalhos de conclusão de curso e capítulos de livros em que os autores explicitamente indicavam uma área natural dentro do domínio da Mata Atlântica como área de coleta (Tabela 6). Adicionando dados não publicados de pesquisas realizadas pelo autor desta tese, Laise Cavalcanti, Nestor Powell, Leandro Agra, Andrea Bezerra, David Barbosa, obteve-se um total de 180 espécies de mixomicetos (Apêndice A) a partir de 949 citações e 165 espécies baseadas em 2535 registros.

Tabela 6 – Área de estudo, Unidade Federativa do Brasil, elevação e tipo de vegetação registrado em cada trabalho revisado sobre a mixobiota de Mata Atlântica.

Área de estudo	UF	Coordenadas	Elevação	Tipo de vegetação	
Reserva Ecológica da Usina Serra Grande	AL	8°58'50" S, 36°04'30"W	520 m	Floresta	CAVALCANTI ET AL, 2005
RPPN Reserva Natural da Serra do Teimoso	BA	15°09'16"S 39°31'39"W	400 m	Floresta	NÃO PUBLICADO
Ilheus	BA	14°47'30"S 39°02'40"W	40 m	Floresta	GOES-NETO, 2002
Reserva Biológica do Una	BA	15°10'00"S 39°09'00"W	10 m	Floresta	GOES-NETO, 2002
Salvador	BA	12°58'00"S 38°17'00"W	25 m	Floresta	GOES-NETO, 2002
Jardim Botânico Benjamin Maranhão	PB	7°08'10"S 34°51'37"W	12 m	Floresta	PARENTE, 2006; CAVALCANTI E AL, 2015
REBIO Guaribas	PB	6°42'31"S 35°10'17"W	126 m	Floresta e tabuleiro	PROTÁZIO, 2014;
Reserva Ecológica Carnijó	PE	08°08'48"S 35°04'33"W	120 m	Floresta	XAVIER DE LIMA; CAVALCANTI, 2015
Charles Darwin	PE	07°48'56"S 34°57'17"W	50 m	Floresta	XAVIER DE LIMA; CAVALCANTI, 2015
Parque Estadual Dois irmãos	PE	8°00'27"S 34°56'57"W	25 m	Floresta	PORTO, 1982; PARENTE, 2006; RUFINO; CAVALCANTI, 2007; CAVALCANTI ET AL, 2015
RPPN Frei Caneca	PE	8°44'45"S 35°42'44"W	500 m	Floresta	CAVALCANTI ET AL, 2005; PARENTE, 2006; CAVALCANTI ET AL, 2015

Reserva Ecológica Mata do Sistema de Gurjaú	PE	08°14'11"S 35°29'54"W	100 m	Floresta	CAVALCANTI ET AL, 2005; SILVA 2010, XAVIER DE LIMA; CALVACANTI, 2015
FURB Mata do Janga	PE	7°56'58"S 34°51'54"W	15 m	Floresta	FERREIRA ET AL, 2010
Jardim Botânico do Recife	PE	08°04'36"S 34°58'03"W	35 m	Floresta	CAVALCANTI ET AL 1993; XAVIER DE LIMA; CAVALCANTI, 2015
RVS Mata da Usina São José	PE	07°50'21"S 34°59'51"W	50 m	Floresta	XAVIER DE LIMA; CAVALCANTI, 2015
Estação Ecológica do Tapacurá	PE	08°03'00S e35°13'00W,	140 m	Floresta	FERREIRA ET AL, 2010
Rio Formoso	PE	8°40'00"S 35°07'00"W	0 m	Manguezal	DAMASCENO ET AL, 2009. CAVALCANTI ET AL, 2014, 2016
REBIO Saltinho	PE	8°43'36"S 35°10'44"W	70 m	Floresta	NÃO PUBLICADO
Parque das Dunas	RN	05°50'00"S 35°10'00"W	120 m	Floresta de Restinga	BEZERRA ET AL, 2007; BEZERRA 2011
RPPN Mata Estrela	RN	06°22'20"S 34°59'00"W	4 m	Floresta de Restinga	BEZERRA 2008
Reserva Ecológica do Morro Santana	RS	30°04'53"S 51°08'56"W	300 m	Floresta	RODRIGUES; GUERRERO 1990
Floresta Nacional de Canela	RS	29°19'42"S 50°48'20"W	820 m	Floresta	ESTE TRABALHO
Parque da Ferradura	RS	29°16'22"S 50°50'41"W	740 m	Floresta	ESTE TRABALHO
Lagoa do Peri	SC	27°31'36"S 48°39'30"W	100 m	Floresta	CAVALCANTI; FORTES 1994
Lagoa da conceição	SC	27°50'12"S 48°32'18"W	100 m	Floresta	CAVALCANTI; FORTES 1994
Ilha de S. catarina	SC	27°35'00"S 48°32'00"S	0 m	Manguezal	TRIERVEILER-PEREIRA ET AL, 2008
Parque Nacional de Serra de Itabaiana	SE	10°40'52"S 37°25'15"W	400 m	Floresta	BEZERRA ET AL, 2007, 2008, 2010; TENÓRIO ET AL, 2009

Fonte: Xavier de Lima, 2016.

Resultados de inventários realizados em 28 áreas de florestas, florestas de restingas e manguezais naturais exploradas em seis estados foram analisados. As espécies estão distribuídas em nove famílias e 38 gêneros, dos quais *Physarum* é o mais rico em espécies presentes na Mata Atlântica. As espécies mais citadas para a maioria dos microhabitats foram *Arcyria cinerea*, *Arcyria denudata* *Cribraria violacea.*, *Hemitrichia calyculata* e *Stemonitis fusca*.

O Índice Entropia de Shannon para todo o Bioma é de 4,0. A completude da amostragem foi inferida utilizando-se três estimadores não-paramétricos, tendo os resultados mostrados na Tabela 7 para cada microhabitat e o bioma como um todo. A riqueza observada variou de 62,9% a 91,7% do que é esperado. O microhabitat mais rico é o disponibilizado pelos troncos mortos, seguido de folhede de solo, casca de árvore viva e folhede aéreo. Mas a comunidade mais diversa é a encontrada sobre folhede de solo. Os estimadores indicam que a mixobiota lignícola é a mais conhecida, enquanto que há muito ainda a se explorar em folhede aéreo.

Tabela 7 – Diversidade de espécies e estimadores não paramétricos baseado na comunidade de mixomicetos ocorrentes nos diferentes microhabitats na Mata Atlântica brasileira.

Microhabitat	Observado	Shannon	Effective S.N.	Chao1	ACE	%
Tronco morto	122	3,5	33,1	172±19	177±7	63,9-80,3%
Casca de árvore viva	48	2,8	17,3	96±23	110±5	40,3-65,7%
Folhede de solo	80	3,8	45,4	166±35	155±7	39,8-61,1%
Folhede aéreo	45	2,6	13,7	99±28	96±5	35,4-63,4%
Todos	180	4,0	105,7	245±23	234±7	67,2-81,1%

Fonte: Xavier de Lima, 2016.

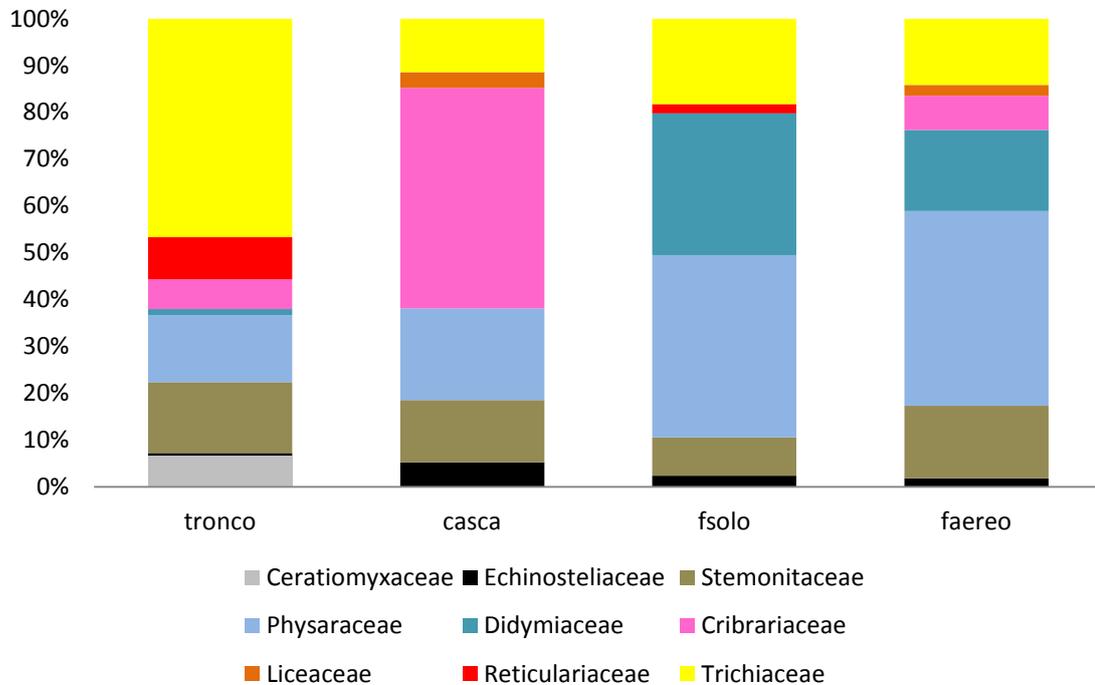
As espécies de mixomicetos mais abundantes em cada microhabitat estão dispostas na Tabela 8. A análise de espécies indicadoras resultou em 22 espécies com preferência estatisticamente significativa por um microhabitat. A composição de espécies de mixomicetos em cada microhabitat é distinta, com espécimes de Trichiaceae mais abundante em troncos mortos, Physaraceae em folhede aéreo e de solo, e Cribrariaceae em casca de árvores vivas (Figura 23).

Tabela 8 – Espécies de mixomicetos mais abundantes na Mata Atlântica, e em cada um dos microhabitats explorados. Binômio em negrito indica um valor estatisticamente significativo (< 0.05) no teste de Espécies Indicadoras.

Abundância absoluta		Tronco morto (n=1898)		Folhedo de solo (n=208)		Folhedo aéreo (n=219)		Casca de árvore viva (n=210)	
HEMcal	332	HEMcal	17,07	CRAleu	6,73	PHYcom	34,70	CRlvio	34,28
ARCcin	199	ARCden	8,80	DDYnig	6,25	DIAleu	11,41	CRlcon	11,90
ARCden	170	ARCcin	8,64	HEMser	6,25	STEfus	8,21	ARCcin	5,71
CERfru	123	CERfru	6,48	PHYbog	5,76	ARCcin	7,76	PHYdec	3,33
STEfus	120	STEfus	5,16	DIAleu	3,84	CRlvio	7,30	PHYaur	2,85
HEMser	105	HEMser	4,84	<i>CRApar</i>	3,84	PERchr	2,28	CLAdeb	2,85
CRlvio	96	LYCepi	3,47	DDYsqu	3,36	PHYmel	2,28	COLarc	2,38
PHYcom	85	STPtyp	2,95	ARCcin	2,88	COMten	2,28	HEMcal	1,90
LYCepi	70	STExi	2,79	DIDeff	2,88	DDYane	2,28	CRAleu	1,90
STPtyp	56	PHYalb	2,47	LAMsci	2,40	PHYbog	1,82	ECHmin	1,90
STExi	53	PHYste	2,21	PHYcin	2,40	DDYver	1,36	COMpul	1,90
PHYalb	48	LYCexi	2,10	DIDcir	2,40	PERdep	0,91	MACsci	1,90
PHYste	46	PHYnuc	1,89	PHYcom	1,92	CLAdeb	0,91	PHYobl	1,42
LYCexi	40	PERdep	1,73	LYCepi	1,92	ECHmin	0,91	STAirr	1,42
PHYnuc	39	CRlcan	1,73	METves	1,92	ARCpom	0,91	ARCfer	1,42
PERdep	38	PHYvir	1,68	ARCins	1,92	COMele	0,91	PHYste	1,42
PHAobl	34	PHAobl	1,58	PHYmel	1,92	DDYiri	0,91	LICope	1,42
CRlcan	33	CRlmic	1,21	ECHmin	1,92	PHYpus	0,91	MACmar	1,42
DIAleu	33	TUBmic	1,10	DDYcla	1,92	LICope	0,91	PHYech	1,42
PHYvir	33	CRlten	1,00	DIDhem	1,92	LICcla	0,91	PARrig	1,42
CRlcon	27	METves	0,94	DIDdep	1,92	HEMcal	0,45	CRlmic	0,95
CRlmic	25	TRlaff	0,79	HEMcal	1,44	ARCden	0,45	PHYbog	0,95
PHYbog	24	FULsep	0,79	STEfus	1,44	COLarc	0,45	ARCpom	0,95
COLarc	23	COLarc	0,73	PHYnuc	1,44	DDYnig	0,45	COMele	0,95
METves	22	STEspl	0,68	PERdep	1,44	STEspl	0,45	PHYcra	0,95
CRAleu	21	CRlint	0,68	PHAobl	1,44	COMpul	0,45	LICere	0,95
TUBmic	21	CRlilan	0,68	COLarc	1,44	DDYsqu	0,45	ARCden	0,47
CRlten	19	LYCcon	0,68	PHYpus	1,44	PERped	0,45	STEfus	0,47
DDYnig	18	PERchr	0,63	DIDSau	1,44	STEfla	0,45	PHAobl	0,47
CLAdeb	17	DICplu	0,57	PHYlor	1,44	STAirr	0,45	PHYvir	0,47

Fonte: Xavier de Lima, 2016.

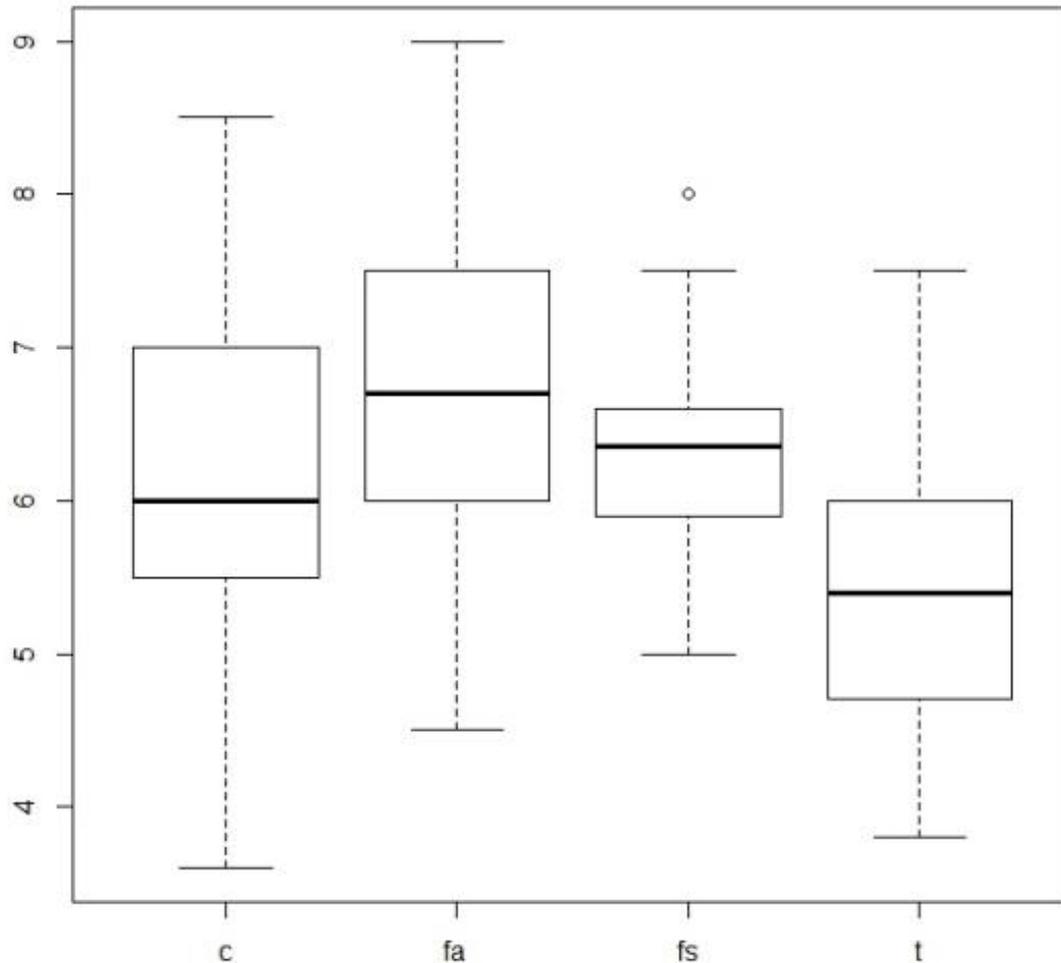
Figura 23 – Abundância relativa das famílias de mixomicetos em cada um dos microhabitats estudados na Mata Atlântica brasileira. . Tronco= tronco morto. Casca= casca de árvore/arbusto vivo. Fsolo= folheto de solo. Faereo= folheto aéreo



Fonte: Xavier de Lima, 2016.

Para testar se as médias do pH de cada microhabitat diferem significativamente, uma ANOVA foi computada usando-se dados de 622 amostras de substratos para o qual o pH foi informado. O pH médio dos microhabitats difere significativamente ($F=63.43$, $p<0.001$), e difere entre eles (Tukey's Honest Significant Differences $p<0.001$), exceto pelo folheto de solo e casca de árvores vivas (Figura 24).

Figura 24 – Boxplot dos valores de pH dos substratos nos microhabitats ocupados por mixomicetos na Mata Atlântica. A linha mais espessa representa a média; os valores dentro de cada caixa representam 50% dos dados, enquanto que os valores entre as duas linhas horizontais representam 95% dos dados. O círculo aberto representa o outlier. c = casca de árvore viva; fa = folheto aéreo; fs = folheto de solo; t = tronco morto.



Fonte: Xavier de Lima, 2016.

Para testar se a preferência dos mixomicetos por microhabitats específicos não é somente um reflexo da diferença de pH ou de outros fatores intrínsecos, ANOSIM e PERMANOVA foram computadas. Espécimes de mixomicetos foram agrupados em faixas de pH (3,0 – 3,9, 4,0 – 4,9, e assim por diante) para cada um dos quatro microhabitats. ANOSIM testa se a média dos ranques de dissimilaridade entre membros do mesmo grupo é significativamente menor que as dissimilaridades entre grupos, e PERMANOVA testa se os centroides dos grupos diferem significativamente entre si. As duas análises foram usadas para testar se a variação na composição de cada amostra é explicada pelo pH ou pelo microhabitat. Os

resultados detalhados na Tabela 9 indicam que outras características além do pH são mais importantes nessa preferência. Para testar o quão fortemente a vegetação explica a variação na comunidade de mixomicetos, PERMANOVA e ANOSIM foram novamente aplicados, e ambos os testes indicam uma alta correlação entre a vegetação e a composição da mixobiota (Tabela 9).

Tabela 9 – Resultados dos modelos da Análise de Similaridades (Anosim) e Análise Multivariada de Variância Permutacional (PERMANOVA), relacionando cada um dos modelos (substrato, pH, vegetação) com a comunidade de mixomicetos ocorrente na Mata Atlântica.

	Anosim r^2	p	PERMANOVA r^2	P	f
Substrato	0,54	0,001	0,45	0,001	3,3
pH	0,05	0,652	0,26	0,534	0,9
Vegetação	1,00	0,006	0,62	0,011	3,3

Fonte: Xavier de Lima, 2016.

O Coeficiente de Comunidade (Tabela 10) indica que a composição da mixobiota ocorrente em troncos mortos é mais similar à do folheto de solo, e a do folheto aéreo é similar à da casca de árvores vivas. Mas a similaridade é baixa, visto os valores são menores que 0,5.

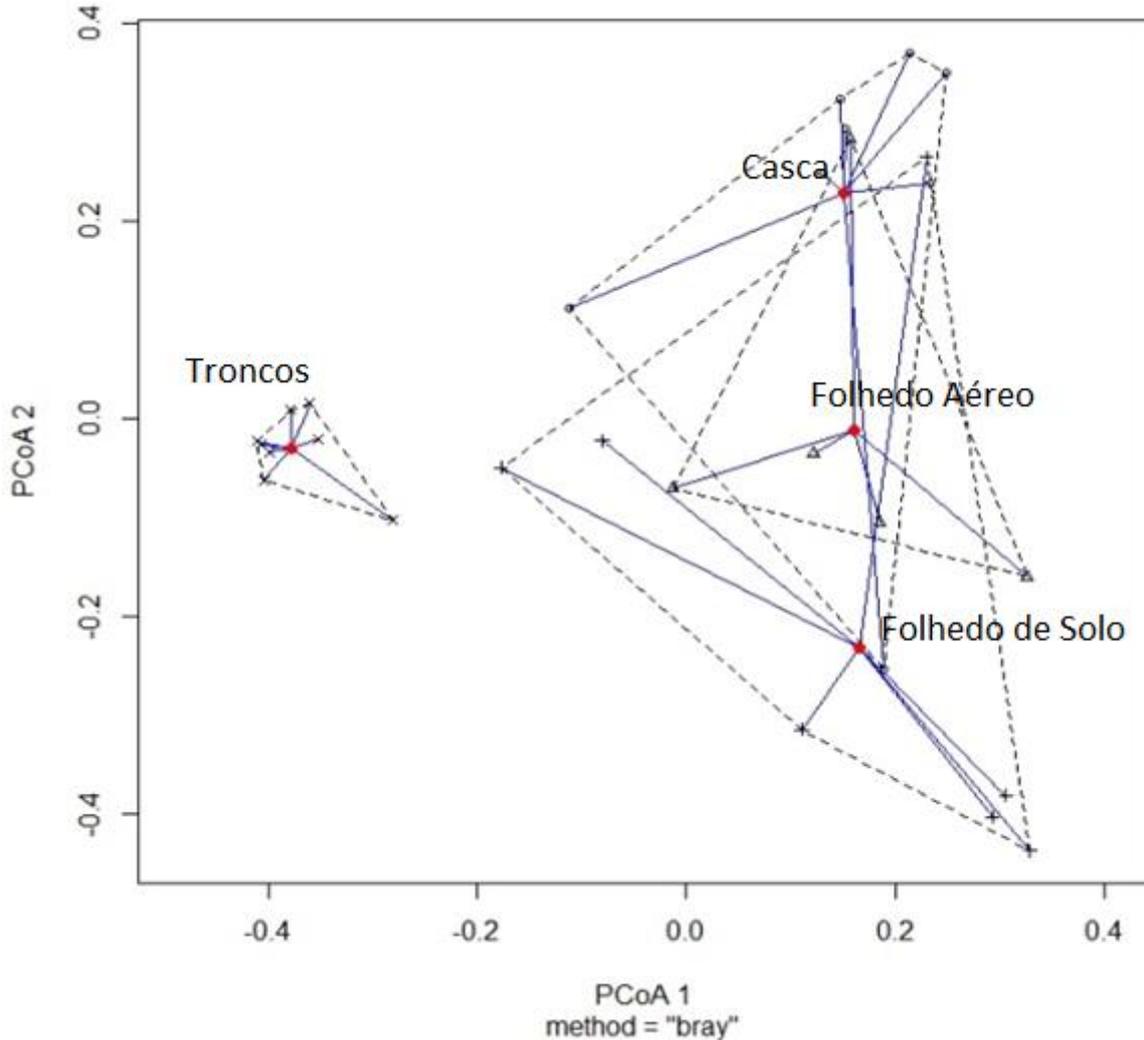
Tabela 10 – Coeficiente de Comunidade entre as mixobiotas que ocupam diferentes microhabitats em áreas de Mata Atlântica no Brasil.

	Tronco morto	Folheto de solo	Folheto aéreo
Folheto de solo	0,46		
Folheto aéreo	0,35	0,37	
Casca de árvore viva	0,34	0,32	0,40

Fonte: Xavier de Lima, 2016.

O gráfico da Análise de Coordenadas Principais indica uma alta sobreposição na comunidade de mixomicetos ocorrendo sobre folheto de solo, folheto aéreo e casca de árvore viva. A comunidade lignícola forma um grupo separado e menos disperso. A análise de Homogeneidade Multivariada de Dispersão de Grupos indica que a diversidade- β na mixobiota de troncos mortos é menor, ou seja, a composição é similar entre as unidades amostrais, em comparação com folhedos e casca de árvore viva.

Figura 25 – Análise de Coordenadas Principais da comunidade de mixomicetos ocorrendo em diferentes microhabitats na Mata Atlântica. Cada ponto representa um inventário de mixomicetos em um microhabitat. Os pontos vermelhos indicam os centroides, e as linhas azuis a distância entre o centroide com o ponto de cada grupo. Disposição dos pontos baseado na matriz de dissimilaridade gerada com o índice de Jaccard.



Fonte: Xavier de Lima, 2016.

Tabela 11 – Médias das distâncias dos membros de cada grupo do seu respectivo centroide como medida de diversidade beta. Baseado na Análise de Coordenadas Principais da Figura 25.

Microhabitat	Distância média do centroide
Tronco morto	0,41
Folhedeo de solo	0,59
Folhedeo aéreo	0,59
Casca de árvore viva	0,57
Teste de permutação	$F = 7,9, p < 0,001$

Fonte: Xavier de Lima, 2016.

2.5.2 Discussão

Dos dados disponíveis sobre abundância, somente oito espécies podem ser consideradas abundantes na Mata Atlântica brasileira (> 3% do total de amostras): *Arcyria cinerea*, *A. denudata*, *Ceratiomyxa fruticulosa*, *Cribraria violacea*, *Hemitrichia calyculata*, *H. serpula*, *Physarum compressum* e *Stemonitis fusca*, e 125 espécies são raras (>0.5%).

Os mixomicetos são encontrados majoritariamente em troncos mortos, casca viva dos troncos de angiospermas e em folhas mortas e gravetos, caídos ou não no solo. Mas também foram registrados em substratos mais específicos, como plantas suculentas (FERREIRA; CAVALCANTI, 2010; BEZERRA ET AL, 2008) e inflorescências (CAVALCANTI ET AL 2015?). Também foram observados ocorrendo sobre fezes de herbívoros (TENÓRIO ET AL, 2009; BEZERRA ET AL, 2010), mas devido à escassez de registros, este microhabitat não foi incluído nas análises ecológicas.

É conhecido que a acidez do substrato tem um forte impacto em todos os estágios de vida de um mixomiceto (GRAY; ALEXOPOULOS, 1968), e a ocorrência das espécies em um tipo de substrato pode ser condicionada principalmente pelo pH (STEPHENSON, 1989; EVERHART ET AL, 2008; XAVIER DE LIMA; CAVALCANTI, 2015, CLISSMAN ET AL, 2015). No entanto, os dados aqui apresentados mostram que a preferência de mixomicetos por um tipo de microhabitat é mais relacionada a outros fatores além do pH do substrato. Isso é mais notável na casca de árvore viva e folheto de solo, no qual o pH não diferiu estatisticamente, porém a mixobiota é a mais distinta.

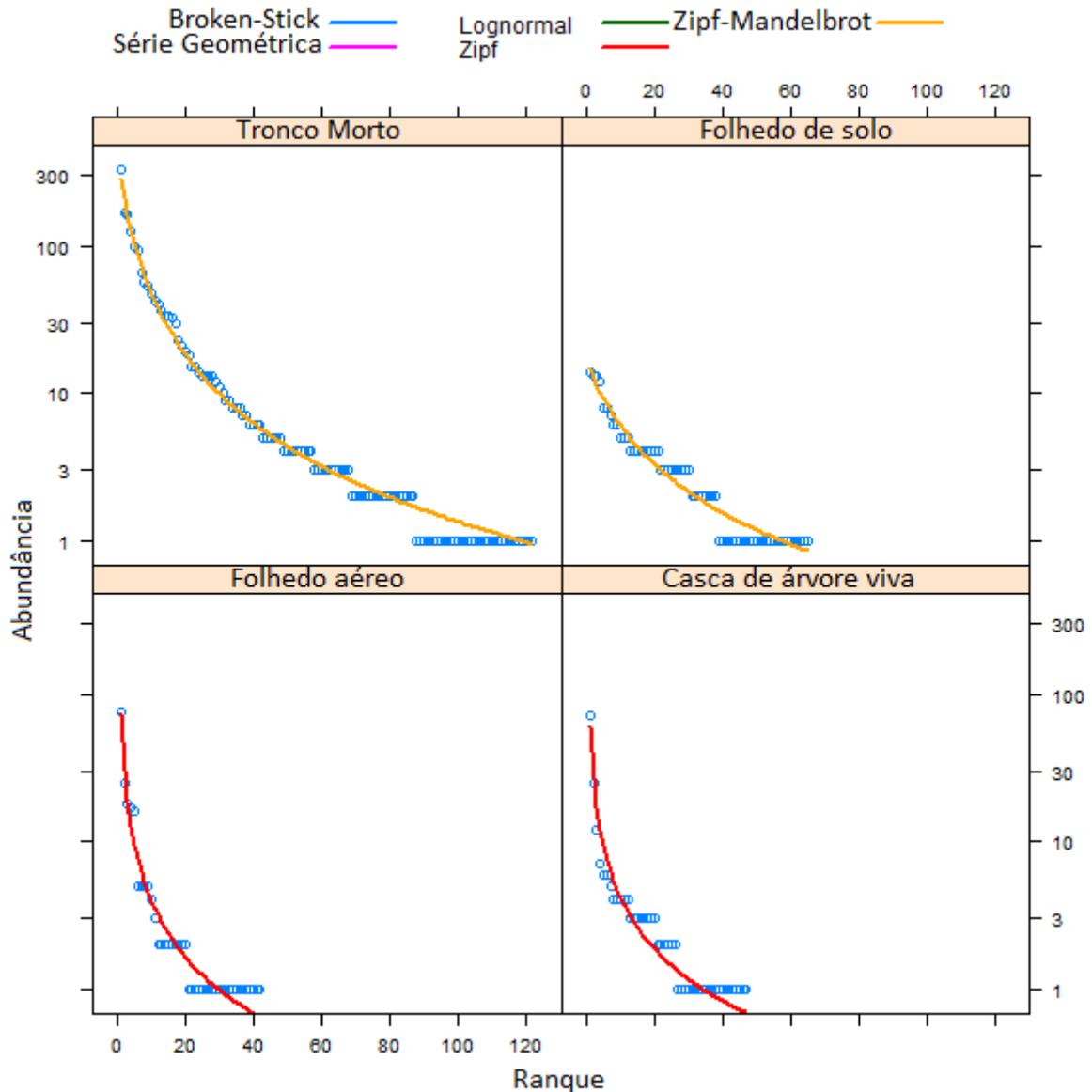
O grupo ecológico mais rico são os mixomicetos lignícolas na Mata Atlântica. Trichiaceae é o grupo dominante, sendo *Hemitrichia calyculata* a espécie mais abundante, seguida de *Arcyria denudata* e *A. cinerea*. A maioria das *Arcyria*, *Ceratiomyxa*, *Stemonitis* e Reticulariaceae são encontradas exclusivamente em troncos mortos, refletindo no grande número de espécies indicadoras. Folheto de solo é o microhabitat em que os mixomicetos apresentam a comunidade mais diversa, composta principalmente por espécies calcárias (Physaraceae e Didymiaceae), *Craterium leucocephalum* sendo a espécie mais abundante. Ambos folheto de solo e aéreo possuem uma comunidade distinta, mas a similaridade da

composição de substrato provavelmente explica a superposição de táxons supraespecíficos (Figura 23).

Apesar dos troncos mortos abrigarem a comunidade mais rica de mixomicetos, sua beta-diversidade é a mais baixa, ou seja, a composição de espécies entre as unidades amostrais de troncos mortos é muito similar em comparação com os outros microhabitats. Provavelmente isto é reflexo da alta especificidade, também registrada por STEPHENSON ET AL (2004) em Maquipucuna, Equador.

Os modelos de distribuição de abundância que melhor descrevem as comunidades de mixomicetos em cada microhabitat é o Zipf para folheto de solo e tronco morto, e o Zipf-Mandelbrot para folheto aéreo e casca de árvore viva. Poucos estudos relacionam a distribuição de abundância de espécies de mixomicetos com modelos ecológicos, dificultando o entendimento dos processos responsáveis pelos padrões observados. ROJAS; VALVERDE (2015) registram que a comunidade de mixomicetos lignícolas em uma floresta úmida tem um melhor ajuste com o modelo Zipf, enquanto que em uma floresta estacionalmente seca, o Zipf-Mandelbrot é mais adequado. Isto sugere que as comunidades de mixomicetos submetidas a condições mais flutuantes mostram uma maior dominância e menor riqueza, refletindo no modelo de Zipf-Mandelbrot (casca de árvore viva e folheto aéreo), e assembleias em um ambiente mais estável tem maior equitabilidade e diversidade, refletindo no ajuste com o modelo Zipf (tronco morto e folheto de solo). Em condições mais extremas, é esperado que a comunidade de mixomicetos tenha uma diversidade ainda menor, com alta dominância e baixa riqueza, ajustando-se ao modelo de Preemption (também conhecido como série geométrica), como registrado por SCHNITTLER (2001) em um deserto gelado.

Figura 26 – Modelos de ranque-abundância ajustados aos dados observados das comunidades de mixomicetos que ocorrem nos microhabitats da Mata Atlântica. A cor da linha indica o modelo com melhor ajuste.



Fonte: Xavier de Lima, 2016.

A disponibilidade de microclimas e microhabitats em diferentes tipos vegetacionais da Mata Atlântica também exerce forte influência na ocorrência de mixomicetos (Tabela 9), como observado nas mixobiotas presentes nas montanhas Altai (NOVOZHILOV ET AL, 2010) e no Pampa (XAVIER DE LIMA; CAVALCANTI, 2016). Floresta úmida é o tipo vegetacional mais característico da Mata Atlântica, e a maioria dos dados para o bioma é registrada neste tipo de ambiente. Assim como

em outras florestas do mundo, Trichiaceae é a família predominante em abundância (STEPHENSON ET AL, 2004; WRIGLEY DE BASANTA ET AL, 2010; COSTA ET AL, 2014). Restingas oferecem um ambiente mais seco, porém as Trichiaceae ainda predominam. Manguezais são compostos por uma comunidade de pouquíssimas espécies vegetais adaptadas às condições de salinidade e flutuações da maré. Parte significativa dos troncos mortos está completamente submersa, sendo raro o registro de mixomicetos neste microhabitat. A predominância de Stemonitaceae marcante para os manguezais (CAVALCANTI ET AL, 2016)

Assumindo que todas as espécies de mixomicetos existentes atualmente são potenciais colonizadores através dos esporos transportados em correntes aéreas, é possível detectar filtros ecológicos que estariam selecionando as espécies que compõem a Mata Atlântica em um determinado “*habitat island*” (SCHNITTLER; TESMER, 2008). Primeiramente, a fitofisionomia delimitaria e disponibilidade de microhabitats e selecionaria espécies capazes de sobreviver nas condições microclimáticas; em segundo, fatores intrínsecos de cada microhabitat iria selecionar as espécies com requerimentos específicos; em terceiro, o pH do substrato; e por último outras características como estágio de decomposição, volume, etc.

2.6 LISTA ATUALIZADA DA MIXOBIOTA RIOGRANDENSE

Com base na revisão da literatura apresentada na Fundamentação Teórica, e nos registros obtidos no desenvolvimento desta tese apresenta-se na tabela a lista de espécies com ocorrência conhecida para o Rio Grande do Sul em ambientes da Mata Atlântica e Pampa.

Tabelas 12 – Lista de espécies de mixomicetos com ocorrência conhecida para o Rio Grande do Sul.

	Pampa		Mata Atlântica		
	Fitofisionomia				
Famílias/Espécies	Fl. Est. Semidec.	Pradar.	Fl. Est. Semidec.	Fl. Ombr. Mista.	Área Antrop.
Ceratiomyxaceae					
<i>Ceratiomyxa fruticulosa</i>	+	-	+	+	-
Clastodermataceae					
<i>Clastoderma debaryanum</i>	-	-	-	+	-
Cribrariaceae					
<i>Cribraria cancellata</i>	+	-	-	+	-
<i>C. intricata</i>	-	-	-	+	-
<i>C. languescens</i>	-	-	-	+	-
<i>C. microcarpa</i>	+	-	-	+	-
<i>C. tenella</i>	-	-	-	+	-
<i>C. violácea</i>	+	-	-	+	-
Didymiaceae					
<i>Diachaea leucopodia</i>	-	-	+	+	-
<i>Diderma circumdissilens</i>	-	-	-	+	-
<i>D. deplanatum</i>	-	-	-	+	-
<i>D. effusum</i>	-	+	+	+	-
<i>D. hemisphaericum</i>	-	+	-	-	-
<i>D. saundersii</i>	-	-	-	+	-
<i>D. stellulum</i>	-	-	+	+	-
<i>Didymium clavus</i>	-	-	+	+	-
<i>D. iridis</i>	-	-	-	+	-

<i>D. melanospermum</i>	-	-	-	+	-
<i>D. minus</i>	-	-	-	+	-
<i>D. nigripes</i>	-	-	+	+	-
<i>D. squamulosum</i>	-	-	-	+	-
<i>D. verrucosporum</i>	-	+	-	-	-
Echinosteliaceae					
<i>Echinostelium minutum</i>	+	+	-	+	-
Liceaceae					
<i>Licea biforis</i>	+	+	-	-	-
<i>L. castânea</i>	+	-	-	-	-
<i>L. kleistobolus</i>	-	-	-	+	-
<i>L. rufocuprea</i>	+	-	-	-	-
<i>L. succulenticola</i>	-	+	-	-	-
<i>L. tenera</i>	-	+	-	-	-
Physaraceae					
<i>Badhamia affinis</i>	+	-	-	-	-
<i>B. melanospora</i>	-	+	?	?	?
<i>Craterium concinnum</i>	+	-	-	-	-
<i>C. leucocephalum</i>	+	+	+	-	-
<i>C. paraguayense</i>	-	-	-	+	-
<i>Fuligo séptica</i>	+	-	+	+	-
<i>Physarella oblonga</i>	+	-	+	-	-
<i>Physarum album</i>	+	-	+	+	-
<i>P. aureostellatum</i> sp. nov	-	-	-	+	-
<i>P. bogoriense</i>	-	+	+	+	+
<i>P. cinereum</i>	-	-	-	+	-
<i>P. citrinum</i>	-	-	-	+	-
<i>P. compressum</i>	-	-	+	+	-
<i>P. crateriformis</i>	+	+	-	-	-
<i>P. didermoides</i>	-	-	+	-	-
<i>P. globuliferum</i>	-	-	-	+	-
<i>P. loratum</i>	-	-	-	+	-
<i>P. melleum</i>	-	+	-	-	-

<i>P. mutabile</i>	-	-	+	-	-
<i>P. nucleatum</i>	-	-	-	+	-
<i>P. penetrale</i>	-	-	-	+	-
<i>P. pezizoideum</i>	-	-	?	?	?
<i>P. polycephalum</i>	-	-	+	-	-
<i>P. pusillum</i>	-	+	-	+	-
<i>P. robustum</i>	+	-	-	-	-
<i>P. spectabile</i>	-	+	-	-	-
<i>P. stellatum</i>	+	-	-	-	-
<i>P. tenerum</i>	-	-	?	?	?
<i>P. viride</i>	+	-	-	+	-
<i>Willkommlangea reticulata</i>	-	-	+	-	-
Reticulariaceae					
<i>Alwisia bombardata</i>	-	-	?	?	?
<i>Lycogala confusum</i>	-	-	-	+	-
<i>L. epidendrum</i>	+	-	+	+	+
<i>L. exiguum</i>	-	-	-	+	-
<i>Reticularia intermedia</i>	+	-	-	+	-
<i>R. lycoperdon</i>	-	-	+	-	-
<i>Tubifera microsperma</i>	-	-	+	+	-
Stemonitaceae					
<i>Collaria arcyryonema</i>	+	-	+	+	-
<i>Comatricha ellegans</i>	+	-	-	+	-
<i>C. laxa</i>	+	-	-	-	-
<i>C. tenerrima</i>	+	-	-	-	-
<i>Enerthenema papillatum</i>	+	-	-	-	-
<i>Lamproderma scintillans</i>	-	-	+	+	-
<i>Macbrideola decapillata</i>	+	-	-	-	-
<i>Stemonitis axifera</i>	-	-	-	+	-
<i>S. flavogenita</i>	+	-	-	+	-
<i>S. fusca</i>	-	-	+	+	-
<i>S. herbática</i>	+	-	-	-	-
<i>S. pallida</i>	-	-	-	+	-

<i>S. splendens</i>	+	-	+	-	+
<i>Stemonitopsis gracilis</i>	+	-	-	-	-
<i>S. hyperopta</i>	-	-	-	+	-
<i>S. subcaespitosa</i>	-	-	?	+	?
<i>S. typhina</i>	+	-	+	+	-
<i>Symphytocarpus amaurochaetoides</i>	-	-	-	+	-
Trichiaceae					
<i>Arcyria afroalpina</i>	+	-	-	-	-
<i>A. cinérea</i>	+	+	+	+	+
<i>A. denudata</i>	+	-	+	+	+
<i>A. globosa</i>	-	-	+	-	-
<i>A. helvética</i>	-	-	-	+	-
<i>A. incarnata</i>	-	-	-	+	-
<i>A. insignis</i>	+	+	+	+	-
<i>A. magna</i>	+	-	-	-	-
<i>A. major</i>	+	-	-	+	-
<i>A. minuta</i>	-	-	?	?	?
<i>A. obvelata</i>	-	-	-	+	-
<i>A. pomiformis</i>	+	-	+	+	-
<i>Hemitrichia calyculata</i>	+	-	+	+	+
<i>H. serpula</i>	+	-	+	+	-
<i>Metatrichia floriformis</i>	-	-	-	+	-
<i>M. floripara</i>	-	-	-	+	-
<i>M. vesparia</i>	+	-	+	+	-
<i>Oligonema schweinitzii</i>	+	-	-	-	-
<i>Perichaena chrysosperma</i>	-	-	-	+	-
<i>P. depressa</i>	+	+	?	?	?
<i>P. luteola</i>	-	+	-	-	-
<i>P. vermicularis</i>	-	+	-	-	-
<i>Trichia affinis</i>	-	-	-	+	-
<i>T. lutescens</i>	-	-	-	+	-
<i>T. favoginea</i>	-	-	+	+	-
<i>T. verrucosa</i>	-	-	-	+	-

Fonte: Xavier de Lima, 2016.

3 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Este trabalho apresenta os primeiros dados sobre a mixobiota presente no Pampa brasileiro, e o primeiro estudo sistemático das espécies de mixomicetos que ocorrem na Mata de Araucárias, aumentando significativamente o conhecimento das espécies do grupo que ocorrem em regiões subtropicais do mundo.

Os resultados encontrados indicam que os ambientes vegetacionais existentes no território do Rio Grande do Sul abrigam uma rica comunidade de mixomicetos, incluindo potenciais novas espécies, devido à diversidade de ecossistemas presentes nesta região.

Contrário à hipótese inicial, a composição de mixomicetos das florestas subtropicais é relativamente mais semelhante à observada em florestas tropicais do que a conhecida para florestas temperadas, porém abrigam uma mixobiota estatisticamente distinta de ambas. As pradarias pampeanas são habitat para uma mixobiota xerófila, assemelhando-se mais a desertos quentes e gelados.

Analisando os mixomicetos ocorrentes no domínio da Mata Atlântica, pode-se hipotetizar um modelo de filtros ecológicos que estão selecionando as espécies capazes de colonizarem um habitat nos ecossistemas: O primeiro filtro se refere às condições macroclimáticas, que definem o bioma; em segundo o ecossistema, delimitando as condições microclimáticas e a disponibilidade de microhabitats; por terceiro o tipo de microhabitat e por último o pH, seguido de outros fatores particulares do substrato.

REFERÊNCIAS

BELHING, H.; JESKE-PIERUSCHKA; SCHÜLER, L.; PILLAR, V. P. Dinâmica dos campos no sul do Brasil durante o Quaternário Tardio. em: **Campos Sulinos**, Brasília/DF, MMA, 2009

BEZERRA, A. C. C. **Myxomycetes em unidades de conservação de Floresta Atlântica do Rio Grande do Norte, Nordeste do Brasil**. Tese de Doutorado. Universidade Federal de Pernambuco. 2008.

BEZERRA, A. C. C.; COSTA, A. A. A.; CAVALCANTI, L. H. Myxomycetes occurring on *Cecropia adenopus* in fragments of Atlantic Rainforest. **Acta Botanica Brasilica**, v.25, p.11-16, 2011

BEZERRA, A. C. C.; NUNES, A. T.; COSTA, A. A. A.; FERREIRA, I. N.; BEZERRA, M. F. A.; CAVALCANTI, L. H. Myxobiota do parque Estadual das Dunas de Natal. **Revista Brasileira de Biociências**, v.5, p.30-32, 2007.

BEZERRA, M. F. A.; FARIAS, G. R.; CAVALCANTI, L. H. Mixobiota do Parque Nacional de Serra de Itabaiana, SE, Brasil: Trichiales. **Acta Botanica Brasilica**, v.24, p.510-517, 2010.

BEZERRA, M. F. A.; SILVA, W. M. T.; CAVALCANTI, L. H. Coprophilous myxomycetes of Brazil: first report. **Revista Mexicana de Micología**, v.27, p.29-37, 2008.

BEZERRA, M. F. A.; BEZERRA, A. C. C.; NUNES, A. T.; LADO, C.; CAVALCANTI, L. H. Mixobiota do Parque Nacional Serra de Itabaiana, SE, Brasil: Physarales. **Acta Botanica Brasilica**, v.22, p.1044-1056, 2008.

BEZERRA, M. F. A.; LADO, C.; CAVALCANTI, L. H. Mixobiota do Parque Nacional Serra de Itabaiana, Sergipe, Brasil: Liceales. **Acta Botanica Brasilica**, v.21, p.107-118, 2007.

BLACKWELL, M.; GILBERTSON, R. L. Distribution and sporulation phenology of Myxomycetes in the Sonoran Desert of Arizona. **Microbial Ecology**, v.10, p.369-377, 1984.

BODDY, L.; HEILMANN-CLAUSEN, J. Basidiomycete community development in temperate angiosperm wood. In: BODDY, L.; FRANKLAND, J.C.; WEST, P.V.; **Ecology of Saprotrophic Basidiomycetes**. UK, Elsevier, p.212-231, 2008.

BOLDRINI, I. I. A flora dos campos do Rio Grande do Sul. Em: **Campos Sulinos**, Brasília/DF, MMA, 2009.

BRESADOLA, G. Fungi Brasilienses lecti a cl. Dr. Alfredo Möller. **Hedwigia**. 35: 276-302, 1896.

CALLEGARO, R.M.; LONGHI, S.J.; ARAUJO, A.C.B.; KANIESKI, M.R.; FLOSS, P.A.; GRACIOLI, C.R. Estrutura do componente arbóreo de uma floresta estacional decidual ripária em Jaguari, RS. **Ciência Rural**, v.42, p.305-311.

CASTILLO, A.; MORENO, G.; ILLANA, C. Myxomycetes from Cabañeros National Park (Spain). **Boletín da Sociedade Micológica de Madrid**, v.33, p.149–170, 2009.

CAVALCANTI, L. H. Mixomicetos do Cerrado. II. Análise comparativa das espécies encontradas no cerrado protegido e no queimado anualmente. **Anais do XXVIII Congresso Nacional de Botânica**, Belo Horizonte, v.1977, p.129–140, 1978.

CAVALCANTI, L. H. Myxomycota Em: **Lista de Espécies da Flora do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB120170>>. Acesso em: 27 Jul. 2015.

CAVALCANTI, L. H.; DAMASCENO, G.; BEZERRA, A. C. C.; COSTA, A. A. A. Mangrove Myxomycetes: species occurring on *Conocarpus erectus* L. (Combretaceae). **Sydowia**, v.66, p.183–190, 2014.

CAVALCANTI, L. H.; FERREIRA, I. N.; BEZERRA, A. C. C.; COSTA, A. A. A. Microhabitats occupied by Myxomycetes in the Brazilian Atlantic Forest: Heliconiaceae inflorescences. **Acta Botanica Brasilica**, v.75, p.859-867, 2015.

CAVALCANTI, L. H.; FORTES, S. T. Myxomycetes de Florianópolis (Santa Catarina-Brasil). **Acta Botanica Brasilica**, v. 1, p.65-75, 1994.

CAVALCANTI, L. H.; OKADA, K.; COSTA, S. P. S. E. Incidência de Myxomycetes na necromassa da Mata do Curado (Recife - PE, Brasil). **Revista Nordestina de Biologia**, v.8, p.34-44, 1993.

CAVALCANTI, L.H.; TAVARES, H.F.M.; NUNES, A.T.F.; SILVA, C.F.. Mixomicetos. In: PÔRTO, K.C.; ALMEIDA-CORTEZ, J.S.; TABARELLI, M. **Diversidade biológica**

e conservação da Floresta Atlântica ao Norte do Rio São Francisco. Brasília, Brasil. MMA, 2006.

CAVALIER-SMITH, T. Early evolution of eukaryote feeding modes, cell structural diversity, and classification of the protozoan phyla Loukzoa, Sulcozoa and Choanozoa. **European Journal of Protistology**, v.49, p.115-178, 2014.

CAVALIER-SMITH, T.; FIORE-DONNO, A.M.; CHAO, E.; KUDRYAVTSEV, A.; BERNEY, C.; SNELL, E.A.; LEWIS, R. Multigene phylogeny resolves deep branching of Amoebozoa. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v.83, p.293-304, 2015.

CHIAPPETA, A. A.; SENA, K. X. F. R., CAVALCANTI, L. H. Environmental factors affecting sporulation of *Fuligo septica* (Myxomycetes) on sugar cane bagasse. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v.46, n.1, p.7–12, 2003.

CLISSMANN, F.; FIORE-DONNO, A.M.; HOPPE, B.; KRÜGER, D.; KAHL, T.; UNTERSEHER, M.; SCHNITTLER, M. First insight into dead wood protistan diversity: a molecular sampling of bright-spored Myxomycetes (Amoebozoa, slime-moulds) in decaying beech logs. **FEMS Microbial Ecology**, v.91, doi: 10.1093/femsec/fiv050, 2015.

COSTA, A. A. A.; BEZERRA, A. C. C.; XAVIER DE LIMA, V.; CAVALCANTI, L. H. Diversity of myxomycetes in na environmentally protected area of Atlantic Forest in northeastern Brazil. **Acta Botanica Brasilica**, v.28, p.445–455, 2014.

DAMASCENO, G.; COSTA, A. A. A.; PASSAVANTE, J. Z. O.; CAVALCANTI, L. H. *Stemonaria fuscoidea* (Stemonitaceae): a new record for Brazil. **Mycotaxon**, v.108, p.205–211, 2009.

DAMASCENO, G.; TENÓRIO, J. C. G.; CAVALCANTI, L. H. Stemonitaceae (Myxomycetes) in Brazilian mangroves. **Sydowia**, v.63, p.9 -22, 2011.

DUDKA I. O.; ROMANENKO, K. O. Co-existence and interactions between myxomycetes and other organisms in shared niches. **Acta Mycologica**, v.41, p.99–112, 2006.

ELIASSON, U. Patterns of occurrence of myxomycetes in a spruce forest in South Sweden. **Holarctic Ecology**, v.4, p.20–31, 1981.

ELIASSON, U. Coprophilous myxomycetes: Recent advances and future research directions. **Fungal Diversity**, v.59, p.85–90, 2013.

- ESTRADA-TORRES, A.; WRIGLEY DE BASANTA, D.; CONDE, E.; LADO, C. Myxomycetes associated with dryland ecosystems of the Tehuacán-Cuicatlán Valley Biosphere Reserve, Mexico. **Fungal Diversity**, v.36, p.17–56, 2009.
- EVERHART, S. E.; KELLER, H. W. Life history and strategies of corticolous myxomycetes: the life cycle, plasmodial type, fruiting bodies, and taxonomic order. **Fungal Diversity**, v.29, p.1-16, 2008.
- EVERHART, S. E., ELY, J. S., KELLER, H. W. Evaluation of tree canopy epiphytes and bark characteristics associated with the presence of corticolous myxomycetes. **Botany**, v.87, p.509–517, 2009.
- ERASTOVA, D. A.; NOVOZHILOV, Y. K.; MARTIN, S. Nivicolous myxomycetes of the Khibiny Mountains, Kola Peninsula, Russia. **Nova Hedwigia**, v.104, n.1-3, p.85-110, 2017.
- GRAY, W.D.; ALEXOPOULOS, C.J. **Biology of Myxomycetes**. The Ronald Press Company, New York, 1968.
- FARR M. L. **Flora Neotropica**. New York, New York Botanical Garden Press (Monograph 16), 1976.
- FERREIRA, I. N.; CAVALCANTI, L. H. Disponibilidade de microhabitats para Myxomycetes em Floresta Atlântica - Bromeliaceae. **Biotemas**, v.23, p.1-10, 2010.
- FIORE-DONNO, A. M.; KAMONO, A.; MEYER, M.; SCHNITTLER, M.; FUKUI, M.; THOMAS-CAVALIER, S. 18S rDNA Phylogeny of Lamproderma and Allied Genera (Stemonitales, Myxomycetes, Amoebozoa). **PLoS ONE** v.7, n.4, e35359, 2012.
- FIORE-DONNO, A. M.; MEYER, M.; BALDAUF, S. L.; PAWLOWSKI, J. Evolution of dark-spored Myxomycetes (slime-molds): Molecules versus morphology. **Molecular Phylogenetics and Evolution**, v.46, p.878–889, 2008.
- FIORE-DONNO, A. M.; NIKOLAEV, S. I.; NELSON, M.; PAWLOWSKI, J.; CAVALIER-SMITH, T.; BALDAUF, S. L. Deep Phylogeny and Evolution of Slime Moulds (Mycetozoa). **Protist**, v.161, n.1, p.55-70, 2010.
- FIORE-DONNO, A.M.; CLISSMANN, F.; MAYER, M.; SCHNITTLER, M.; CAVALIER-SMITH, T. Two-gene Phylogeny of Bright-Spored Myxomycetes (Slime Moulds,

Superorder Lucisporidia). **PlosOne**, v.8, n.5, e62586, doi:10.1371/journal.pone.0062586, 2013.

HÄRKÖNEN, M. Corticolous Myxomycetes in three different habitats in southern Finland. **Karstenia**, v.17, p.19–32, 1977.

HÄRKÖNEN, M., Myxomycetes developed on litter of common Finnish trees in moist chamber cultures. **Nordic Journal of Botany**, v.1, p.791-794, 1981.

HÄRKÖNEN, M.; UKKOLA, T.; ZENG, Z. Myxomycetes of the Hunan Province, China, 2. **Systematics and Geography of Plants**, v.74, p.199-208, 2004.

HARMON, ET AL., Ecology of coarse woody debris in temperate ecosystems. **Advances in Ecological Research**, v.15, p.133-302, 1986.

HENNINGS, P. Bietrage zur Pilzflora Sudamerikas. I. Myxomycetes, Phycomycetes, Ustilaginae und Uredinae. **Hedwigia**, v.35, p.207-262, 1896.

HERTEL, R.J.G. Contribuição ao estudo ecológicos dos Myxogasteres. **Boletim da Universidade do Paraná (Série Botânica)** v.1, p.1-48, 1962.

HUECK, K., As florestas da América do Sul: ecologia, composição e importância econômica. São Paulo, Editora da Universidade de Brasília e Editora Polígono, 1972.

IBGE. Folha SH.22 Porto Alegre e parte das Folhas SH.21 Uruguaiana e SI.22 Lagoa Mirim: geologia, geomorfologia, pedologia, vegetação, uso potencial da terra. Rio de Janeiro: Fundação Instituto de Geografia e Estatística. Levantamento de recursos naturais, v.33, 796p, 1986.

ING, B. A ravine association of myxomycetes. **Journal of Biogeography**, v.10, p.299-306, 1983.

ING, B. The phytosociology of myxomycetes. **New Phytologist**, v.126, p.175-201, 1994.

JACOBSON, D. N. Locomotion of *Physarum polycephalum* amoebae is guided by a short range interaction with *E. coli*. **Experimental Cell Research**, v.125, p.441–452, 1980.

JOST, L., Entropy and diversity. **Oikos**, v.113, p.363-375, 2006.

JUSTUS, J.O.; MACHADO, M.L.A.; FRANCO, M.S.M. Geomorfologia. In: **Levantamento de Recursos Naturais v33: Folha SH-22 Porto Alegre e Parte das Folhas SH-21 Uruguaiana e SI-22 Lagoa Mirim**, p.313-404, 1986.

KILPATRICK, D. C.; STRILING, J.C. Glycosidases from the culture medium of *Physarum polycephalum*. **Biochemical Journal**, v.161, p.149–150, 1977.

KEVENIG, J. L.; LIU, E. H. Carboxymethyl Cellulase Activity in the myxomycetes *Physarum polycephalum*. **Mycologia**, v.73, n.6, p.1085-1091, 1981.

KALYANASUNDARAM, I. A positive ecological role for tropical myxomycetes in association with bacteria. **Systematics and Geography of Plants**, v.74, p.239–242, 2004.

KILGORE, C. M.; Keller, H. W.; Ely, J. S. Aerial reproductive structures of vascular plants as a microhabitat for myxomycetes. **Mycologia**, v.101, n.3, p.305-319, 2009.

KO KO T. W.; ROSING W. C.; KO KO Z. Z. W.; STEPHENSON S. L. Myxomycetes of Myanmar. **Sydowia**, v.65, p.267–276, 2013

KO KO, T. W.; TRAN, H. T. M.; STEPHENSON, S. L.; MITCHELL, D. W.; ROJAS, C.; HYDE, K. D. Myxomycetes of Thailand. **Sydowia**, v.62, p.243 – 260, 2010.

KÖNIG, F.; GONÇALVES, C. E. P.; AGUIAR, A. R.; SILVA, A. C. F. Pampa biome: interactions between microorganisms and native plant species. **Revista de Ciências Agrárias**, v.37, p.3–9. 2014.

KRETZSCHMAR, M.; KUHNT, A.; BONKOWSKI, M.; FIORE-DONNO, A. M. Phylogeny of the Highly Divergent Echinosteliales (Amoebozoa). **The Journal of Eukaryotic Microbiology**, doi: 10.1111/jeu.12289, 2015.

LAAKSONEN, M.; MURDOCH, K.; SIITONEN, J.; VÁRKONYI, G. Habitat associations of *Agathidium pulchellum*, an endangered old-growth forest beetle species living on slime moulds. **Journal of Insect Conservation**, v.14, p.89–98, 2010.

LADO, C. **An online nomenclatural information system of Eumycetozoa**. Real Jardín Botánico, CSIC. Madrid, Spain. <<http://www.nomen.eumycetozoa.com>>, 2016.

LADO, C.; ESTRADA-TORRES, A.; STEPHENSON, S. L.; WRIGLEY DE BASANTA, D.; SCHNITTLER, M. Biodiversity assessment of myxomycetes from two tropical forest reserves in Mexico. **Fungal Diversity**, v.12, p.67–110, 2003.

LADO, C.; MOSQUERA, J.; BELTRÁN-TEJERA, E. *Cribraria zonatispora*, development of a new myxomycetes with unique spores. **Mycologia**, v.91, n.1, p.157–165, 1999.

LADO, C., ESTRADA-TORRES, A., STEPHENSON, S. L. Myxomycetes collected in the first phase of north-south transect of Chile. **Fungal Diversity**, v.25, p.81–101, 2007.

LADO, C.; WRIGLEY DE BASANTA, D. A Review of Neotropical Myxomycetes (1828-2008). **Anales del Jardín Botánico de Madrid**, v.65, p.211-254, 2008.

LADO, C.; WRIGLEY DE BASANTA, D.; ESTRADA-TORRES, A. Biodiversity of myxomycetes from the Monte Desert of Argentina. **Anales del Jardín Botánico de Madrid**, v.68, p.61–95, 2011.

LADO, C.; WRIGLEY DE BASANTA, D.; ESTRADA-TORRES, A.; STEPHENSON, S. L. The biodiversity of myxomycetes in Central Chile. **Fungal Diversity**, v.59, p.3–32, 2013.

LADO, C.; WRIGLEY DE BASANTA, D.; ESTRADA-TORRES, A.; GARCÍA-CARVAJAL, E. Myxomycetes diversity in the Patagonian Steppe and bordering areas in Argentina. **Anales del Jardín Botánico de Madrid**, v.71, n.1, e006, 2014.

LADO, C.; PANDO, F. **Flora Mycologica Ibérica, vol. 2. Myxomycetes, I. Ceratiomyxales, Echinosteliales, Liceales, Trichiales**. J. Cramer & CSIC, Stuttgart, 1997.

LATTY, T.; BEEKMAN, M. Food quality affects search strategy in the acellular slime mould, *Physarum polycephalum*. **Behavioral Ecology**, v.20, n.6, p.1160-1167, 2009.

LEMOS, D. B. N.; AGRA, L. A. N. N.; IANUZZI, L.; BEZERRA, M. F. A.; CAVALCANTI, L. H. Co-existence of myxomycetes and beetles in a Atlantic Rainforest remnant of Pernambuco, Brazil, with emphasis on staphylinids (Coleoptera: Staphylinidae). **Journal of Natural History**, v.44, p.1365–1376, 2010.

LISTER, A. **A monograph of the Mycetozoa**. 3rd edition. London, British Museum of Natural History, 1925.

LONSDALE, D.; PAUTASSO, M.; HOLDENRIEDER, O. Wood-decaying fungi in the forest: conservation needs and management options. **European Journal of Forest Research**, v.127, p.1–22, 2008

MACARTHUR, R.H. On the relative abundance of bird species. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v.43, p.293-295, 1957.

MACIEL, C, G, MILANESI , P. M., PIVETA , G., ANTONIOLLI , Z. I. STEFFEN, G. P. K., SILVEIRA, A. O. Occurrence of macroscopic fungi in different forest types in the Forestry Research Centre (FEPAGRO), Santa Maria, RS, Brazil. **Scientific Electronic Archives**, v.8, n.2, p.34–41, 2015.

MADELIN, M.F. Myxomycete data of ecological significance. **Transactions of the British Mycological Society**, v.83, p.1-19, 1986.

MAGURRAN A.E., **Measuring biological diversity**. Oxford, Blackwell Publishing, 2004.

MACABAGO, S. A.; DELA CRUZ, T. E. Preservation and extracellular enzyme production of myxomycetes from Lubang Island, Occidental Mindoro, Philippines. **Philippine Science Letters**, v.7, n.2, p.331-336, 2014.

MAIA, L. C., CARVALHO JR, A. A. 2015. **Fungos in Lista de Espécies da Flora do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB128437>>. Acesso em: 27 Jul. 2015.

MAIMONI-RODELLA, R., GOTTSBERGER, G. Myxomycetes from the forest and the cerrado vegetation in Botucatu, Brazil: a comparative ecological study. **Nova Hedwigia**, v.34, p.207-246, 1980.

MANDELBROT, B. B. **The fractal geometry of nature**. W. H. Freeman, San Francisco CA. 1982.

MARTIN G. W.; ALEXOPOULOS C.J. **The Myxomycetes**. Iowa City, University of Iowa Press, 1969.

MARTIN, G. W.; ALEXOPOULOS, C. J., Farr, M. L. **The Genera of Myxomycetes**. Iowa City, University of Iowa Press. 1983.

MORISITA, M. $I\sigma$ - Index, a measure of dispersion of individuals. **Researches on Population Ecology**, v.4, p.1-7, 1962.

MOTOMURA, I. On the statistical treatment of communities. **Zoological Magazine**, v.44, p.379-383, 1932.

MUBARAK ALI, N. M.; KALYANASUNDARAM, I. Amylase as an extracellular enzyme from plasmodia of myxomycetes. **Mycological Research** v.95, n.7, p.885–896, 1991.

NANNENGA-BREMEKAMP, N. E. **A guide to temperate Myxomycetes**. Bristol, Biopress Limited. 1991.

NANNENGA-BREMELAMP, N. E.; YAMAMOTO, Y. 1987. Additions to the myxomycetes of Japan. III. **Proceedings of Koninklijke Nederlandse Akademie van Wetenschappen C.**, v.90, p.311–349.

NDIRITU G.G.; SPIEGEL F.W.; STEPHENSON, S.L., Distribution and ecology of the assemblages of myxomycetes associated with major vegetation types in Big Bend National Park, USA. **Fungal Ecology**, v.2, p.168-183, 2009.

NOVOZHILOV, Y. K.; SCHNITTLER, M. Myxomycete diversity and ecology in arid regions of the Great Lake Basin of western Mongolia. **Fungal Diversity**, v.30, p.97-119, 2008.

NOVOZHILOV, Y. K.; SCHNITTLER, M.; ERASTOVA, D. A.; OKUN, M. V.; SHCHEPIN O. N.; HEINRICH, E. Diversity of nivicolous myxomycetes of the Teberda State Biosphere Reserve (Northwestern Caucasus, Russia). **Fungal Diversity**, v.59, p.109–130, 2013.

NOVOZHILOV, Y. K.; SCHNITTLER, M.; ZEMLIANSKAIA, I. V.; FEFELOV, K. A. Biodiversity of plasmodial slime moulds (Myxogastria): measurement and interpretation. **Protistology**, v.1, n.4, p.161–178, 2000.

NOVOZHILOV, Y. K.; SCHNITTLER, M.; STEPHENSON, S. L. Myxomycetes of the Taimar Peninsula (north-central Siberia). **Karstenia**, v.39, p.77-97.

NOVOZHILOV, Y. K.; ZEMLYANSKAIA, I. V.; SCHNITTLER, M.; STEPHENSON, S. T. Myxomycetes diversity and ecology in the arid regions of the Lower Volga River Basin (Russia). **Fungal Diversity** v.23, p.193-241.

ROLLINS, A. W.; STEPHENSON, S. L. Myxomycetes associated with grasslands of the western central United States. **Fungal Diversity**, v.59, p.147-158, 2012.

RONDON NETO, R.M.; WATZLAWICK, L.F.; CALDEIRA, M.V.W.; SCHOENINGER, E.R. Análise florística e estrutural de um fragment de floresta ombrófila mista montana, situada em Criúva, RS – Brasil. **Ciências Florestais, Santa Maria**, v.12, p.29-37, 2002.

NOVOZHILOV, Y. K.; MITCHELL, D. W.; OKUN, M. V.; SHCHEPIN, O. N. New species of *Diderma* from Vietnam. **Mycosphere**, v.5, p.554-564, 2014.

NOVOZHILOV, Y. K.; ZEMLIANSKAIA, I. V.; SCHNITTLER, M.; STEPHENSON, S. L. Myxomycete diversity and ecology in the arid regions of the Lower Volga River Basin (Russia). **Fungal Diversity**, v.23, p.193-241, 2006.

OGATA, N.; RICO-GRAY, V.; NESTEL, D. Abundance, richness, and diversity of myxomycetes in a neotropical forest ravine. **Biotropica**, v.28, p.627–635, 1996.

OKSANEN, J.; BLANCHET, F.G.; KINDT, R.; LEGENDRE, P.; MINCHIN P.R.; O'HARA, R.B.; SIMPSON, G.L.; SOLYMOS, P.; STEVENS, M.H.H.; WAGNER, H. vegan: Community Ecology Package. – R package version 2.3-4. <<http://CRAN.R-project.org/package=vegan>>, 2016.

OLIVEIRA, A.A.B.; RIBEIRO, A.G. Uso Potencial da Terra: Climatologia. In: **Levantamento de Recursos Naturais v33: Folha SH-22 Porto Alegre e Parte das Folhas SH-21 Uruguaiana e SI-22 Lagoa Mirim**, p.757-776, 1986.

OLIVEIRA, M.L.A.A.; GRINGS, M.; RICHTER, F.S.; BACKERS, A.R. Composição, estrutura e fatores edáficos condicionantes da distribuição das espécies do componente arbóreo em floresta ribeirinha do rio Ibirapuitã, Bioma Pampa. **Iheringia Série Botânica**, v.70, .245-263, 2015.

OVERBECK, G. E.; JESKE-PIERUSCHKA, V.; SCHÜLER, L.; PILLAR, V. P.. Os Campos Sulinos: um bioma negligenciado. em: **Campos Sulinos**, Brasília/DF, MMA, 2009

PARENTE, A. A. **Myxomycetes ocorrentes em microhabitats especiais na Floresta Atlântica do Nordeste do Brasil**. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Pernambuco, 2006.

PIROLA, A., CREDARO, V. Tentativo di inquadramento sinecologico di mixomiceti italiani. **Notiziario della Societa' Italiana di Fitosociologia**, v.10, p.111-130,1975.

PÔRTO, K. C. **Myxomycetes da mata de Dois Irmãos, Recife – Pernambuco**. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal Rural de Pernambuco, 1982.

POULAIN, M.; MEYER, M.; BOZONNET, J. **Les Myxomycètes**. Suíça, FMBDS. 2011.

PRESTON, F.W. The commonness, and rarity, of species. **Ecology**, v.29, p.254-283, 1948.

R CORE TEAM, R: **A language and environment for statistical computing**. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. <<http://www.R-project.org/>>, 2015.

RAPER, K. B. **The Dictyostelids**. Princeton University Press. Princeton, New Jersey. 1984.

REVELL, L. J. phytools: Phylogenetic Tools for Comparative Biology (and Other Things) – R package version 0.5-64. <<http://CRAN.R-project.org/package=phytools>>. 2016.

RIBEIRO, M.C.; MARTENSEN, A.C.; METZGER, J.P.; TABARELLI, M.; SCARANO, F.; FORTIN, M.J. The Brazilian Atlantic Forest: A Shrinking Biodiversity Hotspot. In: Zachos, F. E., Habel, J. C. (eds.) **Biodiversity Hotspots: Distribution and Protections of Conservation Priority Areas**. Springer, p. 405-434, 2011.

RODRIGUES, C.L.M.; GUERRERO, R.T. Myxomycetes do Morro Santana, Porto Alegre, Rio Grande do Sul. **Boletim do Instituto de Biociências**, v.45, p.1-102, 1990.

ROJAS C.; STEPHENSON, S. L.; VALVERDE, R.; ESTRADA-TORRES, A. A biogeographical evaluation of high-elevation myxomycete assemblages in the Northern Neotropics. **Fungal Ecology**, v.5, n.2, p.99-113, 2012.

ROJAS, C., STEPHENSON, S. L. Distribution and ecology of myxomycetes in the high-elevation oak forests of Cerro Bellavista, Costa Rica. **Mycologia**, v.99, n.4, p.534-543, 2007

ROJAS, C., STEPHENSON, S. L., HUXEL, G. R. Macroecology of high-elevation myxomycetes assemblages in the northern Neotropics. **Mycological Progress**, v.10, n.4, p.423-437, 2011..

ROJAS, C.; STEPHENSON, S. L. Myxomycete ecology along an elevation gradient on Cocos Island, Costa Rica. **Fungal Diversity**, v.29, p.117–127, 2008.

ROJAS, C.; STEPHENSON, S. L. Effect of forest disturbance on myxomycete assemblage in the southwestern Peruvian Amazon. **Fungal Diversity**, v.59, p.45–53, 2013.

ROJAS, C.; VALVERDE, R. Ecological patterns of lignicolous myxomycetes from two different forest types in Costa Rica. **Nova Hedwigia**, v.101, p.21-34, 2015.

ROLLINS, A. W.; STEPHENSON, S. L. Myxomycetes associated with grasslands of the western central United States. **Fungal Diversity**, v.59, p.147-158, 2012.

RONDON NETO, R. M.; WATZLAWICK, L. F.; CALDEIRA, M. V. W.; SCHOENINGER, E. R. Análise florística e estrutural de um fragmento de floresta ombrófila mista montana, situado em Criúva, RS. **Ciência Florestal**, v.12, n.1, p.29 – 37, 2002.

ROSS, I. K. The Stemonitomycetidae, a New Subclass of Myxomycetes. **Mycologia**, v.65, n.2, p.477-485, 1973.

RUFINO, M. U. L.; CAVALCANTI, L.H. Alterations in the lignicolous myxomycetes biota over two decades at the Dois Irmãos. **Fungal Diversity**, v.24, p.159-171, 2007.

SCHLIEP, K.; PARADIS, E.; MARTINS, L. O.; POTTS, A.; WHITE, T. W.; STACHNISS, C.; KENDALL, M. phangorn: Phylogenetic Analysis in R. – R package version 2.1.1. < <http://CRAN.R-project.org/package=phangorn>>. 2016.

SCHNITTLER, M. Ecology and biogeography of Myxomycetes. PhD Thesis. 2000.

SCHNITTLER, M. Follicolous liverworts as a microhabitat for Neotropical Myxomycetes. **Nova Hedwigia**, v.72, p.259–270, 2001.

SCHNITTLER, M. Ecology of Myxomycetes of a Winter-Cold Desert in Western Kazakhstan. **Mycologia**, v.93, p.653-669, 2001.

SCHNITTLER, M.; ERASTOVA, D. A.; SHCHEPIN, O. N.; HEINRICH, E.; NOVOZHIOV, Y. K. Four years in the Caucasus – observations on the ecology of nivicolous myxomycetes. **Fungal Ecology**, v.14, p.105–115, 2015.

SCHNITTLER, M., UNTERSEHER, M., PFEIFFER, T., NOVOZHILOV, Y. K., FIORE-DONNO, A. M. Ecology of sandstone ravine myxomycetes from Saxonian Switzerland (Germany). **Nova Hedwigia**, v.90, p.277–302, 2010.

SCHNITTLER, M.; LADO, C.; STEPHENSON S.L. Rapid biodiversity assessment of a tropical myxomycete assemblage – Maquipucuna Cloud Forest Reserve, Ecuador. **Fungal Diversity**, v.9, p.135-167, 2002.

SCHNITTLER, M.;NOVOZHILOV, Y.K. The myxomycetes of boreal wood lands in Russia northern Karelia: a preliminary report. **Karstenia**, v.36, p.19-4, 1996.

SILVA, C. F.; CAVALCANTI, L. H. Myxobiota of the Brazilian Atlantic Forest - species on oil palm tree *Elaeis guineensis* Arecaceae. **Rodriguesia**, v.61, p.575-583, 2010.

SILVA, J.M.C.; CASTELETI, C.H., Status of the biodiversity of the Atlantic forest of Brazil. In: GALINDO-LEAL C.; CÂMARA IG. **The Atlantic Forest of South America: biodiversity status, threats, and outlook**. Washington, DC, Island Press, p.43-59, 2003.

STEPHENSON, S. L. Distribution and ecology of myxomycetes in temperate forests I. Patterns of occurrence in the upland forests of southwestern Virginia. **Canadian Journal of Botany**, v.66, p.2187–2207, 1988.

STEPHENSON, S. L. Distribution and ecology of myxomycetes in temperate forests II. Patterns of occurrence on bark surface of living trees, leaf litter and dung. **Mycologia**, v.81, p.608–621, 1989.

STEPHENSON, S. L. From morphology to molecular: studies of myxomycetes since the publication of the Martin and Alexopoulos (1969) monograph. **Fungal Diversity**, v.50, p.21–34, 2011.

STEPHENSON, S. L.; SCHNITTLER, M.; LADO, C. Ecological characterization of a tropical myxomycete assemblage— Maquipucuna Cloud Forest Reserve, Ecuador. **Mycologia**, v.96, p.488–497, 2004.

SUNHEDE, S., Studies on myxomycetes I. On the growth and ecology of the myxomycetes *Reticularia lycoperdon* Bull. **Svenska Botaniska Tidskrift**, v.67, p.172-176, 1973.

TAKAHASHI, K. Succession in myxomycete communities on dead *Pinus densiflora* wood in a secondary forest in southwestern Japan. **Ecological Research**, v.25, p.995–1006, 2010.

TAKAHASHI, K.; HADA, Y. Distribution of Myxomycetes on coarse woody debris of *Pinus densiflora* at different decay stages in secondary forests of western Japan. **Mycoscience**, v.50, p.253–260, 2009.

Takahashi, K; Hada, Y. Geographical distribution of myxomycetes on coniferous deadwood in relation to air temperature in Japan. **Mycoscience**, v.51, p.281–290, 2010.

TAKAHASHI, K. Myxomycetes distribution varies among leaf litter of different vegetation in a local secondary forest of warm-temperate western Japan. **Mycoscience**, v.54, p.368-377, 2013.

TEIXEIRA, M.B.; COURA NETO, A.B.; PASTORE, U.; RANGEL FILHO. Vegetação: as regiões fitoecológicas, sua natureza, e seus recursos econômicos, estudo fitogeográfico. In: **Levantamento de Recursos Naturais v33: Folha SH-22 Porto Alegre e Parte das Folhas SH-21 Uruguaiana e SI-22 Lagoa Mirim**, p. 541-619, 1986.

TENÓRIO, J. G.; BEZERRA, M. F. A.; COSTA, A. A. A.; CAVALCANTI, L. H. Mixobiota do Parque Nacional Serra de Itabaiana, SE, Brasil: Stemonitales. **Acta Botanica Brasilica**, v.23, p.644-656, 2009.

TIUNOV, A.V.; SEMENINA, E.E.; ALEKSANDROVNA, A.V.; TSURIKOV, S.M.; ANICHKIN, A.E.; NOVOZHILOV, Y.K., Stable isotope composition ($\delta(13)C$ and $\delta(15)N$ values) of slime molds: placing bacterivorous soil protozoans in the food web context. **Rapid Communications in Mass Spectrometry**, v.29, p.1465-1472, 2015.

TREWARTHA, G.T.; HORN, L.H. **An introduction to climate**, 5th edition. New York, McGraw Hill, 1980.

UKKOLA, T.; HÄRKÖNEN, M.; ZENG, Z. Myxomycetes of Hunan Province, China. I. **Annales Botanici Fennici**, v.38, p.305–328, 2001.

URICH, T. ET AL. Simultaneous Assessment of Soil Microbial Community Structure and Function through Analysis of the Meta-Transcriptome. **PLoS ONE**, v.3, e2527 doi:10.1371/journal.pone.0002527, 2008

VELOSO, H.P.; RANGEL-FILHO, A.L.R.; LIMA, J.C.A. **Classificação da vegetação brasileira adaptada a um sistema universal**. Rio de Janeiro, IBGE, 1991.

WHITTAKER, R.H. Dominance and diversity in land plant communities. **Science**, v.147, p.250-260, 1965.

WRIGLEY DE BASANTA, D.; LADO, C.; ESTRADA-TORRES, A.; STEPHENSON, S.L. Biodiversity of myxomycetes in subantarctic forests of Patagonia and Tierra del Fuego, Argentina. **Nova Hedwigia**, v.90, p.45-79, 2010.

XAVIER DE LIMA V.; CAVALCANTI L. H. Ecology of lignicolous myxomycetes in Brazilian Atlantic rain forest. **Mycological Progress**, v.14, 92, doi 10.1007/s11557-015-1115-2, 2015.

XAVIER DE LIMA V.; CAVALCANTI L.H., Diversity and ecology of Myxomycetes in the Pampa Biome, Brazil. **Nova Hedwigia**, doi: 10.1127/nova_hedwigia/2016/0360, 2016.

XAVIER DE LIMA V.; CAVALCANTI L.H. Second world record of *Metatrichia floripara* (Trichiaceae, Myxomycetes), found in Brazil. **Phytotaxa**, v.247, p.292-294, 2016.

ZIPF, G.K. **Human behavior and the principle of least effort**. New York, Addison-Wesley Press, 1949.

WRIGLEY DE BASANTA, D.; STEPHENSON, S. L.; ESTRADA-TORRES, A.; NIEVES-RIVERA, A. M. Lianas as a microhabitat for myxomycetes in tropical forests. **Fungal Diversity**, v.28, p.109–125, 2008.

WRIGLEY DE BASANTA, D.; LADO, C.; ESTRADA-TORRES, A.; STEPHENSON, S. L. Biodiversity of myxomycetes in subantarctic forests of Patagonia and Tierra del Fuego, Argentina. **Nova Hedwigia**, v.90, p.45–79, 2010.

APÊNDICE A – LISTA DE ESPÉCIES NA MATA ATLÂNTICA

Lista de espécies registradas no domínio morfoclimático da Mata Atlântica, baseada na revisão de 23 trabalhos e dados inéditos (ver seção 2.5). Nomenclatura de acordo com Lado (2016).

<i>Alwisia bombarda</i>	<i>D. verrucosporum</i>	<i>P. crateriformis</i>
<i>Arcyria affinis</i>	<i>Diachea leucpodia</i>	<i>P. decipiens</i>
<i>A. cinerea</i>	<i>D. silvaepluvialis</i>	<i>P. didermoides</i>
<i>A. corymbosa</i>	<i>Dictydiaethalium plumbeum</i>	<i>P. echinosporum</i>
<i>A. denudata</i>	<i>Diderma albocolumella</i>	<i>P. flavidum</i>
<i>A. ferrugínea</i>	<i>D. ochraceum</i>	<i>P. fulgens</i>
<i>A. globosa</i>	<i>D. circumdiscillens</i>	<i>P. galbeum</i>
<i>A. helvetica</i>	<i>D. deplanatum</i>	<i>P. globuliferum</i>
<i>A. incarnata</i>	<i>D. effusum</i>	<i>P. gyrosum</i>
<i>A. insignis</i>	<i>D. hemispaericum</i>	<i>P. hongkonguense</i>
<i>A. magna</i>	<i>D. rugosum</i>	<i>P. leucopus</i>
<i>A. major</i>	<i>D. sauteri</i>	<i>P. leucophaeum</i>
<i>A. minuta</i>	<i>D. stellulum</i>	<i>P. loratum</i>
<i>A. obvelata</i>	<i>Echinostelium apitectum</i>	<i>P. melleum</i>
<i>A. occidentalis</i>	<i>E. elachiston</i>	<i>P. mutabile</i>
<i>A. pomiformis</i>	<i>E. minutum</i>	<i>P. nicaraguense</i>
<i>Badhamia melanospora</i>	<i>Fuligo aurea</i>	<i>P. nucleatum</i>
<i>B. panicea</i>	<i>F. cinerea</i>	<i>P. oblatum</i>
<i>Ceratiomyxa fruticulosa</i>	<i>F. muscorum</i>	<i>P. ovisporum</i>
<i>C. morchella</i>	<i>F. septica</i>	<i>P. penetrale</i>
<i>C. sphaerosperma</i>	<i>Hemitrichia calyculata</i>	<i>P. pezizoideum</i>
<i>Clastoderma debaryanum</i>	<i>H. minor</i>	<i>P. polycephalum</i>
<i>C. pachypus</i>	<i>H. pardina</i>	<i>P. pulcherrimum</i>
<i>Collaria arcyrionema</i>	<i>H. serpula</i>	<i>P. pusillum</i>
<i>Comatricha elegans</i>	<i>L. muscorum</i>	<i>P. rigidum</i>
<i>C. laxa</i>	<i>L. scintillans</i>	<i>P. roseum</i>
<i>C. mirabilis</i>	<i>L. biforis</i>	<i>P. stellatum</i>
<i>C. nigra</i>	<i>L. clarkia</i>	<i>P. sulphureum</i>

<i>C. pulchelloides</i>	<i>L. erecta</i>	<i>P. tenerum</i>
<i>C. pulchella</i>	<i>L. floriformis</i>	<i>P. vernum</i>
<i>C. tenerrima</i>	<i>L. kleistobolus</i>	<i>P. viride</i>
<i>Craterium aureum</i>	<i>L. operculata</i>	<i>Reticularia intermedia</i>
<i>C. leucocephalum</i>	<i>L. pedicelata</i>	<i>Reticularia lycoperdon</i>
<i>C. paraguayense</i>	<i>Lycogala conicum</i>	<i>Stemonaria fuscoides</i>
<i>Cribraria argilaceae</i>	<i>L. epidendum</i>	<i>S. irregulares</i>
<i>C. aurantiaca</i>	<i>L. exiguum</i>	<i>S. laxa</i>
<i>C. cancellata</i>	<i>Macbrideola cornea</i>	<i>S. longa</i>
<i>C. confusa</i>	<i>M. decapillata</i>	<i>Stemonitis axifera</i>
<i>C. intricate</i>	<i>M. martinii</i>	<i>S. flavogenita</i>
<i>C. languescens</i>	<i>M. scintillans</i>	<i>S. fusca</i>
<i>C. lepida</i>	<i>Metatrichia floriformis</i>	<i>S. herbatica</i>
<i>C. microcarpa</i>	<i>M. floripara</i>	<i>S. lignicola</i>
<i>C. minutissima</i>	<i>M. vesparia</i>	<i>S. pallida</i>
<i>C. mirabilis</i>	<i>Oligonema schweinitzii</i>	<i>S. splendens</i>
<i>C. splendens</i>	<i>Paradiacheopsis rigida</i>	<i>S. virginiensis</i>
<i>C. tenella</i>	<i>P. solit�aria</i>	<i>Stemonitopsis aequalis</i>
<i>C. violacea</i>	<i>Perichaena calogei</i>	<i>S. hyperopta</i>
<i>C. vulgaris</i>	<i>P. chrysoesperma</i>	<i>S. reticulospora</i>
<i>Didymium anellus</i>	<i>P. corticalis</i>	<i>S. subcaespitosa</i>
<i>D. bahiensis</i>	<i>P. depressa</i>	<i>S. typhina</i>
<i>D. clavus</i>	<i>P. pedata</i>	<i>Symphytocarpus amaurochaetoides</i>
<i>D. columellacavum</i>	<i>P. vermicularis</i>	<i>S. confluens</i>
<i>D. difforme</i>	<i>Physarella oblonga</i>	<i>Trichia affinis</i>
<i>D. dubium</i>	<i>Physarum album</i>	<i>T. favoginea</i>
<i>D. flexuosum</i>	<i>P. auriscalpium</i>	<i>T. lutescens</i>
<i>D. iridis</i>	<i>P. bivalve</i>	<i>T. verrucosa</i>
<i>D. melanosporum</i>	<i>P. bogoriense</i>	<i>Tubifera dimorphoteca</i>
<i>D. minor</i>	<i>P. cinereum</i>	<i>T. ferruginosa</i>
<i>D. nigripes</i>	<i>P. citrinum</i>	<i>T. microsperma</i>
<i>D. squamulosum</i>	<i>P. compressum</i>	<i>Willkommangea reticulata</i>
