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

KATIENE LIMA DA SILVA

FUNGOS ASSOCIADOS A ANUROS EM REMANESCENTES DE MATA ATLÂNTICA DO NORDESTE DO BRASIL

RECIFE
2021

KATIENE LIMA DA SILVA

FUNGOS ASSOCIADOS A ANUROS EM REMANESCENTES DE MATA ATLÂNTICA DO NORDESTE DO BRASIL

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

Área de Concentração: Taxonomia e Ecologia de Fungos

Orientador: Patricia Vieira Tiago
Co-orientador: Roger Fagner Ribeiro Melo

RECIFE
2021

Catalogação na Fonte:

Bibliotecário Bruno Márcio Gouveia, CRB-4/1788

Silva, Katiene Lima da
Fungos associados a anuros em remanescentes de Mata Atlântica do Nordeste doBrasil / Katiene Lima da Silva - 2021.

88 f. : il.

Orientadora; Patrícia Vieira Tiago
Coorientadora: Roger Fagner Ribeiro Melo.
Dissertação (mestrado) – Universidade Federal de Pernambuco. Centro de Biociências. Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos, 2021.
Inclui referências.

1. Fungos. 2. Anfíbios. 3. Mata Atlântica. I. Tiago, Patrícia Vieira(orientador). II. Melo, Roger Fagner Ribeiro (coorientadora). III. Título.

579.5 CDD (22.ed.) UFPE/CB-009-2022

KATIENE LIMA DA SILVA

FUNGOS ASSOCIADOS A ANUROS EM REMANESCENTES DE MATA ATLÂNTICA DO NORDESTE DO BRASIL

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

APROVADA EM: 25 /02/2021

BANCA EXAMINADORA

_____

Profª. Drª. Patricia Vieira Tiago (Orientadora)
Universidade Federal de Pernambuco

_____

Prof. Dr. André Luiz C. M. de A. Santiago (Examinador Interno)
Universidade Federal de Pernambuco

_____

Prof. Dr. Geraldo Jorge Moura (Examinador Interno)
Universidade Federal Rural de Pernambuco

Dedico esse trabalho a Deus,
Aos meus pais, meu marido
e todos os que me ajudaram
ao longo desta caminhada.

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus por ter passado por mais essa etapa e por cada pedra no caminho. Por ter me dado paciência, durante os momentos de desespero e ansiedade. Pela proteção a cada ida ao campo.

Aos meus pais, Arlindo e Lenita, por cada ano que passamos juntos, por cada dificuldade enfrentada, pela alegria a cada conquista e pelo amor que nos une. Pelo ensinar de cada palavra, cada cuidado, cada gesto de amor, por todo o esforço e foco na minha educação. Pois sozinha, essa caminhada não seria nada. A toda minha família que oram por mim, e ficam felizes com minhas conquistas.

Agradeço também a meu marido Arcy Alves, pela compreençao em momento de estresse, por cada conversa acolhedora e ajuda quando precisei, e por também todas as vezes em que não acreditei em mim e você esteve lá.

À meus amigos Wanderson Moura, Isadora Tavares, Evelyn Rodrigues, Helton Santana, por dividir comigo o peso desses longos anos na universidade e pós graduação. Obrigada por compartilhar conhecimentos, ideias por cederem seus minutos e às vezes até horas, do tempo corrido de vocês de estudos e dedicação, e terem se tornado minha segunda família.

Ao laboratório de estudos Herpetológicos e Paleoherpetológicos da UFRPE-LEHP e toda equipe. Ao querido, Profº Drº Geraldo Jorge Barbosa de Moura, pela confiança. Por abrir portas e por proporcionar o meu despertar para o mundo incrível da Herpetologia.

Ao querido Profº Drº Roger Fagner Ribeiro Melo, que me acompanhou durante toda etapa desse projeto, e me proporcionou a oportunidade de realizar este trabalho. Sua contribuição é essencial para a concretização de todas as pesquisas desenvolvidas neste Programa de pós-graduação. Agradeço por todos os ensinamentos compartilhados de forma admirável, dedicação, paciência, amizade e por me guiar nos primeiros passos da pós-graduação. O mundo da micologia é incrível. Meus agradecimentos.

A querida e meiga Profº Drº Patricia Vieira Tiago. Obrigada pela confiança, por me aceitar e por me atender com paciência todas as vezes que bati em sua porta. Pela orientação prestada, pelo seu incentivo, disponibilidade e apoio que sempre demonstrou. Aqui lhe exprimo a minha gratidão.

Agradeço ao laboratório de fungos fitopatogênicos - UFPE ao qual eu frequento e a todas boas amizades que me fizeram crescer e aprender muito durante todo esse tempo de convívio.

Ao laboratório de biologia molecular UFPE, pelo apoio a análises dos fungos, em especial a minha querida amiga Profº Drº Marcela Alves, que dedicou um espaço de seu tempo para me ensinar obrigado por toda ajuda concedida. Meu muito obrigada.

Aos gestores em especial ao coordenador Gladstone Silva por toda ajuda e dedicaçao durante esse período para concretização desse sonho.

À toda equipe da secretaria. Em especial ao querido Leornado Gomes que durante a pandemia estava sempre atento e pronto a ajudar mesmo a distancia. Agradeço por me acalmar nos momentos de aflições e me orientar de forma expetacular em cada etapa. Meus agradecimentos.

Agradeço a estação ecológica em tapacura, parque eólico em Garanhuns e jardim botânico em Recife que abriu as portas para que eu pudesse desenvolver minhas pesquisas, agradeço o apoio concedido.

ÀO CNPQ e CAPES pelo apoio financeiro concedido que possibilitou a realização dessa pesquisa.

Aos membros da banca, aos presentes na minha defesa, aos professores da UFPE pela confiança e colaboração.

E a todos que de forma indireta também me ajudaram para a conclusão deste trabalho, só tenho a agradecer a Deus por pessoas incríveis que cruzaram a minha vida e me marcaram.

À todos vocês, meus sinceros agradecimentos!

RESUMO

A Mata Atlântica é um dos biomas mais diversos em formas de vida e interações ecológicas, abrigando milhares de espécies que coexistem em diferentes intervalos de nicho e estratégias de vida. Algumas espécies têm se mostrado mais suscetíveis ao risco de extinção, devido a diversos fatores. Os anfíbios, sobretudo os anuros, estão entre os animais que mais sofrem com modificações ambientais. Muitos microhábitats utilizados por anuros são co-habitados por fungos, e estes desempenham associação, sobretudo no transporte de propágulos, mas a natureza desta interação permanece pouco conhecida. Como o primeiro esforço em direção ao conhecimento da interação fungos-anuros, o presente estudo teve como objetivo inventariar a micobiota associada a anuros em áreas da Mata Atlântica de Pernambuco, acessando a composição e a diversidade de espécies e avaliando a relação entre esta parâmetros e o grupo taxonômico do animal, seu hábitat e sua área de ocorrência. A amostragem foi realizada em três áreas: Estação Ecológica do Tapacurá (São Lourenço da Mata), no Jardim Botânico do Recife, e em Ventos de Santa Brígida (Garanhuns), todas em Pernambuco, Nordeste do Brasil. Para a localização dos anuros, foram realizadas quatro saídas a campo entre Julho e dezembro de 2018, nos períodos de seca e chuva. Foram feitas coletas ativas durante seis meses de amostragem, com esforço amostral de quatro horas, percorrendo as trilhas pré formadas. Assim que o animal era capturado, passou-se delicadamente um swab umedecido com uma solução salina por todo seu corpo, e em seguida o animal era solto. Cada swab foi separado em um tubo de 1,5 mL para posterior isolamento, em meio de cultura Batata Dextrose Ágar (BDA) acrescido de antibióticos. O cultivo de cada amostra foi realizado em triplicata. Foram coletadas amostras biológicas de 39 indivíduos, distribuídos em 14 espécies. Hylidae foi a família mais representativa (seis espécies). *Adenomera hylaedactyla* foi o anuro mais frequente. *Boana albomarginata* foi o anuro que apresentou maior taxa de ocorrências de fungos cultiváveis, assim como a micobiota rica. O grupo taxonômico dos anuros não é um parâmetro significativo para a composição da micobiota, a qual mostrou-se mais sensível ao hábitat dos animais, havendo relativo determinismo da micobiota entre anuros terrestres e arborícolas. Foram registrados fungos alocados em 102 grupos dentre as 281 ocorrências, incluindo gêneros, morfoespécies e espécies. *Penicillium* foi o gênero mais frequente e rico. Representantes de *Aspergillus* e de fungos acremonioides são mais comuns em rãs arborícolas do que em sapos terrestres.

Espécies de *Trichoderma*, *Fusarium*, *Cladosporium* e de fungos leveduriformes foram também frequentes nas amostragens. A micobiota dos anuros é rica e diversa, e inclui fungos com conhecido potencial, seja para sua utilização ou para o seu controle.

Palavras-chave: Fungos; Zoocóricos; Lissamphibia.

ABSTRACT

The Atlantic Forest is one of the most diverse biomes, both in life forms and ecological interactions, housing thousands of species that coexist in different niche breadths and life strategies. Some species have been shown to be more susceptible to the risk of extinction, due to several factors. Amphibians, especially anurans, are among the animals that suffer most from environmental changes. Many microhabitats used by anurans are co-inhabited by fungi, and these play an association, especially in the propagation of propagules, but the nature of this interaction remains unclear. As the first effort towards the knowledge of the anuran-fungi interaction, the present study aimed to access the funga associated with anurans in areas of the Atlantic Forest of Pernambuco, accessing the composition and diversity of species and evaluating the relationship between this parameters and the taxonomic group of the animal, its habitat and its area of occurrence. Sampling was carried out in three areas: Estação Ecológica do Tapacurá (São Lourenço da Mata), in the Recife Botanical Garden, and in Ventos de Santa Brígida (Garanhuns), all in Pernambuco, Northeastern Brazil. For frogs localization, four field trips were carried out between July and December 2018, during periods of drought and rain. Active collections were made during six months of sampling, with a sampling effort of four hours, covering the pre-formed trails. As soon as the animal was captured, a swab moistened with a saline solution was gently passed over its entire body, and then the animal was released. Each swab was separated into a 1.5 mL tube for subsequent isolation in a Potato Dextrose Agar (PDA) culture medium with antibiotics. The cultivation of each sample was carried out in triplicate. Biological samples were collected from 39 individuals, distributed in 14 species. Hylidae was the most representative family (six species). *Adenomera hylaedactyla* was the most frequent frog. *Boana albomarginata* was the anuran with the highest occurrence rate of cultivable fungi, as well as the richest funga. The taxonomic group of anurans is not a significant parameter for fungal composition, which was more sensitive to the animals habitat, with a relative determinism of mycobiota between terrestrial and arboreal anurans. Fungi were recorded in 102 groups among 281 occurrences, including genera, morphospecies and species. *Penicillium* was the most frequent and richest genus. Representatives of *Aspergillus* and acremonioid fungi are more common in tree frogs than in terrestrial frogs.

Species of *Trichoderma*, *Fusarium*, *Cladosporium* and yeast fungi were also frequent in the samples. The anuran funga is rich and diverse, and includes fungi with known potential, either for their use or for their control.

Keywords: Lissamphibia; Zoochoric; Fungi.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1- Espécies de anuros registradas nas áreas de Mata Atlântica visitadas, as quais tiveram indivíduos utilizados nas análises microbiológicas 37

Figura 2- Parâmetros quantitativos das comunidades de fungos associados a anuros em áreas de Mata Atlântica do Nordeste do Brasil: a. Número de ocorrências (N) e de morfo-espécies (S) de fungos em anuros de diferentes espécies; b. Taxa de ocorrências e de riqueza de fungos em anuros de diferentes espécies, considerando o número de animais estudados 40

Figura 3- Proporção entre o número de ocorrências de fungos cultiváveis associados a anuros em um gradiente borda-centro em áreas de Mata Atlântica do Nordeste do Brasil..... 41

Figura 4- Comparação entre o número de ocorrências de fungos cultiváveis associados a anuros em áreas de Mata Atlântica do Nordeste do Brasil em diferentes épocas do ano 41

Figura 5- Micobiota associada a *Adenomera hylaedactyla* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos 43

Figura 6- Micobiota associada a *Boana albomarginata* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos 44

Figura 7- Micobiota associada a *Boana crepitans* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos..... 45

Figura 8- Micobiota associada a *Dendropsophus decipiens* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos 46

Figura 9- Micobiota associada a *Dendropsophus minutus* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos 47

Figura 10- Micobiota associada a *Dendropsophus nanus* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos..... 48

Figura 11- Micobiota associada a *Leptodactylus mystaceus* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos 49

Figura 12- Micobiota associada a *Leptodactylus troglodytes* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos 50

Figura 13- Micobiota associada a *Leptodactylus vastus* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos..... 51

Figura 14- Micobiota associada a *Phytecopus nordestinus* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos 52

Figura 15- Micobiota associada a *Pristimantis ramagii* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos 53

Figura 16- Micobiota associada a *Rhinella granulosa* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos 54

Figura 17- Micobiota associada a *Rhinella jimi* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos 55

Figura 18- Micobiota associada a *Scinax pachycrus* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos 56

Figura 20- Similaridade entre a composição de fungos associados a anuros de diferentes famílias em áreas de Mata Atlântica do Nordeste do Brasil. As linhas destacam a similaridade entre espécies do mesmo gênero..... 57

Figura 21- Similaridade entre a composição de fungos associados a anuros de diferentes hábitats em áreas de Mata Atlântica do Nordeste do Brasil. As linhas demarcam a área de dispersão multidimensional das dados observados nos diferentes grupos 58

Figura 22- Ocorrências de fungos de diferentes grupos em anuros da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil 62

Figura 23- Ocorrências de fungos associados a anuros em áreas de Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, classificados em morfo-espécies 63

LISTA DE TABELAS

Tabela1- Espécies de anuros registradas nas áreas de Mata Atlântica visitadas, as quais tiveram indivíduos utilizados nas análises microbiológicas. (JB= Jardim Botânico do Recife, GR= Garanhuns, TP= Tapacurá, LC= *Least concern*, DD= *Data deficient*, IUCN= International Union for Conservation of Nature)……. 36

Tabela2- Ocorrências (N) e riqueza (S), absolutos e relativos, de fungos associados a anuros em áreas de Mata Atlântica de Pernambuco. Os valores destacados são discutidos (a = anuros, f = fungos, N= número de ocorrências, S= riqueza específica, H′= índice de diversidade de Shannon)..... 38

Tabela3- Ocorrência de fungos associados a anuros com hábito terrestre e arborícola em áreas de Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, incluindo a probabilidade, dentro da significância estabelecida, de descartar a hipótese nula de que não há diferença estatística entre os hábitos (marcados com *)..... 58

Tabela4- Fungos associados a anuros em áreas de Mata Atlântica do Nordeste do Brasil..... 59

LISTA DE ABREVIATURAS

A- hyl= Adenomera hylaedactyla;

B- alb= Boana albomarginata;

B- cre= Boana crepitans;

D- dec= Dendropsophus decipiens;

D- min= Dendropsophus minutus;

D- nan= Dendropsophus nanus;

L- mys= Leptodactylus mystaceus;

L- tro= Leptodactylus troglodytes;

L- vas= Leptodactylus vastus;

P- nor= Pithecopus nordestinus;

P- ram= Pristimantis ramagii

R- gra= Rhinella granulosa

R- Jim= Rhinella jimi

S- pac= Scinax pachychrus

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO 19
2 REVISÃO DE LITERATURA.....21
2.1 Mata atlântica 21
2.2 Características gerais dos anuros 21
2.3 Fungos associados a vertebrados.....23
2.3.1 Aspergilose 23
2.3.2 Mucormicose 24
2.3.3 Candidíases.....25
2.3.4 Criptococose 26
2.3.5 Infecções por fungos melanizados 26
2.3.6 Coccidioidomicose 27
2.3.7 Histoplasmose 27
2.3.8 Paracoccidioidomicose 28
2.3.9 Síndrome do nariz branco de morcego 28
2.3.10 Microsporum canis em gatos 28
2.3.11 Infecção por Sporothrix brasiliensis em gatos 29
2.4 Quitridiomicese causada por *Batrachochytrium dendrobatidis* 29
3 METODOLOGIA 31
3.1 Área de coleta 31
3.2 Coleta e isolamento 31
3.3 Extração, amplificação e sequenciamento de DNA 32
3.4 Análise de dados.....34
4 ANÁLISE E DISCUSSÃO DOS DADOS.....36
4.1 Parâmetros estruturais das comunidades de fungos associados a anuros 36
4. 2 Micobiota dos anuros da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil 41
4. 3 Fungos associados a anuros da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil 58
4.3.1 Penicillium associados a anuros da Mata Atlântica de Pernambuco 64
4.3.2 Aspergillus associados a anuros da Mata Atlântica de Pernambuco.....64
4.3.3 Trichoderma associados a anuros da Mata Atlântica de Pernambuco 66
4.3.4 Fusarium associados a anuros da Mata Atlântica de Pernambuco 67
4.3.5 Fungos zigospóricos associados a anuros da Mata Atlântica de Pernambuco.....68

4.3.6 Fungos acremoniodes associados a anuros da Mata Atlântica de Pernambuco.....69
4.3.7 Fungos demáceos associados a anuros da Mata Atlântica de Pernambuco.....70
4.3.8 Leveduras associados a anuros da Mata Atlântica de Pernambuco 70
5 CONSIDERAÇÕES FINAIS 72
6 CONCLUSÕES 73
REFERÊNCIAS 74

1 INTRODUÇÃO

O Brasil é um país rico em biodiversidade ao longo de seus seis biomas, com diferentes climas e vegetações (Galindo-Leal & Câmara, 2005; Gomes, 2007). Entre esses, a Mata Atlântica é considerada como o segundo bioma mais importante do planeta, onde mais de 530 espécies da fauna e flora encontram-se ameaçadas de extinção (Tabarelli *et al*. 2005; MMA, 2020). É um *hotspot* de biodiversidade (Mittermeier *et al*., 2005), e por isso vem sendo alvo de estratégias de conservação, devido às constantes ameaças que colocam em risco a vida local (Martinelli *et al*., 2008). A área da Floresta Atlântica concentra 72% dos brasileiros, correspondendo a 70% do PIB nacional. Nesse bioma se concentram práticas desordenadas de atividades industriais, agropecuárias e demais serviços, ocupando cerca de 60% dessa área, restando pequenos fragmentos isolados (MMA, 2020; CN-RBMA, 2020). O risco à conservação da biodiversidade tem acréscimos significativos com o desmatamento (RIBEIRO *et al*., 2011). As alterações na paisagem deste bioma estão associadas ao acentuado grau de impactos ambientais, entre eles: a redução no tamanho e/ou desaparecimento das comunidades biológicas, perda da diversidade genética, modificações na composição das e extinção das espécies, interferindo também em outras funções ecológicas e serviços ambientais (Hero & Rigway, 2006). Na região Nordeste do Brasil, a situação é ainda mais agravada: apenas 0,3% da cobertura vegetal original encontra-se remanescente (CN-RBMA, 2019). Esta teve uma exploração mais significativa e desordenada quando comparada às regiões Sul e Sudeste (Rodrigues, 1990). Assim, pesquisas que busquem confeccionar listas de espécies colaboram com o conhecimento da ecologia de espécies e interações ecossistêmicas face à heterogeneidade de habitats (Silveira *et al*., 2010), contribuindo na criação e gestão das UCs (Almeida *et al*., 2011), dados estes importantes para a conservação.

Os anfíbios estão entre os animais que mais sofrem com modificações ambientais antrópicas, devido a necessidade de ocupação de habitats aquáticos e terrestres (Wells, 2007). Os anuros (Ordem Anura) constituem uma das principais linhagens de Lissamphibia (Chordata, Animalia), previamente denominada Amphibia, cuja diversidade inclui sapos, rãs, pererecas e outros animais. Essas espécies dominam quantitativamente entre os vertebrados nos trópicos (Frost, 2019). Atualmente são descritas cerca de 7.100 espécies de anuros (Frost 2019); sendo a região Neotropical a mais rica (Duellman & Trueb, 2016). Destas, 1.094 podem ser encontradas no Brasil (SBH, 2019). Esse grupo, de grande importância ecológica, vive principalmente na transição água-terra, destacando-se também como bioindicadores da

qualidade ambiental. Muitas espécies estão ameaçadas de extinção ou já desapareceram por completo (ICMBio 2019).

Quando a extinção de espécies de animais é discutida, logo associa-se esta à grande interferência do homem na natureza. Entretanto, um outro fator disseminante são as doenças fúngicas, as principais são a quitridiomicose, zigomicose, cromomicose, saprolegniose e ictiofoníase (Densmore, 2007). Dentre as doenças infecciosas, a quitridiomicose é a de maior importância para os anuros de acordo com a OIE (*Office International des Epizooties*) (SBI, 2010; Schloegel *et al* 2010). Esta doença é causada por *Batrachochytrium dendrobatidis* (Rhizophydiomycetes, Chytridiomycota), e alguns dos fatores supracitados são responsáveis por este quadro (Kilpatrick *et al*, 2009). Esse fungo, normalmente denominado 'bd', causa infecção letal que tem sido registrada como uma das principais causas do declínio mundial de espécies de anuros (Oliveira, 2013). Há registros do bd na Mata Atlântica e outros biomas brasileiros, como a Amazônia e o Cerrado (Gründler *et al*, 2012).O Bd apresenta dois ciclos de vida, sendo uma primeira fase a de zoósporo móvel que são fixados ao hospedeiro em até 24h , onde pode sobreviver por longos períodos (Mitchell et eal, 2008) e outro de vida livre, onde os zoosporângios, após um período de motilidade e dispersão, encistam-se na pele de anfíbios (BERGER; eteal, 2004). A quitridiomicose anfibiana é a "pior doença infeciosa já vista entre vertebrados" (Oliveira, 2013). Atualmente, há o registro de mais de 516 espécies de anuros infectadas pelo fungo (Olson *et al*., 2013).

Estudos que visem responder perguntas como a distribuição geográfica, padrões de composição das populações, patologias e suas variações com interpretações ecológicas dos fatos são prioritários para os grupos menos explorados (McCalum, 2007). Aproximadamente 38 espécies de anuros já foram extintas da natureza, e 120 espécies não foram encontradas nos últimos anos, e que podem também estarem extintas (IUCN, 2020). Alguns fatores contribuem para a extinção de muitas espécies são o desmatamento, mudanças climáticas, chuva ácida, poluição terrestre e águas continentais, aumento da radiação de raios ultravioleta B (UVB), doenças infecciosas (LANOO, 2005).

O presente estudo teve como objetivo inventariar a micobiota associada a anuros em áreas da Mata Atlântica de Pernambuco. Teve como objetivos específicos:

i) Acessar a composição e a diversidade de espécies associada a anuros de diferentes espécies nas áreas de estudo;
ii) Associar a ocorrência de fungos em anuros aos parâmetros: (1) grupo taxonômico, (2) grupo funcional/hábitat e (3) área de ocorrência;

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Mata atlântica

A Mata Atlântica é considerada um dos 25 "*hotspots*" mundiais de biodiversidade e conservação do mundo, e mesmo reduzida, vem atingindo aos poucos vários pontos de regeneração (MMA, 2019). Sua área original se estendia ao longo da costa brasileira, atingindo o leste do Paraguai e nordeste da Argentina (Galindo-Leal & Câmara, 2003). Entretanto, o bioma foi altamente explorado a partir do período colonial brasileiro, passando por diversos ciclos exploratórios econômicos, além da expansão populacional, restando hoje a aproxidamente 12% da cobertura vegetal original (Ribeiro, 2011). É considerado o domínio mais devastado e ameaçado do país (Myers *et al*., 2000).

Os riscos à biodiversidade têm acréscimos significativos no que se refere ao desmatamento (Ribeiro *et al*., 2009). Essas alterações nesse bioma original contribuem para um grau acentuado de impactos ambientais, entre eles: a redução no tamanho e/ou desaparecimento das comunidades biológicas, perda da diversidade genética, modificações na composição das comunidades e extinção das espécies (Hero & Rigway, 2006), interferindo também em outras funções ecológicas e serviços ambientais.

2.2 Características gerais dos anuros

Os anuros incluem os representantes mais conhecidos de Lissamphibia (Chordata, Animalia), previamente denominada Amphibia, sobretudo sapos, rãs e pererecas (Frost, 2019). Emborra sejam morfologicamente diferentes, esses animais compartilham ancestralidade comum, e características especificas corroboram esse parentesco, sendo a principal delas a presença de pele úmida e permeável, responsável por realizar, principalmente, as trocas gasosas (Pough *et al*, 2008). A sensibilidade tegumentar é um fator marcante nesse grupo, constituindo um grande fator de risco para sua sobrevivência, já que se tornam mais vulneráveis às mudanças ambientais (Haddad *et al*., 2013).

Os sapos são encontrados em hábitats terrestes, em áreas mais secas, procurando ambientes aquáticos apenas no momento da reprodução. Popularmente conhecido no Brasil como "sapo-cururu" (eg. *Rhinella jimi*) estão, em geral, espécies da família dos bufonídeos (Bufonidae), visualmente identificados por sua pele, mais seca e rugosa, o que os difere das

pererecas e rãs, as quais apresentam pele mais lisa e úmida. Além disso, são maiores e possuem patas curtas, o que tornam seus saltos curtos. Sapos ainda apresentam glândulas paratoides, que são utilizadas em situações em que o animal se sinta ameaçado ou sofra algum tipo de estresse. Essas glândulas, situadas na parte externa da pele, na parte traseira, atrás dos olhos, secretam uma substância leitosa com alcalóides que é usada em sua defesa, causando reações tóxicas (Kindel *et al.*,1997).

As rãs são anfíbios anuros que possuem a pele lisa e úmida. Devido às membranas interdigitais, são excelentes saltadoras e ótimas nadadoras. São encontradas em ambientes próximos a rios, lagos, poças d'água e outros lugares úmidos. As rãs são pertencentes a diferentes famílias, merecendo destaque Leptodactylidae, Leiuperidae, Cycloramphidae e Ranidae (SBH, 2019). Muito apreciada pela gastronomia, a carne de rã tem pouca gordura, bastante proteína e mais cálcio que o leite. No Brasil, constitui crime caçar esses animais nativos e só é autorizado o consumo das rãs criadas em ranários, e isso constitui uma ameaça adicional à essas populações, que vêm sofrendo declínio e extinção de algumas espécies. (ICMBio, 2019).

As pererecas são anuros mais adaptados ao modo de vida arborícola. Apresentam pernas mais compridas, que lhes permitem longos saltos. Sua pele é lisa e úmida assim como a das rãs, sendo uma das características que as diferenciam das rãs a presença de discos adesivos na ponta dos dedos, o que permite esses animais escalar superfícies. Praticamente todas as espécies de pererecas brasileiras estão agrupadas nas famílias Hylidae, Centrolenidae e Hemiphractidae (SBH 2019).

Cerca de 7.100 espécies de anuros já foram descritas (FROST 2019); sendo a região Neotropical a mais rica em espécies (Duellman & Trueb, 2016; Silvano & Segalla, 2005). Há registro de 1.094 espécies no Brasil (SBH, 2019). Contudo, ainda são relativamente poucos os estudos sobre comunidades de anuros no Brasil (Duellman & Trueb, 2016). Pouco se sabe da história natural da maioria das espécies brasileiras (Haddad & Sazima 1992, Haddad 1998), (Brandão & Araújo 1998). Em diversas áreas há registros de casos de extinção e declínio populacional de diferentes espécies (Stebbins & Cohen 1995, Pounds *et al*. 1999). Vários autores tem citado que espécies antes comuns na Mata Atlântica vem cada vez sendo registradas com menos frequência (Eterovick *et al*. 2005). Informações acerca do grau de ameaça das espécies, muitas vezes são de difícil confirmação, por haver poucos estudos sobre a distribuição, uso de hábitat, biologia das fases larval e adulta das espécies, assim como pesquisas mais intensivas, com amostragens enfocando a estrutura e padrões de abundância

das comunidades (Young 2004, Cardoso *et al*. 1989, Haddad & Sazima 1992, Arzabe *et al*. 1998, Bertoluci & Rodrigues, 2002a, b, Silvano & Pimenta 2003). Assim, é urgente a realização de mais estudos que permitam reconhecer o real estado de conservação das diferentes espécies que ocorrem neste bioma.

2.3 Fungos associados a vertebrados

Considerando a grande diversidade de fungos, doenças em animais vertebrados são pouco comuns quando comparados a infecções bacterianas ou mesmo virais, mesmo que o hospedeiro esteja completamente exposto a propágulos infecciosos (Fisher, 2012). Porém, alguns trabalhos tem registrado aumento de doenças fúngicas em animais, ocasionadas por fungos oportunistas e patogênicos (Fisher, 2012). Fungos oportunistas são aqueles que tem potencial de causar doenças em animais imunodepremidos (Casadevall, 2000), sendo a imunocompetência um fator limitante para seu estabelecimento no hospedeiro. Já os fungos patogênicos podem causar infecções mesmo em animais imunocompetentes (Guarro, 1999). As zoonoses são infecções que podem ser adquiridas tanto entre animais vertebrados quanto humanos (Seyedmousavi *et al*, 2015).

2.3.1 Aspergilose

Fungos do gênero *Aspergillus* podem causar infecções em animais imunocomprometidos ou com outros acometimentos prévios. *A. fumigatus* é um dos agentes mais comumente associados a tais patologias (Heitman, 2011). A classificação das espécies de *Aspergillus* é feita por taxonomia polifásica e levou à distinção de 22 seções distintas, das quais *Aspergillus, Fumigati, Circumdati, Terrei, Nidulantes, Ornati, Warcupi, Candidi, Restricti, Usti, Flavipedes* e *Versicolores* contêm espécies clinicamente relevantes em relação aos vertebrados (Peterson, 2008). São fungos filamentosos sapróbios, comumente encontrados no solo, em vegetação em decomposição, sementes e grãos (Heitman, 2011). A aspergilose pode acometer diversos animais, incluindo pássaros e mamíferos, causando infecções disseminadas fatais, bem como reações alérgicas (Seyedmousavi *et al*, 2015). Nos animais, a aspergilose se inicia como uma infecção respiratória, podendo tornar-se generalizada. Animais suscetíveis a esta infecção estão imulogicamente comprometidos ou sob estresse ambiental (Zmeili, 2007). Neste gênero há também produtores de micotoxinas, como *A.*

flavus, A. fumigatus, A. niger e *A. terreus*, que foram investigados como a principal causa dessa doença em répteis, causando infecções cutâneas e disseminadas (Girling, 2009). A aspergilose aviária é mais comum no sistema respiratório, mas outros órgãos podem ser afetados (Beenaert, 2010). *A. fumigatus* tem sido a causa das mortes de aves selvagens e domésticas (Mc Dougle, 1968). Para o setor econômico, a aspergilose é mais grave na produção de aves, porque a doença ocorre no final do ciclo de crescimento (Kunkle, 2003). As infecções nasais e pulmonares são as principais formas de aspergilose em cães e gatos (Sharmam, 2012), sendo os cães mais predispostos à esta doença (Sharp, 1991). A aspergilose também foi relatada em gatos estressados ou com imunodeficiência felina e o vírus da leucemia felina (Barrs, 2013). Nos ruminantes, as espécies de *Aspergillus*, particularmente *A. fumigatus*, são conhecidas por causar pneumonia micótica, gastroenterite, mastite, placentite e abortos (Dobesova, 2012). As espécies de *Aspergillus* também causam infecções nas bolsas guturais, ceratomicose e pneumonia em cavalos (Dobesova, 2013). Nos mamíferos marinhos, a aspergilose pode ser facilitada por uma infecção crônica, estresse fisiológico ou imunossupressão (Serafine 2014). Aspergilose também pode ocorrer em várias espécies de primatas não humanos, particularmente em hospedeiros imunocomprometidos (Serafine 2014).

2.3.2 Mucormicose

Os fungos causadores da Mucormicose pertencem a ordem Mucorales, umas das mais representativas ordens dentre os fungos zigospóricos (Guarro, 1999). São chamados também de fungos oportunistas, e incluem gêneros como *Rhizopus, Mucor, Rhizomucor, Lichtheimia* (anteriormente *Absidia*), *Apophysomyces, Cunninghamella* e *Saksenaea*. São normalmente sapróbios, podendo ocorrer no solo, material orgânico em decomposição, em ambientes internos e externos (Hoffnann, 2013). Essa doença pode acomenter animais selvagens ou domésticos, incluindo mamíferos e outros vertebrados (Jacobson, 2000). Membros de Mucorales considerados agentes etiológicos da mucormicose são oportunistas, e a infecção pode se manifestar quando o animal está em situação de estresse, debilitado ou imunocomprometido (Jensen, 2018). Embora essa predisposição seja similar às outras infecções fúngicas oportunistas em animais, como exemplo, candidíase e aspergilose, o uso de antibióticos para combater algum patógeno presente na microbiota intestinal pode facilitar a infecção em animais saudáveis (Jensen, 1992). Em bovinos, pode causar ruminite

mucormicótica e linfadenite. O tratamento intensivo com antibióticos pode comprometer essa microbiota bacteriana micro-aeróbica normal, facilitando a infecção por Mucorales (Jacobson, 2000). O contato direto com fungos Mucorales nos alimentos é uma causa de infecção de linfonodos intestinais (Ortega eteal, 2010). Nas vacas prenhas, o fungo invade a placenta, causando a placentite micótica bovina e aborto, embora *Aspergillus fumigatus* seja mais registrado como agente causador (Jensen, 1991). Em cavalos, foram relatadas lesões no sistema respiratório, trato gastrointestinal e em múltiplos órgãos (Jensen, 1991), assim como infecção cutânea localizada (Jensen, 1991). A mucormicose em porcos não é comum, mas também afeta o sistema pulmonar, o trato gastrointestinal e os linfonodos (Guillot 2003). Em cães e gatos, tem poucos registros, mas as causas relatas é enterite ou disseminação sistêmica (Awadin, 2015). Poucos casos também em aves, porem alguns indivíduos foi relatados com a doença afetando o sistema respiratório e o trato gastrointestinal (Ferreira, 2017), e também em outros animais, como golfinhos, bisontes e focas (ABDO 2010).

2.3.3 Candidíases

As Candidíases são doenças causadas por fungos pertencentes ao gênero *Candida* sensu lato, que vem sofrendo mudanças em suas delimitação filogenética (Moran, 2012). Atualmente possui mais de 200 espécies comensais e facultativamente patogênicas, nas quais 15 foram registradas causando infecções em animais (Moran, 2012). As mais encontradas na microbiota de animais saudáveis são *C. albicans* e *C. glabrata*, que podem ocorrer apenas em animais endotérmicos (Nucci, 2005), e outras consideradas ambientais são *C. parapsilosis, C. tropicalis e C. krusei*. (Basseti, 2013). Espécies como *C. parapsilosis, C. tropicalis e C. guilliermondii* podem causar aborto em cavalos e bovinos e *C. mastitis* antibiose intramamária em bovinos leiteiros (Sikdar, 1972).

Algumas espécies de *Candida* também provocam lesões na pele e infecções tanto no intestino como em órgãos genitais, seja de humanos ou de outros animais. O risco para animais ainda é pouco estudado, e a maioria das informações são citadas apenas para animais domésticos (Van, 2016). Em cães, foram comprovadas como sintomas de candidíase infecções comparadas às de *Malassezia* (Yurayart, 2011). Nas aves, especialmente em galinhas, mas raramente em outras espécies, os sintomas mais observados da candidíase são lesões visíveis na cores branco-acinzetadas na mucosa da boca, intestino, causado também a hiperqueratose. Os mesmos sintomas foram observados também em animais jovens, que

fazem uso de antibióticos ou estão imunodeprimidos, como foi registrado em cavalos, animais de gado e porcos (Van, 2016). Em cães e gatos, assim como em humanos, a candidíase se manifesta como infecção urinária ou cistite (Kano, 2002).

2.3.4 Criptococose

A criptococose é causada por espécies e/ou sorotipos de *Cryptococcus* (teleomorfo *Filobasidiella*) leveduras do filo Basidiomycota, encontradas no meio ambiente, em plantas, matéria orgânica originária de processos de decomposição, que provocam infecções em humanos ou animais (Kwon, 2002). Os fungos mais patogênicos da criptococose são classificados em duas espécies, *C. neoformans e C. gattii* (Meyer, 2009). *C. neoformans* possui duas variações, *C. neoformans* var. *grubii* e *C. neoformans* var. *neoformans* (Kwon, 2017). Doenças causadas por leveduras de outras espécies, como *C. laurentii* e *C. albidus*, tem sido registradas em animais imunocomprometidos.

As duas espécies são diferentes com relação ao seu hábitat: *C. neoformans* é encontrada em excrementos de aves (Weber, 1991) e infecta animais imunocomprometidos (Weber, 1991). Em felinos, usualmente os mais infectados, a doença compromete o sistema respiratório, causando nódulos na pele. Os cães podem ter os mesmos sintomas, porem as complicações no sistema nervoso central (SNC) são mais frequentes (Castella, 2008). Em mamíferos houve registro de criptococose causando mastite e infecções respiratórias em cavalos (Secombe, 2017). *C. gattii* pode ser encontrada em árvores, como eucaliptos na Austrália, e pode afetar o hospedeiro saudável (Lazera,1998). *C. gattii* afeta gatos, cães, mamíferos marinhos, furões, lhamas, ratos, camundongos (Stephen, 2018). Os principais sintomas são infecções gastrointestinais e sistema respiratório, lesões na pele, agravos no sistema nervoso central, tecido linfático, a boca e os olhos também são afetados (Duncan, 2006).

2.3.5 Infecções por fungos melanizados

Os fungos melanizados podem causar feo-hifomicoses, como a cromoblastomicose e o micetoma em humanos e outros animais (Seyedmousavi, 2013). Essas infecções têm sido comuns principalmente em vertebrados ectotérmicos, como os anfíbios (Yanong, 2003). São poucos os relatos de animais endotérmicos (Seyedmousavi, 2014) Em cães e gatos houve

registros de encefalite causado por fungos da ordem *Chaetothyriales* (Eurotiomycetes, Ascomycota) onde a porta de entrada é a inalação e contato com pele (Seyedmousavi, 2013). Em animais de sangue frio, as demais infecções são mais espalhadas, enquanto as Cromomicose foram relatadas em anfíbios só precisa de confirmação do agente (Velasquez, 1975). Foram encontrados em 2 sapos (*Bufo marinus*), infectados por fungos negros não identificados. (Velasquez, 1975). A imunodifusão e a imunoeletroforese constataram que compartilhavam semelhan;as idênticas e antígenos comuns com os fungos causadores da doen;a em humanos, são esses, *P. pedrosoi, P. verrucosa e C. carrioni.* (Velasquez, 1975). A feo-hifomicose tem sido mais relatada em crustáceos, peixes em cativeiro e de criação, anfíbios, animais de aquário e outros vertebrados ectotérmicos (Seyedmousavi, 2013). Embora a cromoblastomicose tenha sido associada principalmente a seres humanos, vários casos de infecções subcutâneas foram relatados em sapos (Miller, 1992). Em Venturiales (Eurotiomycetes, Ascomycota), *Verruconis gallopava* tem sido identificados em infecções cerebrais em aves. Em alguns trabalhos tem sido relatado *Cladosporium* (Dothideomycetes, Ascomycota) como agente de doenças em animais, mas representantes desse gênero são comumente encontradas como contaminantes ambientais, e por esse motivo seria necessários testes moleculares para confirmar seu papel como agente etiológico (Seyedmousavi, 2013).

2.3.6 Coccidioidomicose

A coccidioidomicose, que acomete número significativo de vertebrados, é uma doença grave principalmente para cães (Barker, 2017). Essa doença possui como agentes causadores fungos de duas espécies crípticas pertencentes ao gênero *Coccidioides* (Eurotiomycetes, Ascomycota): *C. immitis e C. posadasii* (Fisher, 2002). São fungos termodimórficos que podem causar infecção pulmonar quando inalados, conhecida também como a febre do vale de San Joaquin (Barker,2017).

2.3.7 Histoplasmose

O fungo que causa essa doença é *Histoplasma capsulatum* (Eurotiomycetes, Ascomycota), que inclui duas variedades principais: *H. capsulatum* var. *capsulatum*, que causa infecções pulmonares e afeta mamíferos, e *H. capsulatum* var. *duboisii*, que causa

linfadenopatia com disseminação para a pele e ossos, em humanos e outros primatas (Guillot,2017).

2.3.8 Paracoccidioidomicose

A paracoccidioidomicose é uma doença que provoca morte em humanos (Coutinho, 2015) mas também já teve casos em cães e tatus (Bagagli, 2003) A infecção é adquirida por inalação dos fungos dimórficos, como *Paracoccidioides brasiliensis e P. lutzii* , pertencentes á família Ajellomycetaceae, encontrados no meio ambiente (Teixeira, 2014). A forma crônica demora de meses a anos após a ocorrência da infecção inicial e mais frequentemente se apresenta com tosse seca e falta de ar (Coutinho, 2015). Outros sintomas incluem salivação excessiva, dificuldade para engolir e dificuldade para controlar a voz. Lesões na mucosa do trato respiratório superior podem estar presentes, bem como aumento da produção de muco e tosse com sangue. (Teixeira, 2014)

2.3.9 Síndrome do nariz branco de morcego

O fungo causador dessa doença é *Pseudogymnoascus destructans* (Leotiomycetes, Ascomycota) (Minnis, 2013), o qual provocou a morte de milhões de morcegos, que eram abundantes, e estão agora localmente extintos (Frick, 2015). Esse fungo pode ser encontrado em ambientes úmidos ou no corpo do animal quando a temperatura é mais amena. Normalmente, o fungo não infecta os indivíduos ativos no verão, pois altas temperaturas permitem apenas o fungo crescer na pele externa, não chegando até a derme (Meteyer, 2009). O fungo é visivel no focinho e nas asas do morcego como machas brancas, que são as hifas aéreas, mas só com um corte histológico é possível a confirmação da doença, com hifas em forma de cálice visíveis em microscopia (Meteyer, 2009). O fungo causa infecção e danos a pele desse animal até o animal ficar com o metabolismo lento e provocando assim sua morte (Cryan, 2010).

2.3.10 *Microsporum canis* em gatos

A dermatofitose causada por *Microsporum canis* é a zoonose mais recorrente em animais (Chermette, 2008). A infecção pode ser altamente polimórfica, e isso interfere no

diagnóstico e tratamento da dermatofitose felina (Moriello, 2017). Atualmente, não existe vacina contra a dermatofitose felina, e tratamentos antifúngicos apropriados estão ausentes ou incompletos, a doença é assintomática, e os gatos são infectados sem sinais clínicos óbvios (Mignon,1997).

2.3.11 Infecção por *Sporothrix brasiliensis* em gatos

Atualmente a infecção causada por fungos do gênero *Sporothrix* teve enormes avanços no seu conhecimento. Entre os agentes etiológicos estão *S. brasiliensis, S. schenckii, S. globosa e S. luriei* (Rodrigues, 2016). A principal forma de transmissão para humanos e animais é algum corte na pele que teve contato com o solo ou material vegetal com propágulos do fungo. Estudos revelam casos de transmissão de *S. brasiliensis* de um animal para outro ou de um animal para um humano, causando assim uma enorme epidemia (Rodrigues, 2016). Dados mostram que entre 1998 e 2003, 497 humanos e 1056 gatos foram diagnosticados com cultura positiva. Entre esses humanos, 67,4% relataram arranhões ou mordidas em gatos com esporotricose; 68% eram mulheres com idade média de 39 anos (Schubach, 2005). As pesquisas mais recentes indicam que cerca de 244 cães e 4703 gatos foram diagnosticados até 2015 no IPEC/FIOCRUZ, (Gremiao, 2017). Essa interação hospedeiro, patógeno e ambiente é favorável para acréscimo epidêmico causado por *S. brasiliensis*, sendo necessário manter os hábitos de higiene do animal, principalmente quando estiver em contato com o solo (Alba *et al.*, 2016).

2.4 Quitridiomicese causada por *Batrachochytrium dendrobatidis*

Esta doença é causa da morte de vários anuros. O fungo causador é *Batrachochytrium dendrobatidis* (Rhizophydiales, Chytridiomycota), normalmente denominado Bd na literatura. O primeiro caso identificado de quitridiomicose foi em 1998 (Toledo 2006). No Brasil, o fungo foi registrado em espécies da Mata Atlântica desde 2005, e atualmente a prevalência é alta (Lisboa, 2013; Viera *et al.*, 2013). A infecção se inicia principalmente pela água contaminada (Stuart, 2004) ou contato com a superfície da pele de animais infectados,ou ainda contato com substratos úmidos e contaminados (Lips, 2008).

O Bd tem preferência por temperaturas mais frias para sobrevivência e reprodução (17 a 25 ºC) (Protrowski, 2004). Sabe-se que os anfíbios conseguem se livrar completamente da

infecção permanecendo a 37 ºC por 16 horas (Becker, 2017). No entanto, animais que utilizam a água em diversas etapas de seus ciclos de vida podem se reinfectar, mesmo que tenham se livrado da infecção (Richards, 2010). A infecção na pele do animal dificulta troca gasosa, e esses animais depedem da pele para a respiração, principalmente quando não atingem a fase adulta (Rowley,2013). Estima-se que o Bd tenha causado a extinção de mais de 200 espécies de anfíbios (Kerratt, 2008) (Rovito,2009).

A quitridiomicose se tornou mundialmente conhecida, provavelmente devido ao rápido declínio que causou a extinção de vários anfíbios, devido a linhagem virulenta ‘Bd Global Panzootic Lineage' (Bd GPL) (Farrer,2011). Bd GPL causou declínios em vários lugares ao mesmo período, como a Austrália, na Mesoamérica, na América do Norte e no sul da Europa (Lambertini 2016). Recentemente, houve registro de uma segunda espécie de *Batrachochytrium*, *B. salamandrivorans* (Bsal), que vem provocando a mortalidade de salamandras na Bélgica, Holanda e Alemanha (Martel, 2014). Pesquisas relatam que os anuros não são infectados pelo Bsal, mas podem atuar como hospedeiros infecciosos (Spitzen, 2016). O Bsal surgiu na Ásia, e tem registro atualmente por ser endêmico (Laking, 2017). Essas novas linhagens de fungos patogênicos podem estar associadas ao movimento de anfíbios infectados, seja pelos animais de estimação ou pela indústria da carne de rã, uma vez que a maioria dos produtos de sapo é congelada (Kolby, 2015). O impacto ocasionado pela quitridiomicose na comunidade dos anfíbios é um desafio, e a Bsal é mais preocupante devido os esporos permanecerem infectantes por um longo tempo, sendo resistentes à predação (Laking, 2017).

3 METODOLOGIA

3.1 Área de coleta

A amostragem de anuros foi realizada em três áreas inseridas no Bioma Mata Atlântica: Estação Ecológica em Tapacurá, na cidade de São Lourenço da Mata, no Jardim Botânico, localizado na cidade do Recife, e Ventos de Santa Brígida, cidade de Garanhuns, Estado de Pernambuco, Brasil.

A Estação Ecológica do Tapacurá (EET) abrange aproximadamente 800 ha, sendo cerca de 400 ha submersos pela bacia hidráulica da barragem do Tapacurá, enquanto os 400 ha restantes são remanescentes de Mata Atlântica do tipo estacionária, rodeados por monocultura de cana-de açúcar (Moura *et al*., 2012). O clima da EET é do tipo As, apresentando uma precipitação média anual de 1.300 mm, com cinco meses ditos secos (Setembro a Janeiro), os quais tem uma média de menos de 100 mm (CONDEPE, 2000). Com temperatura média anuais de 25 ºC (ICMBio, 2018).

O Jardim Botânico do Recife inclui a bacia hidrográfica do Rio Tejipió, integrada à reserva ecológica protegida com 10,7 hectares em remanescentes da Mata Atlântica primitiva e elementos da mata secundária. É um espaço público municipal vinculado à Secretaria de Desenvolvimento Sustentável e Meio Ambiente (Prefeitura do Recife, 2018). O clima é do tipo Aw, apresentando pluviosidade média anual de 1605 mm, a temperatura média 20,7 °C (Climate, 2018).

O Parque Ventos de Santa Brígida I Complexo Caetés, localizado no Município de Garanhuns, é o maior parque eólico terrestre em Pernambuco (Casa dos ventos, 2018). O clima é do tipo Cs'a, a temperatura média compensada anual é de 21 °C, chegando a 15 °C ou até menos nos meses mais frios. O índice pluviométrico é de aproximadamente 920 milímetros (mm) anuais, com umidade do ar é relativamente alta durante o ano todo, com estação chuvosa de janeiro/fevereiro até setembro/outubro, o tempo médio de insolação é de 2.330 horas/ano, sendo maior no último trimestre do ano (INMET 2018).

3.2 Coleta e isolamento

Para a localização dos anuros, foram realizadas quatro saídas a campo entre Julho e dezembro de 2018, nos períodos de seca e chuva, que ocorreram mensalmente, ao longo do

gradiente borda-centro. Foram feitas coletas ativas, totalizando seis meses de amostragem. As coletas ativas foram realizadas percorrendo a área estudada, sempre com o esforço amostral de quatro horas, em trilhas pré formadas. Todos os animais avistados foram fotografados, identificados e manuseados com cuidado para melhor visualizar alguma característica morfológica que possibilite sua identificação. Assim que o animal foi capturado, passou-se delicadamente um *swab* umedecido com solução salina por todo seu corpo, principalmente na parte de baixo das pernas e pés (três a cinco vezes). Cada *swab* foi acondicionado em um tubo de preservção criogênica de 1,5 mL, no qual os possíveis fungos ficaram aderidos. Não foi necessária a coleta ou transporte desses animais para laboratório, sendo estes logo soltos após as fotografias. Após a coleta de campo, os *swabs* foram identificados e acondicionados em uma geladeira, para posterior transporte ao laboratório. Para o isolamento cada amostra inicial foi homogeneizada com auxilio de agitador, em máxima velocidade, durante 1 min, diluída 100 vezes em NaCl 0,9 % e cultivada pelo método de espalhamento no formando estrias, em placas de placa de Petri de 6 cm de diâmetro contendo meio de cultura Batata Dextrose Ágar (BDA) e antibióticos. O cultivo de cada amostra foi realizado em triplicata.

3.4 Extração, amplificação e sequenciamento de DNA e PCR

Material fúngico que, ou não apresentou condições satisfatórias para identificação, ou cuja identificação pudesse propiciar a prosposta de um novo táxon, foi processado para metodologia de extração e purificação para posterior sequenciamento regiões marcadoras do DNA. Os procedimentos de extração, amplificação e purificação de DNA foram realizados no Laboratório de Biologia Molecular de Fungos do Departamento de Micologia da Universidade Federal de Pernambuco. A extração de DNA genômico foi realizada adaptando-se a metodologia de Góes-Neto *et al*. (2005), que inclui trituração dos fragmentos de biomassa após congelamento com nitrogênio liquido, lavagem com clorofórmio:álcool isoamílico (24:1), seguido de homogeneização em tampao CTAB (Brometo de Hexadeciltrimetilamonio) (100 mM Tris–HCl pH 8, 1,4 M NaCl, 2% CTAB, 20 mM EDTA, 1% PVP) (Rogers & Bendich, 1985) além de precipitação em isopropanol, lavagem em etanol 70% e ressuspensão em 50 μL de água ultrapura. As reações de amplificação das regiões referentes aos espaçadores interno transcritos 4 e 5 (ITS4 e ITS5) foram realizadas em um volume de 25 μL em termociclador. Cada reação será composta pelos seguintes constituintes: 1× tampão cloreto de potássio (KCl), 0,12 mM de desoxirribonucleotideos fosfatados

(dNTPs), 1,5 mM de cloreto de magnésio (MgCl2), 0,6 pmol/μL de cada iniciador, 0.04 U/μL de Taq DNA Polimerase e aproximadamente 1 ng/μL de DNA molde. Os iniciadores foram escolhidos de acordo com o material a ser processado. Os parâmetros dos ciclos térmicos basear-se-ão em Kaliyaperumal & Kalaichelvan (2008), com um ciclo de desnaturação inicial a 94 ºC por 5 minutos, seguido por 35 ciclos de desnaturação a 94 ºC por 45 segundos, anelamento dos iniciadores a 58 ºC por 50 segundos, e extensão a 72 ºC por 60 segundos, além de um ciclo de extensão final a 72o C por 10 minutos. A região de RNA ribossomico referente a subunidade maior do ribossomo (LSU) será amplificada utilizando os iniciadores LR0R (5'-ACCCGCTGAACTTAAGC-3') e LR05 (5'- TCCTGAGGGAAACTTCG -3') (Moncalvo *et al*., 2000) com concentrações dos reagentes e parametros de acordo com Goes-Neto *et al*. (2005), que inclui inicialmente um ciclo de desnaturacao a 94 ºC por 1 minutos e 25 segundos, seguido por 35 ciclos de desnaturacao a 94 ºC por 35 segundos, anelamento dos iniciadores a 55 ºC por 55 segundos e extensão a 72 ºC por dois minutos, além de um ciclo de extensão final a 72 ºC por 10 minutos. A eletroforese em gel de agarose (1%) será realizada para observar o resultado dos procedimentos relativos a extração de DNA e resultados da Reação em Cadeia da Polimerase (PCR). Quatro microlitros do produto final de ambos os procedimentos foram corados com 2 μL de Gel red⁄ Gel green (0,5 μg/mL) e o resultado foi visualizado sob luz ultravioleta. Apos a verificação do sucesso da amplificação dos produtos da PCR, as amostras foram purificadas com o kit PureLinkR de purificação da Invitrogen TM e encaminhados para sequenciamento no Laboratório de Genomica e Expressao Genica da UFPE. Para alinhamento das seqüência e analises filogenéticas, os eletroferogramas foram analisados e editados em software Staden Package 2.0 (Staden *et al*. 1998) e as seqüências obtidas foram utilizadas para busca das mais similares depositadas na base de dados virtual GenBank (www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank), utilizando a ferramenta BLASTn. As sequências experimentais da região LSU foram alinhadas e editadas em conjunto com as recuperadas da base de dados utilizando o programa MEGA 5 (Tamura *et al*., 2011). Para a reconstrução filogenética foram utilizadas sequências provenientes do GenBank. Filogramas foram confeccionados pelos métodos de neighbor joining (NJ) e máxima parcimônia (MP), com 5000 reamostragens de bootstrap utilizando o programa PAUP 4 (Swofford, 2002).

3.5 Análise de dados

Uma vez identificados os componentes das assembleias, foram feitas revisões bibliográficas buscando-se relacionar a ecologia de fungos com o modo de vida dos animais, assim como identificação das variações em relação ao gradiente borda-centro e sazonalidade. Para todo o material estudado, foi considerada uma *ocorrência* (n) a presença de um isolado, e este parâmetro foi utilizado como estimador de abundância. A frequência de ocorrências foi estimada em função do tempo ao longo da amostragem, utilizando progressão geométrica, sendo o fungo considerado *muito comum* quando mais de 50% das ocorrências em uma série de dados foi da mesma espécie, tal como:

Categoria 1 (Muito comum) =	$C_1max \vdash\!\!\!- C_1min$, ou seja,	$C_1 = N \vdash\!\!\!- N/2$
Categoria 2 (Comum) =	$C_2max \vdash\!\!\!- C_2min$, ou seja,	$C_2 = C_1min \vdash\!\!\!- C_1min/2$
Categoria 3 (Frequente) =	$C_3max \vdash\!\!\!- C_3min$, ou seja,	$C_3 = C_2min \vdash\!\!\!- C_2min/2$
Categoria 4 (Ocasional) =	$C_4max \vdash\!\!\!- C_4min$, ou seja,	$C_4 = C_3min \vdash\!\!\!- C_3min/2$
Categoria 5 (Raro) =	$C_5max \vdash\!\!\!- C_5min$, ou seja,	$C_5 = C_4min \vdash\!\!\!- C_4min/2$
Categoria 6 (Muito raro) =	$C_6max \vdash\!\!\!- C_6min$, ou seja,	$C_6 = C_5min \vdash\!\!\!- C_5min/2$

Para estimar valores para a diversidade das comunidades foi utilizado o Índice de Diversidade de Shannon (também denominado índice de Shannon-Weaver ou índice de Shannon-Wiener) (Shannon, 1948), que mensura a estocasticidade entrópica na distribuição categórica de elementos discretos em conjuntos de dados, fazendo uso de escala logaritmica. Este índice utiliza o somatório dos produtos das frequências relativas de cada elemento pelo valor de seu logaritmo natural na base *e*. A utilização deste índice gera resultados que variam desde um valor mínimo, dado por log_e [N/(N-S)], até o valor utópico máximo, dado por H'max = log_eS (Krebs, 1999).

Foi utilizado o teste de Modelo Linear Generalizado para averiguar se a diversidade, a abundância e prevalência, assim como a intensidade da associação varia em relação ao gradiente borda-centro. Para isso, foi utilizado o software SPSS versão 13.0, admitindo diferenças significativas as que apresentarem o valor *p* menor que 0,05. Pra testar a influência da precipitação, temperatura do ar e umidade relativa do ar sobre a diversidade, foi aferidos com o uso de um termo-higrômetro em todas as saídas a campo, os dados de precipitação foram provenientes no local de coleta, através dos dados fornecidos pelo INMET.

Como testes de hipótese para avaliar a significância das diferenças observadas para classes de série de dados foi empregado teste de qui quadrado para adequação de ajuste, com proporções esperadas iguais (Zar, 1996). Para a confecção de tabelas e gráficos e realização de cálculos dos índices de similaridade e equitabilidade foram utilizados os software *Microsoft Excel* 2007 e *Primer* 6.1.6 (*Primer-E*). Para elaboração de gráficos foi ainda utilizada a plataforma online *create a graph* (http://nces.ed. gov/). Para os testes de hipóteses, correlações lineares e análises de variância foi utilizado o software *BioEstat* 5.3.

Como medida de similaridade por coeficientes binários padrão foi utilizado o Índice de Similaridade de Sørensen, que compara as ocorrências duplas e exclusivas de dois grupos de dados, dando maior peso às duplas. Para visualização e apreciação desta similaridade, foram confeccionados dendrogramas de similaridade utilizando Análise de Agrupamento ou de *Cluster* (ou *Clustering*), técnica de tratamento de dados que faz agrupamentos automáticos utilizando a matriz de similaridade gerada pelo método supracitado. Para verificar a dispersão e visualizar o espalhamento bidimensional e tridimensional destas séries de dados binários, foi utilizada a técnica de análise de escalonamento multidimencional (*MDS - MultiDimensional Scaling*). Para realização dos testes de similaridade, equitabilidade, análises de *cluster* e análises de similaridade, foi utilizado software *Primer* 6.1.6 (*Primer-E*).

4 ANÁLISE E DISCUSSÃO DOS DADOS

4.1 Parâmetros estruturais das comunidades de fungos associados a anuros

Foram coletadas amostras biológicas de 39 indivíduos, distribuídos em 14 espécies (Fig. 1; Tab. 1). Esses animais são pertencentes a cinco famílias, sendo *Hylidae* a mais rica em espécies (S= 6), seguida por Leptodactylidae (S= 4), Bufonidae (S= 2), Phyllomedusidae (S= 1) e Strabomantidae (S= 1).

Tabela 1. Espécies de anuros registradas nas áreas de Mata Atlântica visitadas, as quais tiveram indivíduos utilizados nas análises microbiológicas. (JB= Jardim Botânico do Recife, GR= Garanhuns, TP= Tapacurá, LC= *Least concern*, DD= *Data deficient,* IUCN= International Union for Conservation of Nature)

Espécie	*Família*	*Status de conservação*			*Grupo funcional/ hábitat*
		IUCN	PE	Brasil	
Adenomera hylaedactyla (Cope, 1868)	Leptodactylidae	LC	LC	LC	Terrestre
Boana albomarginata (Spix, 1824)	Hylidae	LC	LC	LC	Arborícola
Boana crepitans (Wied-Neuwied, 1824)	Hylidae	LC	LC	LC	Arborícola
Dendropsophus decipiens (A. Lutz, 1925)	Hylidae	LC	LC	LC	Arborícola
Dendropsophus minutus (Peters, 1872)	Hylidae	LC	LC	LC	Arborícola
Dendropsophus nanus (Boulenger, 1889)	Hylidae	LC	LC	LC	Arborícola
Leptodactylus mystaceus (Spix, 1824)	Leptodactylidae	LC	LC	LC	Terrestre
Leptodactylus troglodytes (A. Lutz, 1926)	Leptodactylidae	LC	LC	LC	Terrestre
*Leptodactylus vastus (*A. Lutz, 1930)	Leptodactylidae	LC	LC	LC	Terrestre
Phytecopus nordestinus (Caramaschi, 2006)	Phyllomedusidae	DD	LC	LC	Arborícola
Pristimantis ramagii (Boulenger, 1888)	Strabomantidae	LC	LC	LC	Arborícola
Rhinella granulosa (Spix, 1824)	Bufonidae	LC	LC	LC	Terrestre
Rhinella jimi (Stevaux, 2002)	Bufonidae	LC	LC	LC	Terrestre
Scinax pachycrus (Miranda-Ribeiro, 1937)	Hylidae	LC	LC	LC	Arborícola

Figura 1. Espécies de anuros registradas nas áreas de Mata Atlântica visitadas, as quais tiveram indivíduos utilizados nas análises microbiológicas

Dentre as espécies de anuros amostradas, há apenas uma caracterizada como “dados deficiente” em seu status de conservação na lista brasileira e na lista internacional: *Phytecopus nordestinus* (Phyllomedusidae). Esta perereca, conhecida também como perereca verde ou perereca macaco, mede aproximadamente 3 cm e ocorre no Nordeste do Brasil nos estados do Piauí, Ceará, Rio Grande do Norte, Paraíba, Pernambuco, Alagoas, Sergipe, Bahia

e Minas Gerais. Apresenta hábito, arborícola, e produz uma substância capaz de eliminar o protozoário causaor da Leishmaniose. Considerando o hábitat, há espécies predominantemente arborícolas, utilizando estratos superiores das formações florestais, e espécies consideradas terrestres. Com relação ao período de atividade, todas são noturnas, e tal parâmetro não foi considerado na discussão acerca da micobiota associada. A dieta destes anuros é insetívora, variando em menor escala no tipo de insetos consumidos.

Tabela 2- Ocorrências (N) e riqueza (S), absolutos e relativos, de fungos associados a anuros em áreas de Mata Atlântica de Pernambuco. Os valores destacados são discutidos (a = anuros, f = fungos, N= número de ocorrências, S= riqueza específica, H′= índice de diversidade de Shannon)

Anuros	N_a	N_f	N_f/N_a	S_{fungos}	S_f/N_a	H'
Adenomera hylaedactyla	**10**	**56**	**5,6**	**31**	3,1	3,2
Boana albomarginata	2	**60**	**30**	29	**14,5**	3,12
Boana crepitans	5	12	2,4	7	1,4	1,7
Dendropsophus decipiens	3	20	6,6	9	3	2,013
Dendropsophus minutus	3	11	3,6	6	2	1,673
Dendropsophus nanus	**1**	26	26,0	20	**20**	2,918
Leptodactylus mystaceus	1	11	11,0	8	8	2,02
Leptodactylus troglodytes	4	18	4,5	12	3	2,289
Leptodactylus vastus	2	15	7,5	11	5,5	2,303
Phytecopus nordestinus	2	16	8,0	11	5,5	2,307
Pristimantis ramagii	2	25	12,5	15	7.5	2,452
Rhinella granulosa	2	11	5,5	9	4,5	2,146
Rhinella jimi	1	8	8,0	7	7	1,906
Scinax pachycrus	1	6	6,0	*5*	5	1,561

Boana albomarginata foi o anuro que apresentou maior taxa de ocorrências de fungos cultiváveis por número de ocorrências de anuros, com 60 isolados obtidos a partir de dois animais (N_f/N_a= 30). Este animal é endêmico do Brasil, ocorrendo em áreas de Mata Atlântica dos estados de Pernambuco, Alagoas, Sergipe, Bahia, Espírito Santo, Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná e Santa Catarina (Carnaval *et al*. 2014). A família Leptodactylidae também foi representativa, com quatro espécies amostradas. Dentre estas, *Adenomera*

hylaedactyla destacou-se como um dos anfíbios onde obteve-se maior número de isolados (N= 56). Removendo o ruído amostral, pelo fato desta espécie ter sido utilizada em dez isolamentos, a taxa de obtenção de isolados por animal foi baixa (N_f/N_a = 5,6). A maior diversidade de morfo-espécies foi registrada também em *A. hylaedactyla* (S= 31), seguida por *B. albomarginata* (S= 29) e *Dendropsophus nanus* (S= 20). *A.hylaedactyla* é conhecida popularmente como Perereca verde ou Araponga, ocorrendo na Mata Atlântica do leste do Brasil nos estados de Pernambuco a Santa Catarina. Tem hábito arborícola e vive próxima a corpos d água na borda das florestas tropicais úmidas, em florestas degradadas, e em áreas abertas perto da floresta. Se reproduz em água parada temporária ou permanente, até mesmo em água corrente, essa espécie possuem uma coloração verde no corpo e alaranjada no interior da coxa, possui médio porte medindo aproximadamente 68 mm. Considerando que somente um indivíduo de *D. nanus* foi utilizado no trabalho, este animal apresentou maior taxa de morfo-grupos de fungos por animal amostrado (S_f/S_a= 20). *B. albomarginata* também apresenta micobiota diversa (S_f/S_a= 14,5). Os valores do índice de diversidade eleito apontam para distribuição homogênea nas ocorrências em diferentes espécies, sendo alto tanto em *Adenomera hylaedactyla*, devido à ampla amostragem (H′= 3,199) como em (H′= 3,12) *B. albomarginata*, devido ao grande número de material cultivável.

Em relação ao gradiente borda centro na ocorrência de anuros nessa pesquisa, foram obtidos dados que apontam que as espécies registradas têm preferência por micro-hábitats no centro da mata (75%), sobretudo em poças d'água temporárias, enquanto apenas 25% foram encontrados durante os meses de coletas na borda da mata que evidencia rios e lagos (Fig. 3).

Com relação à sanzonalidade, observou-se que houve maior abundância de animais, durante as estações chuvosas (70%), esse fato corrobora outros estudos que evidenciaram a reprodução explosiva destes animais em meses chuvosos (Fig. 4).

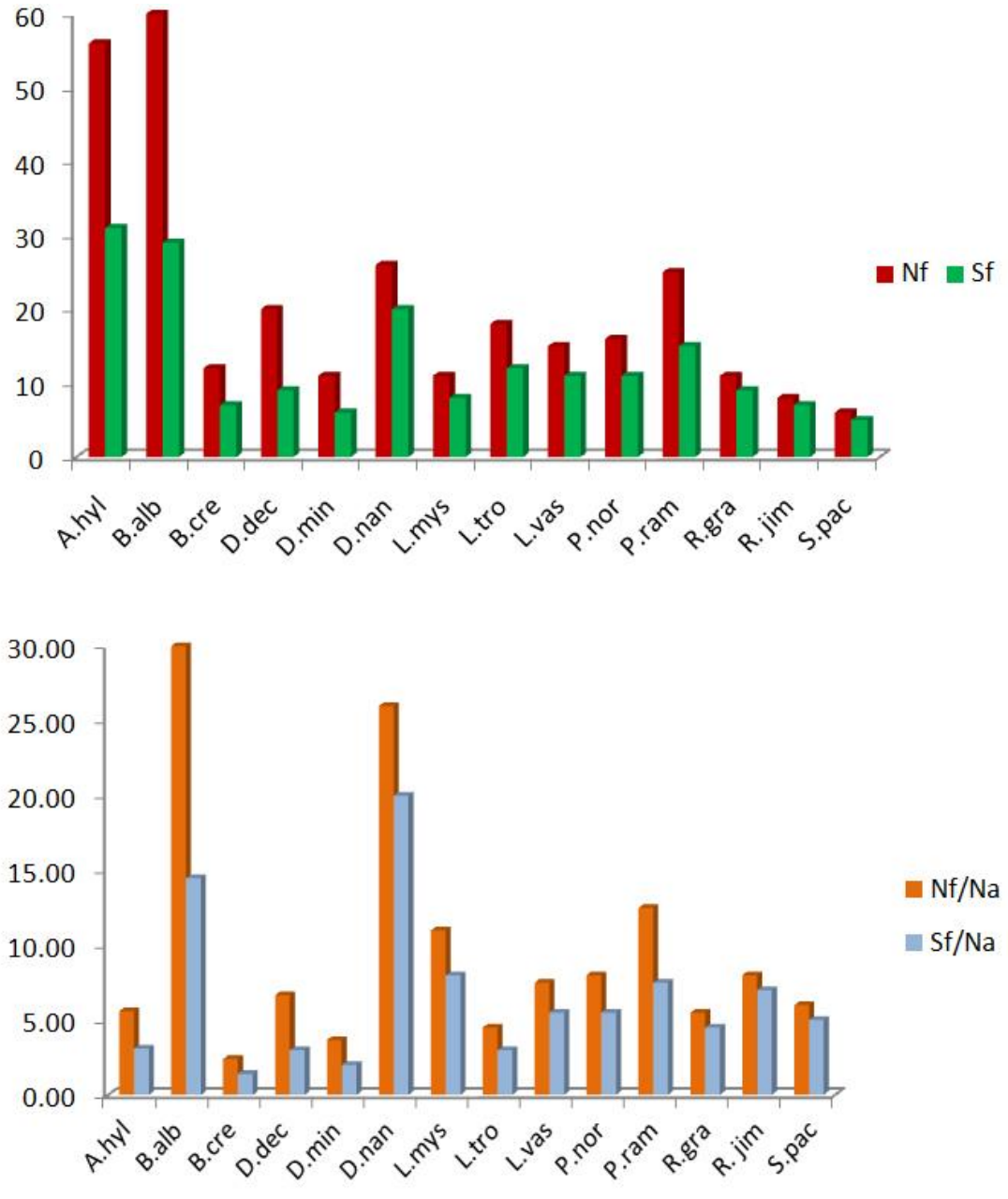


Figura 2- Parâmetros quantitativos das comunidades de fungos associados a anuros em áreas de Mata Atlântica do Nordeste do Brasil: a. Número de ocorrências (N) e de morfo-espécies (S) de fungos em anuros de diferentes espécies; b. Taxa de ocorrências e de riqueza de fungos em anuros de diferentes espécies, considerando o número de animais estudados.

Fonte: O autor.

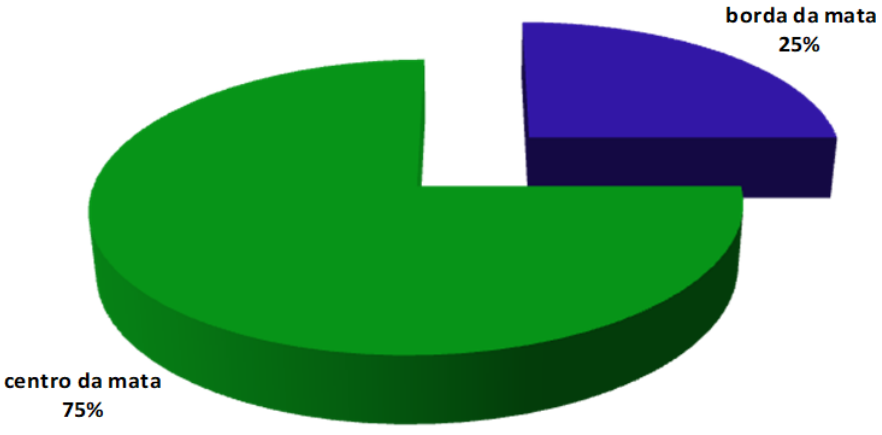


Figura 3- Proporção entre o número de ocorrências de fungos cultiváveis associados a anuros em um gradiente borda-centro em áreas de Mata Atlântica do Nordeste do Brasil

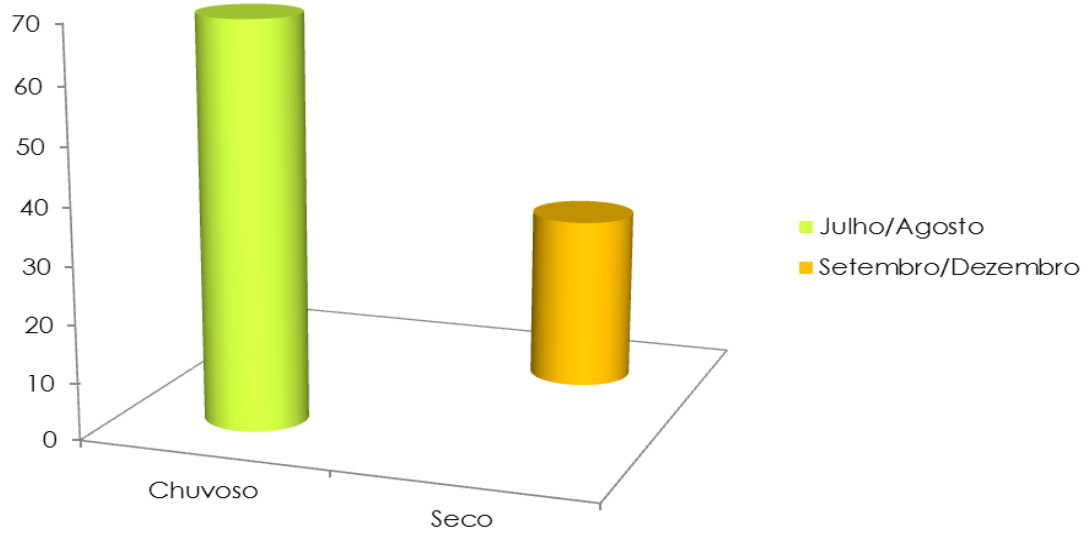


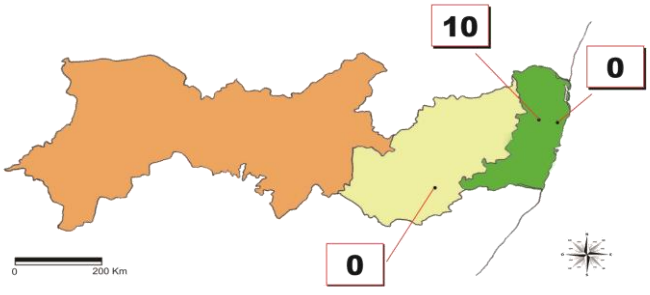
Figura 4- Comparação entre o número de ocorrências de fungos cultiváveis associados a anuros em áreas de Mata Atlântica do Nordeste do Brasil em diferentes épocas do ano

4. 2 Micobiota dos anuros da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil

Dentre os animais amostrados, foi possível delinear alguns padrões associados à ocorrência de fungos diretamente associados à pele e à mucosa bucal de anuros nas áreas estudadas. As figuras 5 a 18 apresentam a composição de morfoespécies, assim como sua abundância relativa e registro nas áreas de coleta, das 14 espécies de anuros estudadas.

Considerando o grupo taxonômico dos anuros, houve pouca relação, ou seja, a similaridade filogenética entre os anuros não é um fator que contribui de modo significativo para a composição de sua micobiota (Fig. 19). Dentre os baixos valores de similaridade, *Pristimantis ramagii* e *Leptodactylus vastus* apresentam a micobiota mais similar (considerando somente presença ou ausência das morfoespécies). Mesmo comparando a composição das micobiotas entre famílias de anuros, os valores de similaridade mostraram-se baixos (Fig. 20). Em Hylidae houve maior similaridade entre diferentes espécies do mesmo gênero, sendo as espécies de *Boana* e de *Dendropsophus* mais similares em sua composição fúngica. Já outros representantes do mesmo gênero mostraram pouca ou nenhuma similaridade, o que pode estar associado a efeito amostral (poucas amostras para comparação ou esforço amostral pequeno) ou diferenciações de nicho em níveis específicos, fazendo com que mesmo anuros filogeneticamente próximos desempenhem estratégias de vida distintas, apresentando contato com fungos distintos.

A micobiota associada aos anuros mostrou-se mais sensível ao hábitat dos animais. Foram registradas 114 ocorrências de fungos em anuros terrestres, e 164 em anuros arborícolas. Espécies arborícolas (*Boana albomarginata*, *B. crepitans*, *Dendropsophus decipiens*, *D. minutus*, *D. nanus*, *Phytecopus nordestinus*, *Pristimantis ramagii* e *Scinax pachycrus*) apresentaram micobiota mais particular entre seus representantes, assim como espécies terrestres (*Adenomera hylaedactyla*, *Leptodactylus mystaceus*, *L. troglodytes*, *L. vastus*, *Rhinella granulosa* e *R. jimi*). O diagrama de espalhamento, gerado por análise multidimensional métrica, apresenta o determinismo da micobiota entre estes dois padrões de modo de vida (Fig. 21). A tabela 3 apresenta os resultados observados e a significância estatística das diferenças observadas. Anuros terrestres apresentam, em geral, maior contato com fungos associados ao solo, tal como fungos demáceos (eg. cladosporioides) e fungos zigospóricos (eg. *Mucor*). Embora este último não apresente discrepância estatística relevante, todos os registros de espécies de *Mucor* ocorreram em anuros terrestres. Espécies deste gênero são comuns na micobiota do solo. Já os anuros arborícolas apresentaram, de modo significativo, mais representantes do gênero *Aspergillus* e dos fungos acremonioides. Estes fungos, associados à material vegetal e à insetos, podem ser comumente veiculados por anuros durante o forrageamento.



Morfo-espécie	*N*	*Freq.*	*Exclus.*
Penicillium sp. *1*	2	*rara*	Não
Penicillium sp. *7*	2	*rara*	Não
Penicillium sp. *12*	2	*rara*	Sim
Acremonium sp. *1*	1	*muito rara*	Sim
Acremonium sp. *3*	1	*muito rara*	Não
Cladosporium sp. *3*	1	*muito rara*	Sim
Cladosporium sp. *4*	1	*muito rara*	Sim
Curvularia sp. *2*	1	*muito rara*	Não
Fusarium sp. *4*	1	*muito rara*	Não
Gongronella sp.	1	*muito rara*	Sim
"Levedura" sp. *2*	1	*muito rara*	Não
"Levedura" sp. *4*	1	*muito rara*	Sim
"Levedura" sp. *5*	1	*muito rara*	não
"Levedura" sp. *6*	1	*muito rara*	Sim
Mucor sp. *5*	1	*muito rara*	Não
Mucor sp. *6*	1	*muito rara*	Sim
Mucor sp. *7*	1	*muito rara*	Sim
Mucor sp. *8*	1	*muito rara*	Sim
Mucor sp. *9*	1	*muito rara*	Sim
Penicillium sp. *5*	1	*muito rara*	Não
Penicillium sp. *8*	1	*muito rara*	Sim
Penicillium sp. *11*	1	*muito rara*	Não
Rhizopus sp. *4*	1	*muito rara*	Sim

N= 56 S= 31

Grupo de fungos	**N**	**S**
Aspergillus	0	0
Fungos demáceos	7	5
Fungos acremonioides	2	2
Fungos leveduriformes	14	6
Fungos zigospóricos	7	7
Fusarium	1	1
Penicillium	25	20
Trichoderma	0	0

Ocorrências de fungos de diferentes grupos associados a *Adenomera hylaedactyla*

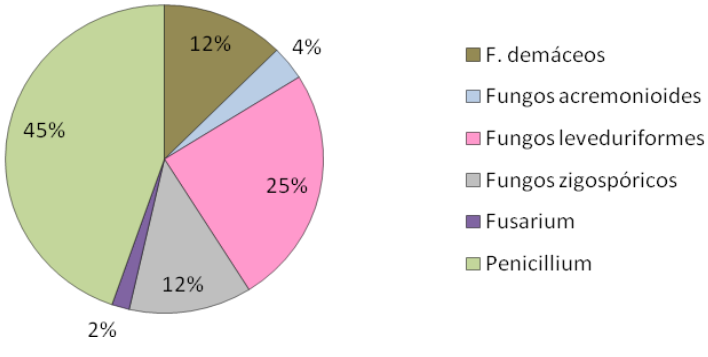
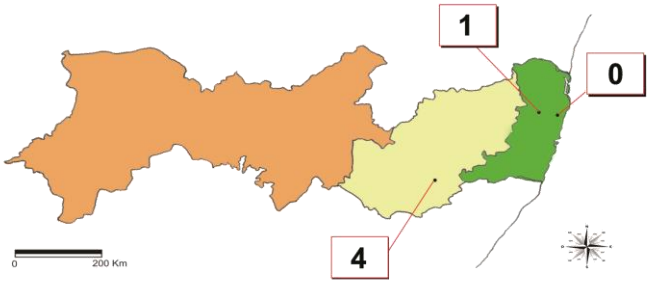


Figura 5- Micobiota associada a *Adenomera hylaedactyla* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos



Morfo-espécie	*N*	*Freq.*	*Exclus.*
Acremonium sp. 7	2	*rara*	sim
ladosporium sp. 1	2	*rara*	não
"Levedura" sp. 7	2	*rara*	sim
Penicillium sp. 1	2	*rara*	não
Penicillium sp. 13	2	*rara*	não
Acremonium sp. 5	1	*muito rara*	não
Acremonium sp. 8	1	*muito rara*	sim
Aspergillus sp. 8	1	*muito rara*	sim
Aspergillus terreus	1	*muito rara*	não
Cladosporium sp. 6	1	*muito rara*	sim
Cladosporium sp. 8	1	*muito rara*	sim
"Levedura" sp. 11	1	*muito rara*	sim
Penicillium pedernalense	1	*muito rara*	não
Penicillium sclerotiorum	1	*muito rara*	sim
Penicillium sp. 10	1	*muito rara*	não
Penicillium sp. 17	1	*muito rara*	sim
Penicillium sp. 23	1	*muito rara*	sim
Penicillium sp. 27	1	*muito rara*	sim
Penicillium sp. 35	1	*muito rara*	sim
Rhizopus sp. 2	1	*muito rara*	não
Trichoderma sp. 3	1	*muito rara*	não

N= 60 S= 29

Grupo de fungos	**N**	**S**
Aspergillus	9	3
Fungos demáceos	7	4
Fungos acremonioides	8	4
Fungos leveduriformes	11	4
Fungos zigospóricos	1	1
Fusarium	0	0
Penicillium	20	11
Trichoderma	4	2

Ocorrências de fungos de diferentes grupos associados a *Boana albomarginata*

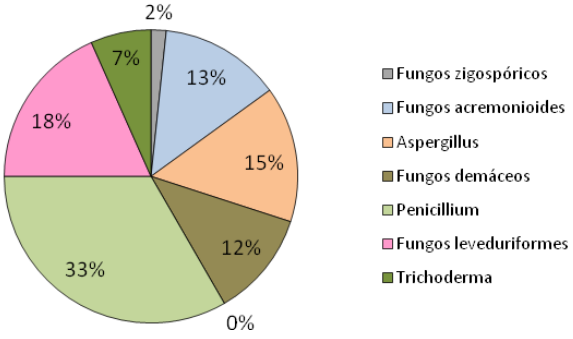
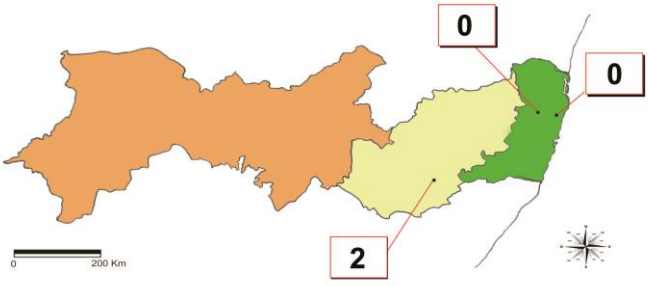
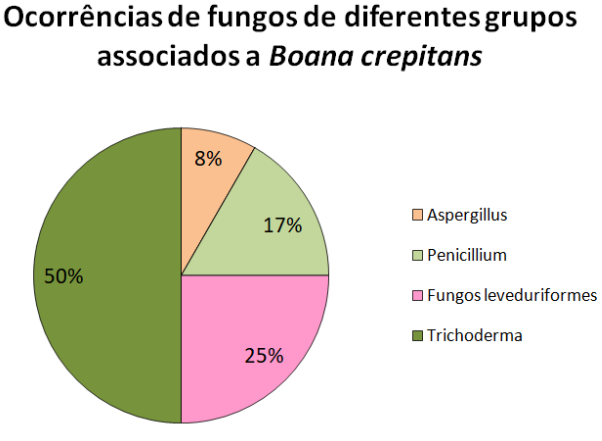


Figura 6- Micobiota associada a *Boana albomarginata* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos.



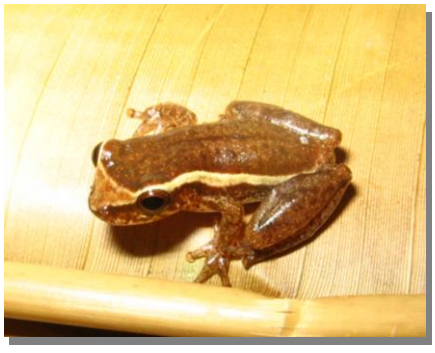
Morfo-espécie	*N*	*Freq.*	*Exclus.*
Trichoderma sp. 5	5	comum	não
"Levedura" sp. 2	2	frequente	não
Aspergillus sp. 4	1	rara	não
"Levedura" sp. 8	1	rara	sim
Penicillium sp. 15	1	rara	sim
Penicillium sp. 34	1	rara	sim
Trichoderma sp. 3	1	rara	não

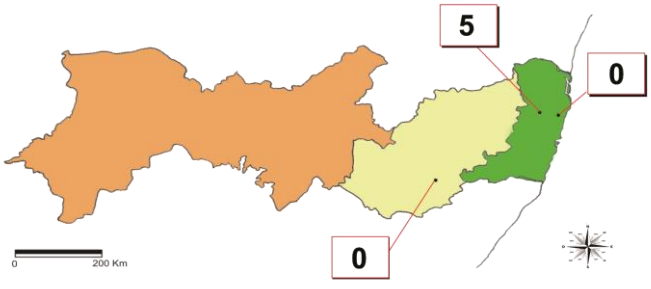
N= 12 S= 7



Grupo de fungos	**N**	**S**
Aspergillus	1	1
Fungos demáceos	0	0
Fungos acremonioides	0	0
Fungos leveduriformes	3	2
Fungos zigospóricos	0	0
Fusarium	0	0
Penicillium	2	2
Trichoderma	6	2

Figura 7- Micobiota associada a *Boana crepitans* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos.





Morfo-espécie	*N*	*Freq.*	*Exclus.*
Cladosporium sp. 1	5	*comum*	não
Fusarium sp. 5	4	*frequente*	sim
Acremonium sp. 4	3	*frequente*	sim
Acremonium sp. 2	2	*ocasional*	sim
"Levedura" sp. 2	2	*ocasional*	não
Aspergillus sp. 4	1	*rara*	não
Fusarium sp. 4	1	*rara*	não
"Levedura" sp. 3	1	*rara*	não
Penicillium sp. 14	1	*rara*	sim

N= 20 S= 9

Grupo de fungos	**N**	**S**
Aspergillus	1	1
Fungos demáceos	5	1
Fungos acremonioides	5	2
Fungos leveduriformes	3	2
Fungos zigospóricos	0	0
Fusarium	5	2
Penicillium	1	1
Trichoderma	0	0

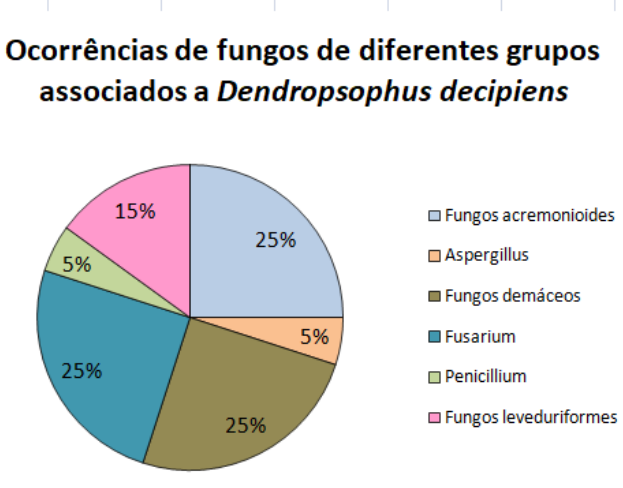
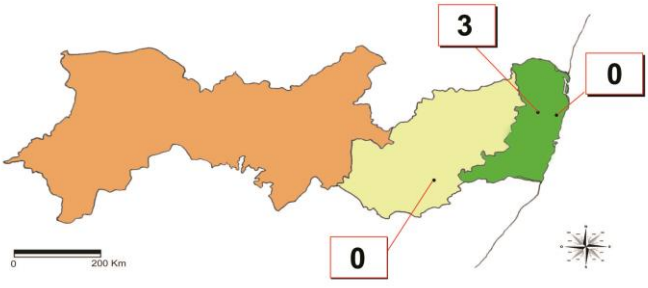


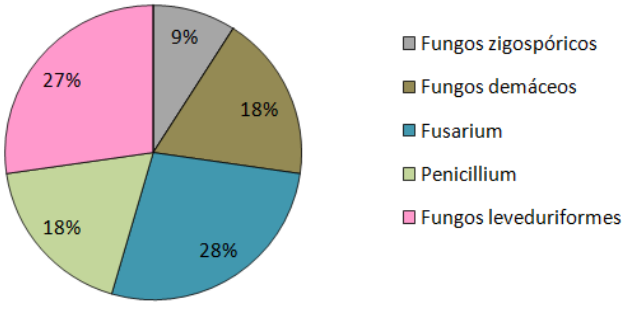
Figura 8- Micobiota associada a *Dendropsophus decipiens* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos.



Morfo-espécie	*N*	*Freq.*	*Exclus.*
Fusarium sp. 4	3	frequente	não
"Levedura" sp. 3	3	frequente	não
Cladosporium sp. 2	2	rara	não
Penicillium sp. 3	1	rara	não
Penicillium sp. 21	1	rara	sim
Rhizopus sp. 1	1	rara	sim

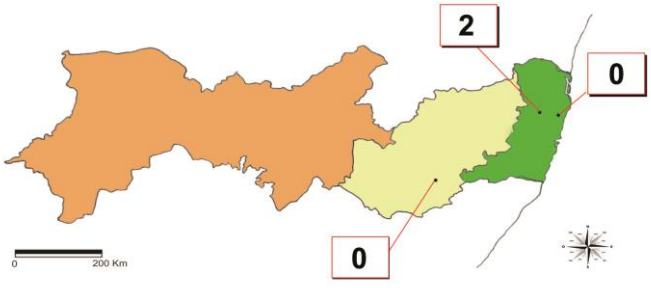
N= 11 S=6

Ocorrências de fungos de diferentes grupos associados a *Dendropsophus minutus*



Grupo de fungos	**N**	**S**
Aspergillus	0	0
Fungos demáceos	2	1
Fungos acremonioides	0	0
Fungos leveduriformes	3	1
Fungos zigospóricos	1	1
Fusarium	3	1
Penicillium	2	2
Trichoderma	0	0

Figura 9- Micobiota associada a *Dendropsophus minutus* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos.



Morfo-espécie	*N*	*Freq.*	*Exclus.*
Aspergillus sp. 4	3	frequente	não
Curvularia sp. 1	2	ocasional	não
Penicillium sp. 7	2	ocasional	não
Penicillium sp. 10	2	ocasional	não
Penicillium sp. 13	2	ocasional	não
Aspergillus niger	1	rara	não
Aspergillus sp. 2	1	rara	não
Aspergillus sp. 6	1	rara	sim
Fusarium sp. 4	1	rara	não
Penicillium sp. 4	1	rara	não
Penicillium sp. 16	1	rara	não
Penicillium sp. 22	1	rara	sim
Penicillium sp. 24	1	rara	não
Penicillium sp. 25	1	rara	sim
Penicillium sp. 31	1	rara	sim
Penicillium sp. 32	1	rara	sim
Penicillium sp. 36	1	rara	sim
Pestalotia sp. 2	1	rara	sim
Sarocladium sp. 1	1	rara	sim
Trichoderma sp. 2	1	rara	não

N= 26 S=20

Grupo de fungos	**N**	**S**
Aspergillus	7	4
Fungos demáceos	1	1
Fungos acremonioides	1	1
Fungos leveduriformes	0	0
Fungos zigospóricos	0	0
Fusarium	1	1
Penicillium	14	11
Trichoderma	1	1

Ocorrências de fungos de diferentes grupos associados a *Dendropsophus nanus*

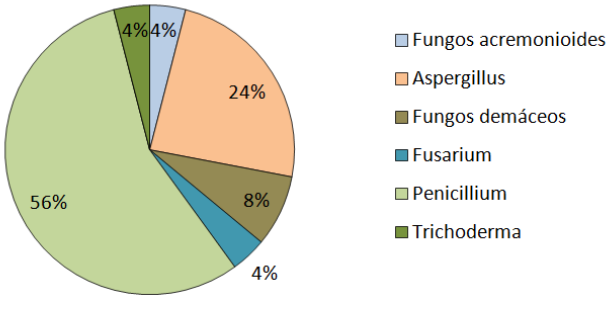
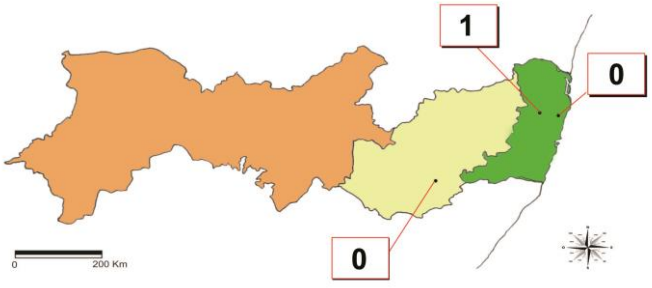
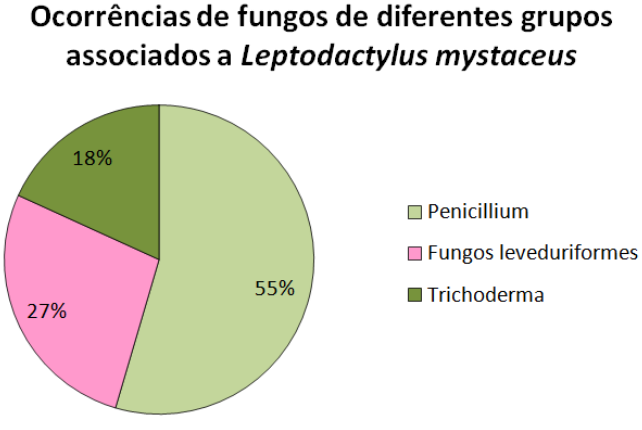


Figura 10- Micobiota associada a *Dendropsophus nanus* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos.



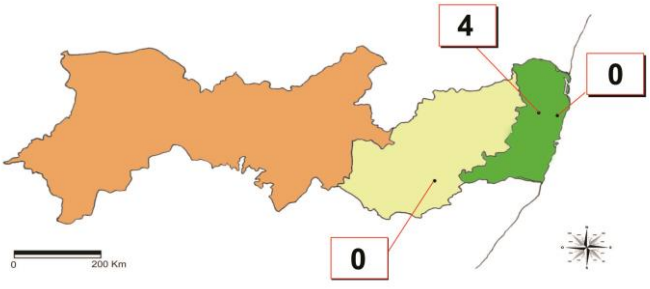
Morfo-espécie	*N*	*Freq.*	*Exclus.*
Penicillium sp. 7	2	ocasional	não
Penicillium sp. 13	2	ocasional	não
Trichoderma sp. 3	2	ocasional	não
"Levedura" sp. 2	1	rara	não
"Levedura" sp. 5	1	rara	não
"Levedura" sp. 10	1	rara	sim
Penicillium pedernalense	1	rara	não
Penicillium sp. 16	1	rara	não

N= 11 S= 8



Grupo de fungos	**N**	**S**
Aspergillus	0	0
Fungos demáceos	0	0
Fungos acremonioides	0	0
Fungos leveduriformes	3	3
Fungos zigospóricos	0	0
Fusarium	0	0
Penicillium	6	4
Trichoderma	2	1

Figura 11- Micobiota associada a *Leptodactylus mystaceus* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos.



Morfo-espécie	*N*	*Freq.*	*Exclus.*
Penicillium sp. 5	5	frequente	não
"Levedura" sp. 1	2	ocasional	não
Penicillium sp. 10	2	ocasional	não
Aspergillus fumigatus	1	rara	sim
Cladosporium sp. 5	1	rara	sim
Cladosporium sp. 7	1	rara	sim
Curvularia sp. 1	1	rara	não
Gliocladium sp. 1	1	rara	não
Mucor circinelloides	1	rara	sim
Mucor sp. 5	1	rara	não
Penicillium sp. 2	1	rara	não
Penicillium sp. 9	1	rara	não

N= 18 S= 12

Grupo de fungos	**N**	**S**
Aspergillus	1	1
Fungos demáceos	3	3
Fungos acremonioides	0	0
Fungos leveduriformes	2	1
Fungos zigospóricos	2	1
Fusarium	0	0
Penicillium	9	4
Trichoderma	0	0

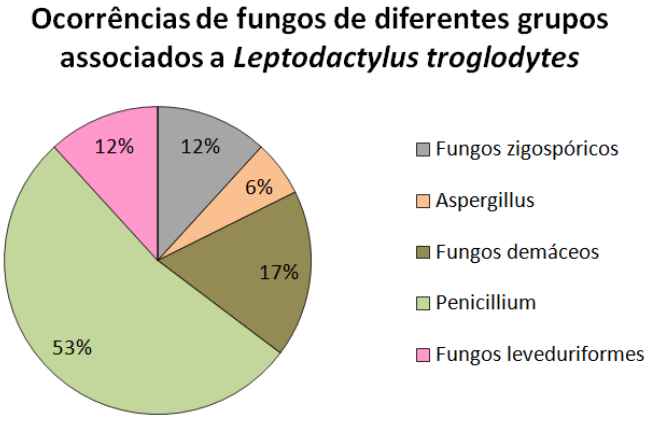
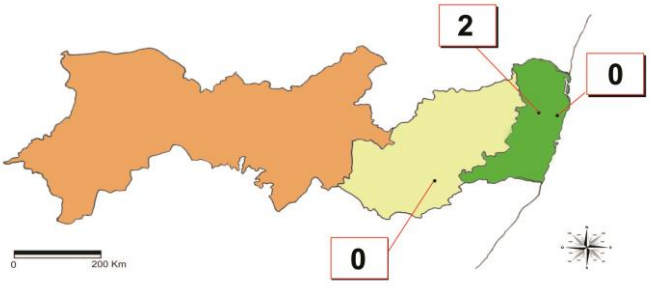


Figura 12- Micobiota associada a *Leptodactylus troglodytes* emáreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos.



Morfo-espécie	*N*	*Freq.*	*Exclus.*
Penicillium sp. 11	3	frequente	não
"Levedura" sp. 2	2	ocasional	não
Penicillium sp. 1	2	ocasional	não
Acremonium sp. 6	1	rara	não
Cladosporium sp. 1	1	rara	não
Penicillium sp. 2	1	rara	não
Penicillium sp. 3	1	rara	não
Penicillium sp. 5	1	rara	não
Penicillium sp. 18	1	rara	sim
Penicillium sp. 19	1	rara	sim
Penicillium sp. 20	1	rara	sim

N= 15 S= 11

Grupo de fungos	**N**	**S**
Aspergillus	0	0
Fungos demáceos	1	1
Fungos acremonioides	1	1
Fungos leveduriformes	2	1
Fungos zigospóricos	0	0
Fusarium	0	0
Penicillium	11	8
Trichoderma	0	0

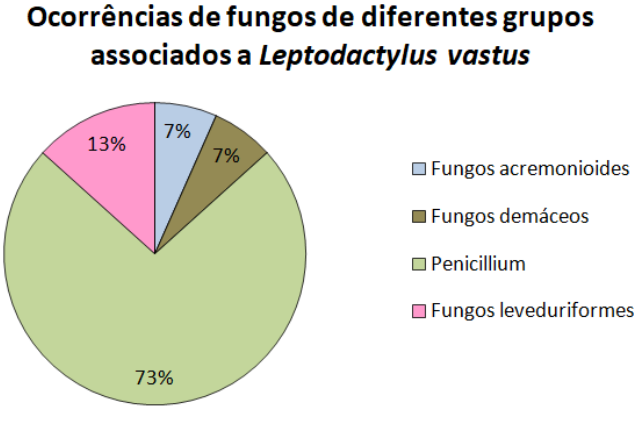
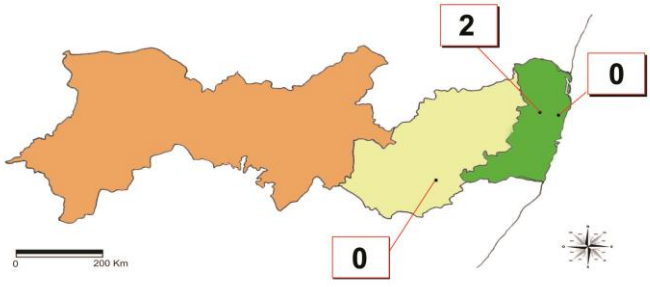


Figura 13- Micobiota associada a *Leptodactylus vastus* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos.



Morfo-espécie	*N*	*Freq.*	*Exclus.*
Acremonium sp. 5	3	frequente	não
Cladosporium sp. 1	2	ocasional	não
Curvularia sp. 2	2	ocasional	não
"Levedura" sp. 2	2	ocasional	não
Acremonium sp. 3	1	rara	não
Acremonium sp. 6	1	rara	não
Aspergillus niger	1	rara	não
Aspergillus sp. 2	1	rara	não
Aspergillus sp. 5	1	rara	sim
Fusarium sp. 1	1	rara	sim
Rhizopus sp. 2	1	rara	não

N= 16 S= 11

Grupo de fungos	**N**	**S**
Aspergillus	3	3
Fungos demáceos	4	2
Fungos acremonioides	5	3
Fungos leveduriformes	2	1
Fungos zigospóricos	1	1
Fusarium	1	1
Penicillium	0	0
Trichoderma	0	0

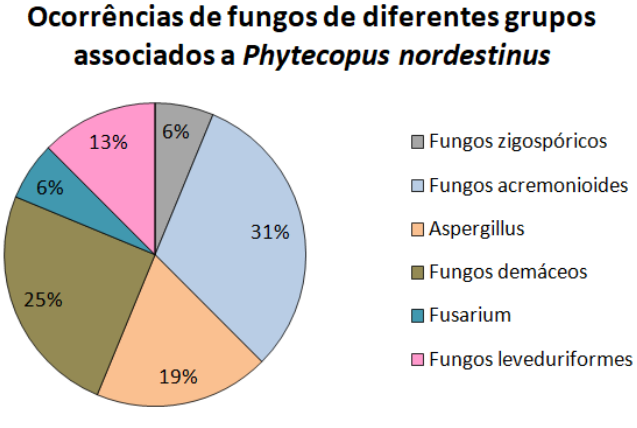
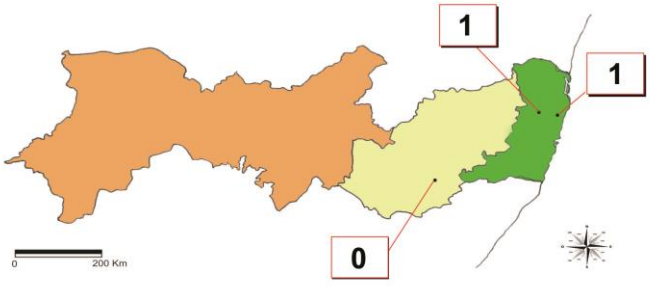


Figura 14- Micobiota associada a *Phytecopus nordestinus* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos.



Morfo-espécie	*N*	*Freq.*	*Exclus.*
"Levedura"	7	comum	não
Aspergillus sp. 1	2	ocasional	sim
Penicillium sp. 1	2	rara	não
Penicillium sp. 3	2	rara	não
Penicillium sp. 24	2	rara	não
Aspergillus auricomus	1	rara	sim
Aspergillus sp. 2	1	rara	não
Cladosporium	1	rara	não
Fusarium sp. 2	1	rara	não
"Levedura" sp. 2	1	rara	não
Penicillium sp. 2	1	rara	não
Penicillium sp. 4	1	rara	não
Penicillium sp. 5	1	rara	não
Penicillium sp. 30	1	rara	sim
Pestalotiopsis sp.	1	rara	sim

N= 25 S= 15

Grupo de fungos	**N**	**S**
Aspergillus	4	1
Fungos demáceos	1	1
Fungos acremonioides	0	0
Fungos leveduriformes	8	2
Fungos zigospóricos	0	0
Fusarium	1	1
Penicillium	10	7
Trichoderma	0	0

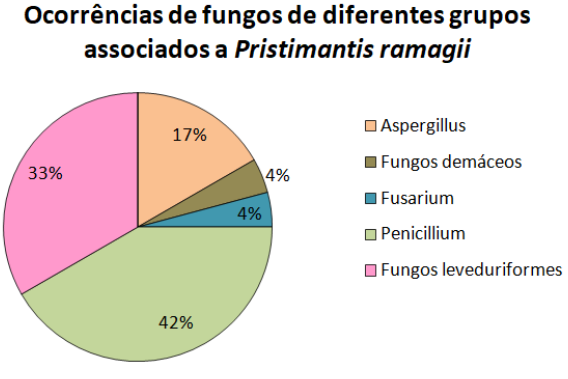
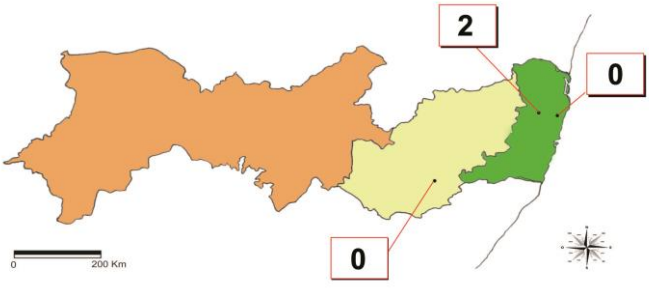


Figura 15- Micobiota associada a *Pristimantis ramagii* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos.



Morfo-espécie	*N*	*Freq.*	*Exclus.*
Absidia sp.	2	ocasional	não
Aspergillus niger	2	ocasional	não
Fusarium fujikuroi	1	rara	sim
"Levedura" sp. 1	1	rara	não
Mucor sp. 3	1	rara	sim
Mucor sp. 4	1	rara	sim
Penicillium sp. 5	1	rara	não
Rhizopus sp. 2	1	rara	não
Trichoderma sp. 1	1	rara	não

N= 11 S= 9

Grupo de fungos	**N**	**S**
Aspergillus	2	1
Fungos demáceos	0	0
Fungos acremonioides	0	0
Fungos leveduriformes	1	1
Fungos zigospóricos	5	1
Fusarium	1	1
Penicillium	1	1
Trichoderma	1	1

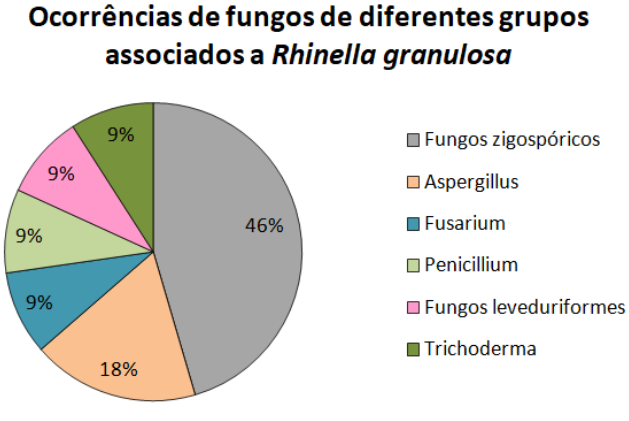
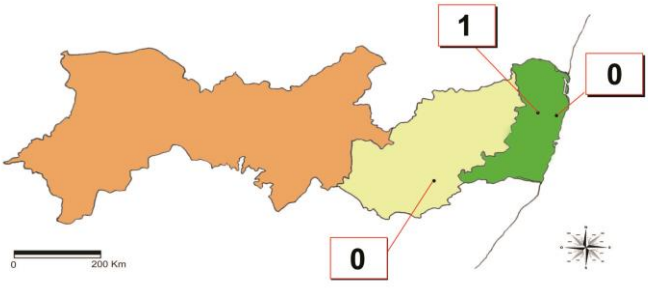


Figura 16- Micobiota associada a *Rhinella granulosa* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos.



Morfo-espécie	*N*	*Freq.*	*Exclus.*
Aspergillus sp. 2	2	ocasional	não
Curvularia sp. 2	1	rara	não
Fusarium poae	1	rara	Sim
Fusarium graminearium	1	rara	sim
Fusarium sp. 4	1	rara	não
Gliogladium sp. 2	1	rara	sim
Pestalotia sp. 1	1	rara	sim

N= 8 S=7

Grupo de fungos	**N**	**S**
Aspergillus	2	1
Fungos demáceos	1	1
Fungos acremonioides	0	0
Fungos leveduriformes	0	0
Fungos zigospóricos	0	0
Fusarium	3	3
Penicillium	0	0
Trichoderma	0	0

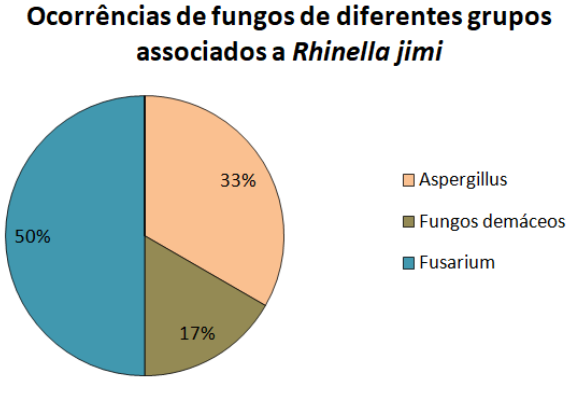
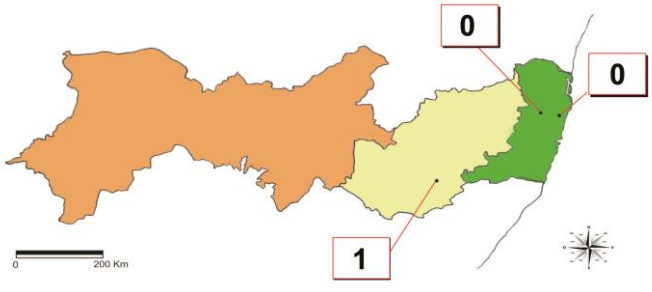


Figura 17- Micobiota associada a *Rhinella jimi* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos.



Morfo-espécie	*N*	*Freq.*	*Exclus.*
Absidia sp.	2	ocasional	não
Aspergillus terreus	1	rara	não
Fusarium incarnatum-equiseti	1	rara	sim
Gliocladium sp. 1	1	rara	não
"Levedura" sp. 2	1	rara	não

N= 6 S=5

Grupo de fungos	**N**	**S**
Aspergillus	1	1
Fungos demáceos	0	0
Fungos acremonioides	0	0
Fungos leveduriformes	1	1
Fungos zigospóricos	2	1
Fusarium	1	1
Penicillium	0	0
Trichoderma	0	0

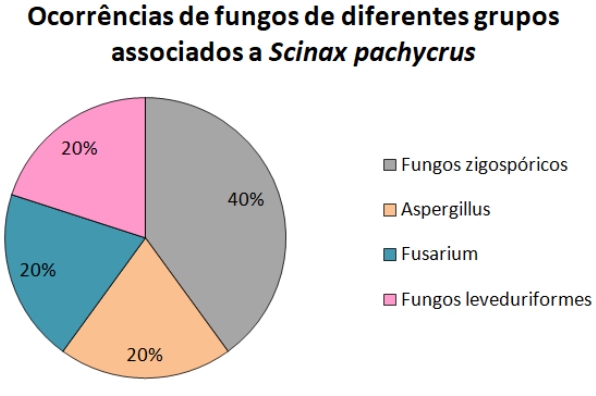


Figura 18- Micobiota associada a *Scinax pachycrus* em áreas da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, considerando o número de ocorrências por morfo-espécie, sua frequência de ocorrência, se a morfo-espécie foi exclusiva deste anuro, assim como o número de indivíduos analisados e a distribuição da sua micobiota em grupos.

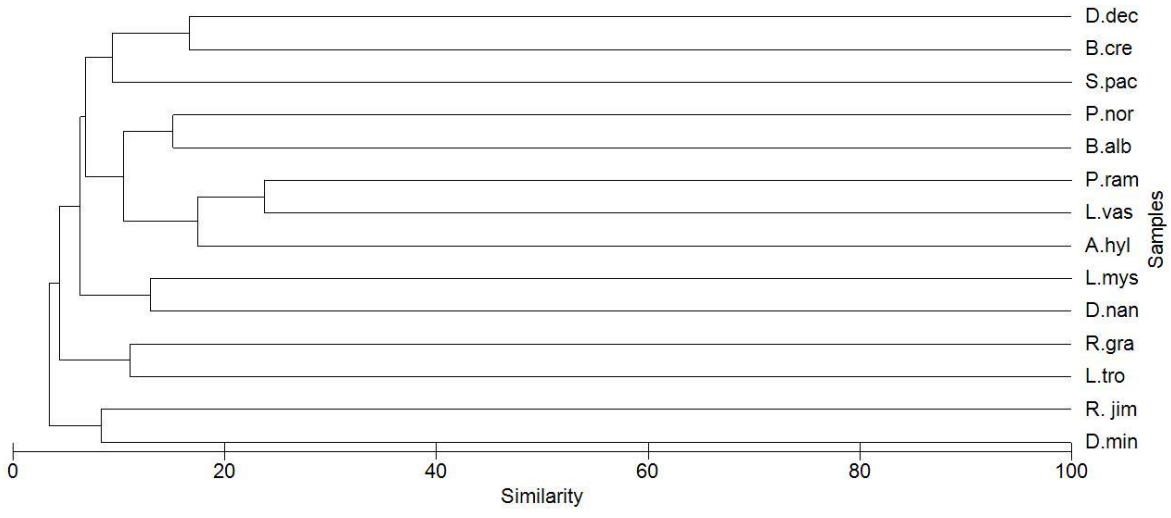


Figura 19- Similaridade entre a composição de fungos associados a anuros de diferentes espécies em áreas de Mata Atlântica do Nordeste do Brasil.

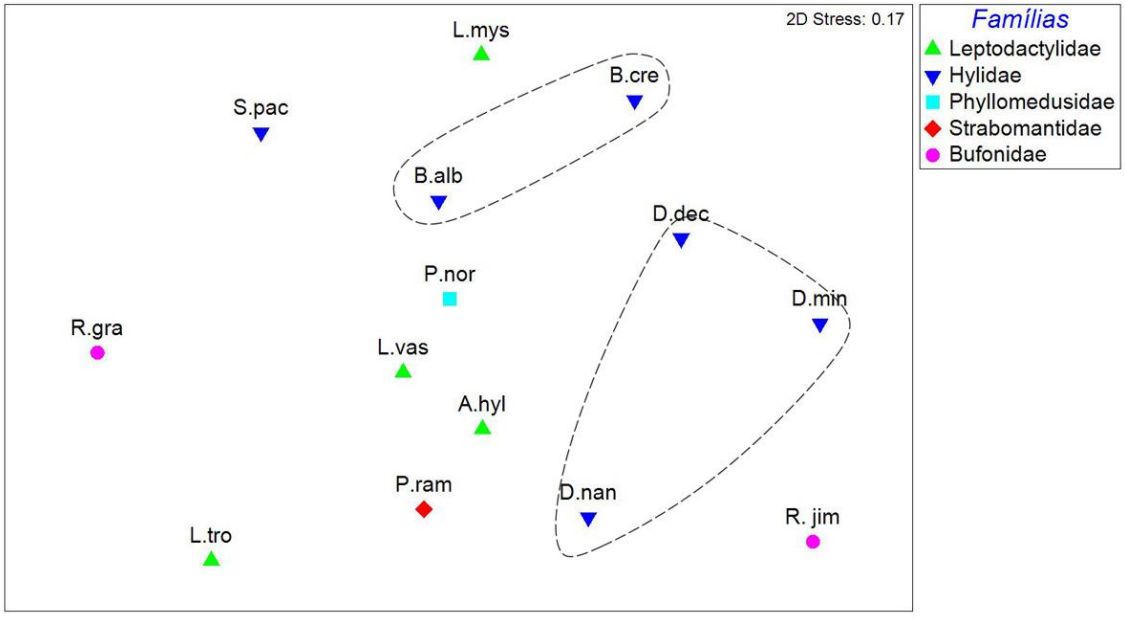


Figura 20- Similaridade entre a composição de fungos associados a anuros de diferentes famílias em áreas de Mata Atlântica do Nordeste do Brasil. As linhas destacam a similaridade entre espécies do mesmo gênero.

Tabela 3- Ocorrência de fungos associados a anuros com hábito terrestre e arborícola em áreas de Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, incluindo a probabilidade, dentro da significância estabelecida, de descartar a hipótese nula de que não há diferença estatística entre os hábitos (marcados com *)

Grupos	***Terrestres***	***Arborícolas***	***p*** (χ^2)
Aspergillus	5	25	0,000261*
Fungos demáceos	13	23	0,095581
Fungos acremonioides	3	19	0,000647*
Fungos leveduriformes	22	31	0,216368
Fungos zigospóricos	14	5	0,038947
Fusarium	5	12	0,089555
Penicillium	52	49	0,765313

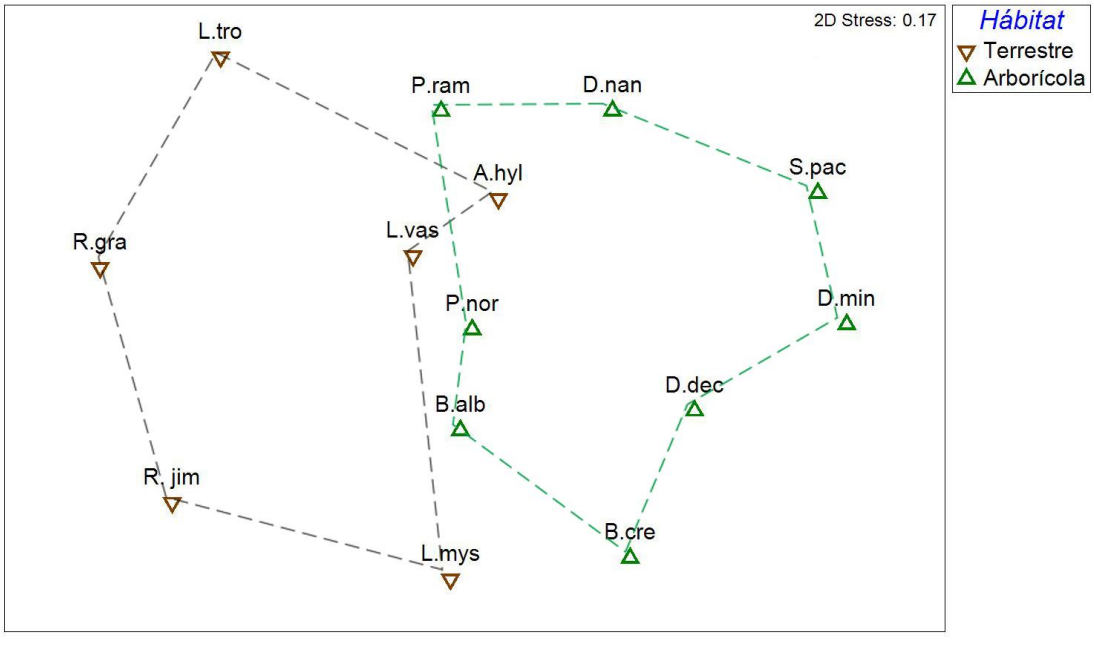


Figura 21- Similaridade entre a composição de fungos associados a anuros de diferentes hábitats em áreas de Mata Atlântica do Nordeste do Brasil. As linhas demarcam a área de dispersão multidimensional das dados observados nos diferentes grupos.

4. 3 Fungos associados a anuros da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil

Foram registrados fungos alocados em 102 grupos dentre as 281 ocorrências, incluindo gêneros, morfoespécies e espécies (Tabela 4). O gênero com maior número de táxons registrados foi *Penicillium*, com 38 morfoespécies identificadas (36 morfoespécies em identificação e duas espécies identificadas), seguido por *Aspergillus* (seis morfoespécies e quatro espécies identificadas) e por fungos acremonioides, como *Acremonium* e *Sarocladium*

e cladosporioides (*Cladosporium* e táxons associados), totalizando nove morfoespécies cada grupo (Figura 22). Fungos leveduriformes também foram registrados no levantamento (12 morfoespécies). As morfoespécies com maiores números de ocorrências foram "Levedura" sp. 2 (15), *Aspergillus* sp. 4 (12), *Cladosporium* sp. 1 (12), "Levedura" sp. 1 (10) e *Penicillium* sp. 3 (9). Considerando a proximidade filogenética e ecológico/funcional, os fungos associados aos anuros estados são aqui divididos em oito grupos para discussão e análise dos resultados: fungos acremonioides, fungos cladosporioides (*Cladosporium stricto sensu* e *Cladosporium-like*), fungos zigospóricos (eg. Mucorales), *Penicillium*, *Aspergillus*, *Trichoderma*, *Fusarium* e fungos leveduriformes. A maioria dos fungos registrados encontra-se normalmente associada ao solo e vegetação, os quais os anuros entram em contato ao longo de sua vida adulta. Muitos são comumente associados a insetos (eg. fungos acremonioides) e com substratos úmidos.

Tabela 4. Fungos associados a anuros em áreas de Mata Atlântica do Nordeste do Brasil.

Identificação	***N***	***A.hyl***	***B.alb***	***B.cre***	***D.dec***	***D.min***	***D.nan***	***L.mys***	***L.tro***	***L.vas***	***P.nor***	***P.ram***	***R.gra***	***R.jim***	***S.pac***
Absidia sp.	**4**	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	2
Acremonium sp. *1*	**1**	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Acremonium sp. *2*	**2**	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Acremonium sp. *3*	**6**	1	4	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
Acremonium sp. *4*	**3**	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Acremonium sp. *5*	**4**	0	1	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0
Acremonium sp. *6*	**2**	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0
Acremonium sp. *7*	**2**	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Acremonium sp. *8*	**1**	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Aspergillus auricomus	**1**	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
Aspergillus fumigatus	**1**	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
Aspergillus niger	**4**	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	0	2	0	0
Aspergillus sp. *1*	**2**	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0

Tabela 4. continuação

Aspergillus sp. *2*	**5**	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	1	0	2	0
Aspergillus sp. *4*	**12**	0	7	1	1	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0
Aspergillus sp. *5*	**1**	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
Aspergillus sp. *6*	**1**	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
Aspergillus sp. *8*	**1**	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Aspergillus terréus	**2**	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
Cladosporium	**1**	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
Cladosporium sp. *1*	**12**	2	2	0	5	0	0	0	0	1	2	0	0	0	0
Cladosporium sp. *2*	**7**	2	3	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Cladosporium sp. *3*	**1**	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Cladosporium sp. *4*	**1**	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Cladosporium sp. *5*	**1**	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
Cladosporium sp. *6*	**1**	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Cladosporium sp. *7*	**1**	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
Cladosporium sp. *8*	**1**	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Curvularia sp. *1*	**3**	0	0	0	0	0	2	0	1	0	0	0	0	0	0
Curvularia sp. *2*	**4**	1	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	0	1	0
Fusarium fujikuroi sp. *5*	**1**	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
Fusarium incarnatum-equiseti	**1**	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1
Fusarium poae	**1**	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
Fusarium sp. *1*	**1**	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
Fusarium sp. *2*	**1**	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
Fusarium cf. *graminearium*	**1**	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
Fusarium sp. *4*	**7**	1	0	0	1	3	1	0	0	0	0	0	0	1	0
Fusarium sp. *5*	**4**	0	0	0	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Gliocladium sp. *1*	**2**	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1
Gliogladium sp. *2*	**1**	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
Gongronella sp.	**1**	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Levedura sp. 12	**7**	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	7	0	0	0
Levedura sp. *1*	**10**	7	0	0	0	0	0	0	2	0	0	0	1	0	0
Levedura sp. *2*	**15**	1	3	2	2	0	0	1	0	2	2	1	0	0	1
Levedura sp. *3*	**7**	3	0	0	1	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Levedura sp. *4*	**1**	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Levedura sp. *5*	**2**	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
Levedura sp. *6*	**1**	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Levedura sp. *7*	**2**	0	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Levedura sp. *8*	**1**	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Levedura sp. *9*	**5**	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Levedura sp. *10*	**1**	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
Levedura sp. *11*	**1**	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Mucor circinelloides	**1**	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
Mucor sp. *3*	**1**	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
Mucor sp. *4*	**1**	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
Mucor sp. *5*	**2**	1	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0

Tabela 4. continuação

Mucor sp. *6*	**1**	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Mucor sp. *7*	**1**	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Mucor sp. *8*	**1**	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Mucor sp. *9*	**1**	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Penicillium pedernalense	**2**	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
Penicillium sclerotiorum	**1**	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Penicillium sp. *1*	**8**	2	2	0	0	0	0	0	0	2	0	2	0	0	0
Penicillium sp. *2*	**7**	4	0	0	0	0	0	0	1	1	0	1	0	0	0
Penicillium sp. *3*	**9**	5	0	0	0	1	0	0	0	1	0	2	0	0	0
Penicillium sp. *4*	**5**	3	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0
Penicillium sp. *5*	**9**	1	0	0	0	0	0	0	5	1	0	1	1	0	0
Penicillium sp. *6*	**4**	4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *7*	**6**	2	0	0	0	0	2	2	0	0	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *8*	**1**	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *9*	**7**	0	6	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *10*	**5**	0	1	0	0	0	2	0	2	0	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *11*	**7**	1	3	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *12*	**2**	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *13*	**6**	0	2	0	0	0	2	2	0	0	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *14*	**1**	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *15*	**1**	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *16*	**2**	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *17*	**1**	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *18*	**1**	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *19*	**1**	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *20*	**1**	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *21*	**1**	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *22*	**1**	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *23*	**1**	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *24*	**3**	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	2	0	0	0
Penicillium sp. *25*	**1**	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *27*	**1**	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *30*	**1**	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
Penicillium sp. *31*	**1**	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *32*	**1**	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *34*	**1**	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *35*	**1**	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Penicillium sp. *36*	**1**	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
Pestalotia sp. *1*	**1**	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0
Pestalotia sp. *2*	**1**	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
Pestalotiopsis sp.	**1**	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0
Rhizopus sp. *1*	**1**	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Rhizopus sp. *2*	**3**	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0
Rhizopus sp. *4*	**1**	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Tabela 4. Continuação

Sarocladium sp.	**1**	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
Trichoderma sp. 1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0
Trichoderma sp. 2	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
Trichoderma sp. 3	4	0	1	1	0	0	0	2	0	0	0	0	0	0	0

Trichoderma sp. 4	3	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Trichoderma sp. 5	5	0	0	5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	N	***A.hyl***	***B.alb***	***B.cre***	***D.dec***	***D.min***	***D.nan***	***L.mys***	***L.tro***	***L.vas***	***P.nor***	***P.ram***	***R.gra***	***R.jim***	***S.pac***
N_{anuros}	**56**	**56**	**6**	**20**	**11**	**25**	**9**	**18**	**15**	**16**	**25**	**10**	**8**	**6**	**281**
S_{anuros}	**31**	**29**	**7**	**9**	**6**	**20**	**8**	**12**	**11**	**11**	**15**	**9**	**7**	**5**	

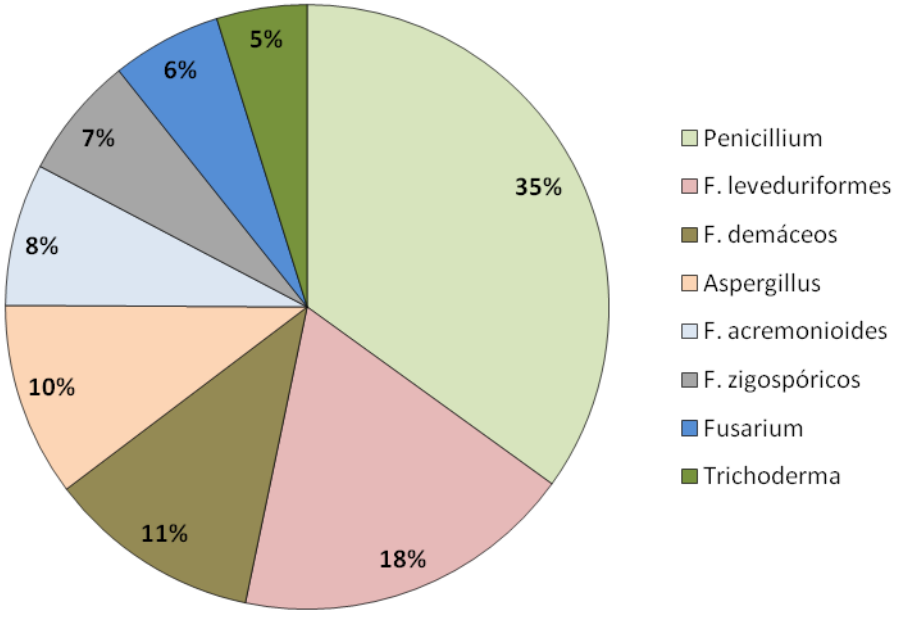


Figura 22- Ocorrências de fungos de diferentes grupos em anuros da Mata Atlântica do Nordeste do Brasil

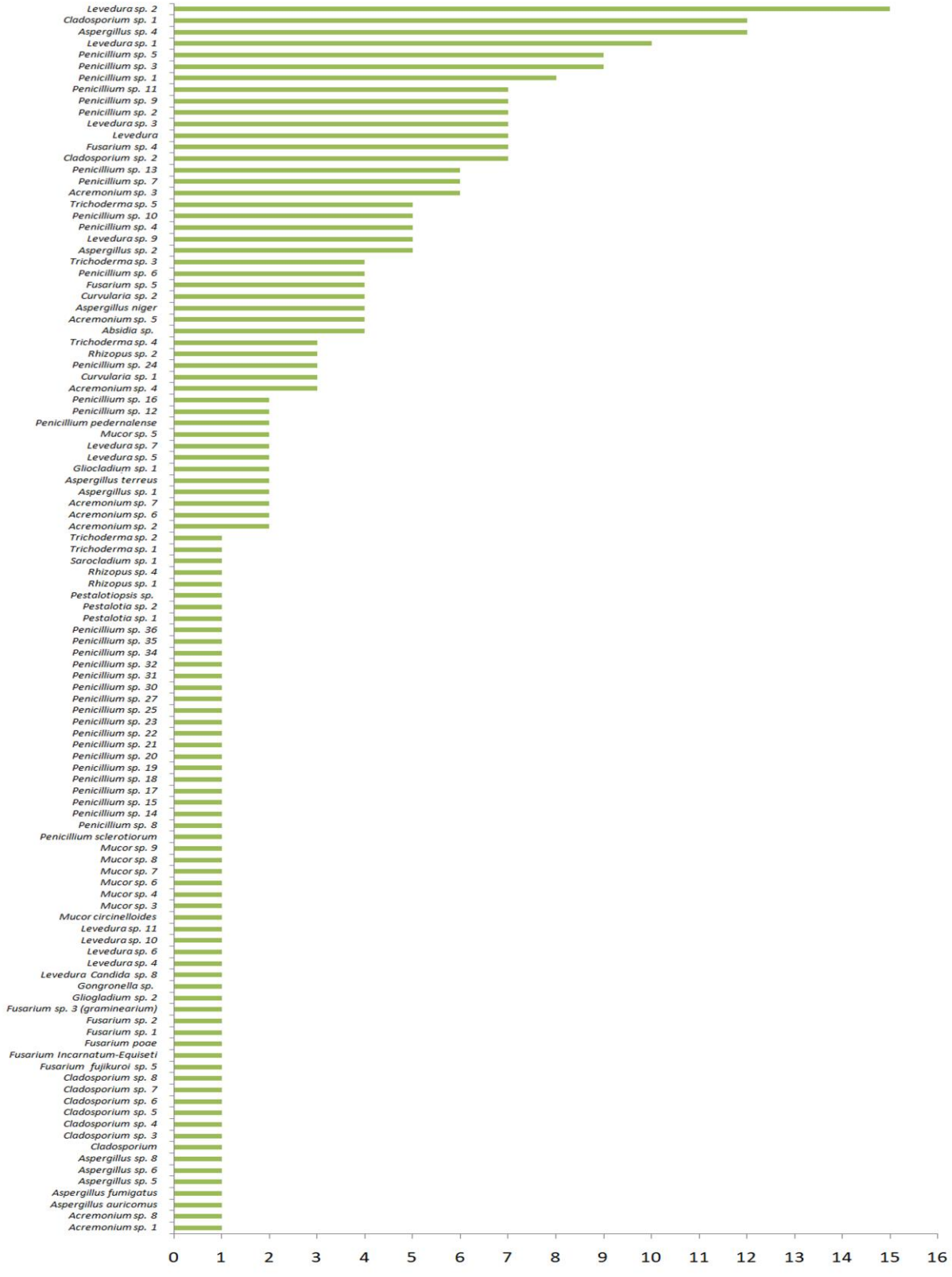


Figura 23- Ocorrências de fungos associados a anuros em áreas de Mata Atlântica do Nordeste do Brasil, classificados em morfo-espécies

4.3.1 *Penicillium* associados a anuros da Mata Atlântica de Pernambuco

Dentre os fungos cultiváveis associados aos animais estudados, o gênero *Penicillium* foi dominante, com 101 ocorrências, identificados em 34 espécies morfoespécies, presentes em anuros de 11 espécies de anuros, dentre as 14 amostradas. É um dos dos fungos mais comumente isolados em cultura pura, ocorrendo em uma ampla gama de hábitats, participando ativamente de processos ecossistêmicos e em atividades humanas (Visagie *et al*. 2014).

Penicillium pedernalense é aqui identificado associado a *Boana albomarginata* e em *Leptodactylus mystaceus*. Originalmente identificada a partir de um isolado de composto de resíduos de cabeças de camarão da perna branca por Laich & Andrade (2016), esta espécie é alocada na seção Lanata-Divaricata. Embora apresente penicílios biverticilados e fialides ampuliformes típicos desta seção, uma combinação de dados de crescimento em diferentes meios de cultura e de sequências marcadoras são necessárias para a identificação desta espécie. Algumas espécies deste gênero são psicrotolerantes, e toleram pH baixo mesmo quando as concentrações elevadas de solutos (Barbosa *et al*., 2017). Essa espécie foi identificada na mucosa da boca de *B. Albomarginatus* em Garanhuns, e na pele de *Leptodactylus mystaceus* em Tapacurá, sendo provavelmente bem distribuída no bioma inventariado. Essa interação animal- fungo não apresentou sinais de danos físicos aos animais, nem na mucosa da boca e nem na pele, pois os mesmos se encontravam saudáveis.

Assim como a espécie citada, *Penicillium* cf. *citrinum* também foi registrado em duas espécies de anuros (*Boana albomarginatus* e *Leptodactylus vastus*) durante a segunda coleta em Tapacurá, tanto na mucosa da boca como também na pele. *Penicillium citrinum* é um fungo filamentoso encontrado em formas comuns presentes em diversos solos, possue uma ampla distribuição (Pitt 1979). Fungos desta epsécie podem produzir a Citrinina, uma micotoxina nefrotóxica (Hetherington e Raistrick 1931), e também extrólitos, como o ácido tanzowaico A, e também quinocitrininas, ácido asterico e compactina (Klitgaard *et al*. 2014). Fungos desta espécie, por produzirem micotoxinas, se tornam responsáveis por causar intoxicações em animais (cães, aves, porcos) ao ingerir um alimento contaminado. Todavia, os animais estudados se encontravam, aparentemente, saudáveis.

Assim como *Penicillium pedernalense*, outro representante deste gênero outrora encontrado em água de rejeitos é *P. sclerotium*, aqui registrado em uma espécie de anuro,

Boana albomarginatus, na coleta de Garanhuns. Nas analises microscópicas, foram observadas características morfológicas marcantes, como conidióforos monoverticilados, esporos ~2,5 µm, lisos, colunares, com esclerócios ocasionalmente coloridos. Macroscopicamente, a colônia tinha
verso laranja a vermelho, com reverso cinza. Culturas identificadas como *P. sclerotiorum* foram isoladas em muitos países da África, Ásia e América do Norte. Porém, poucas vezes foram descritas (Pitt 1973). Essa especie tem seu habitat comum no solo (Pitt 1973).

4.3.2 *Aspergillus* associados a anuros da Mata Atlântica de Pernambuco

Dentre os 30 registros de *Aspergillus*, 25 estão associados a anuros arborícolas, o que mostra que estes fungos são mais comuns na micobiota das rãs. Este gênero é importante, sobretudo, para a biotecnologia por produzir diversas enzimas úteis, incluindo as proteases (QUEIROZ; SOUZA, 2020).

Aspergillus auricomus (Guéguen Saito, 1939*)* foi encontrado na pele de *Prustimantes ramageri*, durante a coleta realizada no Jardim botânico em Recife. Apresenta vesícula piriforme, esporos ~2,5 µm, lisos, hialinos a dourados, irregularmente globosos. A colônia possui verso amarelo dourado e reverso marrom.

Aspergillus fumigatus é aqui registrado em L*eptodactylus troglodytes*, encontrado em sua pele, em Tapacurá. *A. fumigatus* é espécie comum, cosmopolita e ubíqua, apresentando crescimento satisfatório em diversos meios de cultivo em laboratório e registros em grande número de substratos. É conhecida pela amplitude de intervalos de condições que pode ocupar nos ecossistemas, como espécie com alta tolerância a estresses. *A. fumigatus* é o fungo patogênico mais frequentemente encontrado em ambiente hospitalar (Magalhães, 2007). Como características diagnósticas combinadas, destacam-se a coloração azulada das colônias, tanto em MEA25 como em CYA25, vesículas espatuladas unisseriadas e conídios usualmente lisos.

Aspergillus niger foi identificado em uma espécie de anuro, *Rhinella granulosa*, durante as segunda coleta em Tapacurá, na pele e na mucosa da boca do animal. É um dos fungos mais citados em diversos substratos orgânicos, sendo considerado ubíquo e cosmopolita. É comumente encontrado em sementes e demais produtos vegetais em estoque e é conhecido pela capacidade de crescer em diversos meios de cultura usados em isolamentos. Dentre as espécies que produzem esporulação negra em CYA25 e MEA25, difere de *A.*

japonicus por apresentar vesículas marcadamente bisseriadas, e de *A. carbonarius* por apresentar conídios menores (2,5–5 µm).

Aspergillus terreus foi encontrado em duas espécie de anuros, *Scinax pachycrus,* na pele, e *Boana albomarginatus,* na mucosa da boca. Apresenta como caracteres diagnósticos colônias de coloração em tons ocráceos, formada por numerosas cabeças conidiais colunares compactas, apresentando longas cadeiais conidiais, diferindo assim de *A. ochraceus,* o qual embore apresente colônias com coloração parecida, apresenta cabeças conidiais radiadas e cadeias de esporos mais curtas.

4.3.3 *Trichoderma* associados a anuros da Mata Atlântica de Pernambuco

Membros da família Hypocreaceae estão entre os ascomicetos com maior plasticidade ecológica, podendo ser encontrados associados à diferentes substratos. Foram registradas 14 ocorrências de representantes deste gênero, sendo *Boana* o gênero de anuro mais frequentemente associado, tanto na pele e na mucosa da boca. E complexo de espécies *Trichoderma AfroHarzianum* em uma espécie de anuro *Dendropsopus nanus* na mucosa da boca.

Como uma das espécies mais comumente registradas de *Trichoderma*, *T. harzianum* apresenta morfologia característica, com colônias formando esporulação clara, ocasionalmente com produção de pigmentos amarelo claros, e conidióforos com um eixo central bem definido, com ramificações progressivamente menores em direção ao ápice, com tufos de fiálides ampuliformes nas ramificações e fiálides solitárias nos ápices, produzindo conídios subglobosos a ovóides. Trata-se de espécie sapróbia e micoparasita facultativa, altamente competitiva em diversos substratos (Zancan eteal, 2014). O clado *Trichoderma* inclui fungos com grande potencial no controle biológico de doenças de plantas, e biofungicidas produzidos por isolados de *T. harzianum* lato sensu são vendidos nos comércios brasileiros, conferindo a esse fungo tem um grande potencial econômico (Domsch *et al*.,2007).

Trichoderma afroharzianum ocorre normalmente no solo, com registros no solo da África e América tropical, algumas espécies é comum em endófitos, e outras são encontradas como micoparasitas. São referidas como parasitas agressivos em cogumelos comestíveis (Chaverri *et al*., 2003)

4.3.4 *Fusarium* associados a anuros da Mata Atlântica de Pernambuco

Foram registradas 17 ocorrências do gênero *Fusarium* (Laurence, 2015). Inclui espécies de ampla distribuição na natureza com representantes encontrados no solo e em vários outros substratos, como decomposição de matéria orgânica ou em associações patogênicas ou não patogênicas com animais, plantas e outros organismos (SANTOS *et al*., 2020). Neste gênero estão alguns dos principais fitopatógenos descritos em associação com sementes de plantas florestais (SANTOS *et al*., 2011). Estes fungos causam danos em sementes, impedindo a germinação ou o crescimento das mudas, e ainda é responsável pela podridão radicular e tombamento de plântulas (SANTOS & PARISI, 2011). As espécies, do complexo *F. graminearum* e do complexo *F. incarnatum* são comuns em plantações agrícolas como arroz, milho e soja (CHANG *et al*., 2015, GAI *et al*., 2016).

O complexo da espécie *Fusarium Incarnatum-Equiseti* (FIESC) é conhecido sobretudo pelas espécies entomófilas, incluindo linhagens de alta virulência, que se destacam pelo potencial para o controle de insetos pragas em sistemas agrícolas (O'Donnell *et al*., 2012). Sendo a dieta dos anuros amostrados entomófaga, é comum que os animais ocorram em microhábitats propícios à procriação de insetos e, porconseguinte, com abundância de esporos destes fungos. Representante de FIESC foi encontrado em *Scinax pachycrus*, na pele, durante a coleta em Garanhuns.

As espécies do complexo de espécies *Fusarium fujikuroi* (FFSC) foram encontradas em uma espécie de anuro (*Rhinella granulosa*), na pele do animal, durante a segunda coleta em Tapacurá. Também é uma especie que causa infecção no arroz, mas o conhecimento da diversidade e do potencial toxigênico da espécie é deficiente no Brasil, o maior país produtor de arroz fora da Ásia.

Representante do complexo de espécies *Fusarium graminearum* foi encontrado nessa pesquisa em uma espécie de anuro, *Dendropsopus Nanus,* na pele do animal, também em Tapacurá. Esse complexo inclui muitas espécies fitopatogênicas, acometendo o milho, causando sintomas como podridão radicular, morte de plântulas, podridão de espiga, podridão de colmo, podendo assim diminuir a produção e qualidade de grãos (MUNKVOLD, 2003). Também é relatadas a produção de micotoxinas (MUNKVOLD & DESJARDINS, 1997). Alguns autores afirmam que *F. graminearum* forma um complexo filogenético com aproximadamente 15 espécies (SARVER *et al*., 2011).

Fusarium oxysporum, nectriáceo anamorfo comum na micobiota do solo e em material vegetal, foi aqui registrado associado à pele anuros da Mata Atlântica. Como características importantes combinadas, forma colônias inicialmente brancas, posteriomente assumindo coloração em tons liláceos a vináceos, produzindo pigmento solúvel púrpura, corando por vezes todo o meio de cultura, formando esporodóquios com macroconídios recurvados e com extremidades atenuadas. Embora trabalhos mais recentes apontem que este táxon compreende um complexo específico, para fins de levantamentos pioneiros de diversidade, esta delimitação específica ainda se aplica.

4.3.5 Fungos zigospóricos associados a anuros da Mata Atlântica de Pernambuco

Os fungos zigospóricos apresentam representantes com ecologia e adaptações variadas, tendo em comum a produção de um esporo sexuado por fusão de gametângios e formação de esporos assexuados por clivagem citoplasmática em um ou mais esporângios. apresentam morfologia variada. São normalmente filamentosos, com micélio de calibre espesso, apresentando septos somente na delimitação de estruturas reprodutivas ou no isolamento de hifas lesionadas. Outras estruturas diferenciadas podem estar presentes, como estolões, entre estruturas reprodutoras, ou rizóides, auxiliando na fixação ao substrato. Na reprodução assexuada formam esporos no interior de esporângios, normalmente sustentados e elevados da superfície do substrato por uma hifa especializada denominada esporangióforo. Após o rompimento da parede do esporângio, os esporos se dispersam, através da ação do vento ou de outros agentes, embora outras formas de liberação e dispersão sejam peculiares de diferentes grupos. Outras diferenciações nas estruturas de reprodução assexuada são os esporangíolos, esporângio contendo poucos esporos, normalmente dispersados em sua totalidade (eg. *Cunninghamella*), e merosporângios, esporângios cilíndricos (eg. *Syncephalastrum*). Em formas heterotálicas, após reconhecimento de compatibilidade, são formados gametângios, denominados zigóforos, que realizam fusão gametangial, terminando por formar um zigosporângio de parede espessa, por vezes ornamentado, que contém apenas um zigósporo (Webster & Weber, 2007).

Nessa pesquisa foram identificadas morfo-espécies de *Absidia* em quatro espécies de anuros. O Gênero *Gongronella* foi encontrado no anuro *Adenomera hylaedactyla* durante a primeira coleta em Tapacurá na pele do animal.

O gênero *Rhizopus* foi identificado em cinco espécies de anuro. Como caracteres comuns combinados, *Rhizopus arrhizus* apresenta rizóides pequenos, pobremente desenvolvidos, esporangiosporos em forma de castanha, angulados, fortemente estriados. Diferentemente de *R. stonolifer,* os esporangióforos são menores e crescem preferencialmente a partir de hifas do micélio aéreo e não de estolões, sendo estes pouco desenvolvidos, tais como os rizóides.

Mucor, um dos gêneros de fungos mais registrados em isolamentos em cultura pura, foi descoberto encontrado em associação com duas espécies de anuros: *Rhinella granulosa*, na mucosa da boca e pele, e *Adenomera hylaedactyla* na pele e mucosa da boca, ambas espécies de sapos, de hábito terrestre. *Mucor circinelloides* é aqui identificada em *Leptodactylus troglodytes*. Trata-se de espécie comum e com grande variabilidade morfológica. Em cultivo, usualmente apresenta colônias rasas, de coloração acinzentada, tornando-se amarronzada após o sétimo dia de incubação em MEA a 20° C, com esporóforos relativamente curtos, apresentando ramificações simpodiais circinadas. O encrustamento cristalino na parede dos esporângios foi característica marcante, observada no isolado sob esta identificação.

4.3.6 Fungos acremoniodes associados a anuros da Mata Atlântica de Pernambuco

A designação “fungos acremonioides” é aqui utilizada para o gênero *Acremonium* Link stricto sensu, assim como gêneros relacionados (eg. *Sarocladium*). São fungos usualmente associados a insetos, com esporos mucilaginosos, esporóforos de ramificações curtas e agrupadas (Summerbell *et al*., 2011). São reconhecidos como agentes etiológicos de infecção de unha e córnea, micetoma, osteomielite, peritonite em pacientes em diálise, meningite após punção lombar, cerebrite em usuários de drogas intravenosas e endocardite em pacientes com válvula protética, infecções invasivas por *Acremonium* (infecção disseminada, peritonite, cerebrite, pneumonia) foram relatadas em pacientes com condições médicas subjacentes graves (Nenoff eteal 1996).

Pelo menos oito morfo-espécies associadas a *Acremonium* são relatadas aqui em associação com anuros. Houve registro em duas espécies: *Leptodactylus vastus*, encontrado na mucosa da boca, e *Pithecopus nordestino*, presentes na mucosa da boca e pele.

4.3.7 Fungos demáceos associados a anuros da Mata Atlântica de Pernambuco

Os gêneros associados a *Cladosporium*, ou *Cladosporium* lato sensu, ou ainda "fungos cladosporioides", constituem uma das linhagens mais diversas entre os dotideomicetos (DUGAN *et al*., 2004). Compreende aproximadamente 189 espécies, a maioria comum de solo, mas podendo ser encontrado de vida livre no meio ambiente (Bensch *et al*., 2015). Muitas espécies desse grupo são conhecidas por serem fitopatogênicas, causando manchas foliares e outras lesões (REVANKAR & SUTTON, 2010). Esses fungos são melanizados, o que confere ação fotoprotetora, constituindo também como um importante fator de virulência, contra a radiação ionizante e ultravioleta (SIDRIM & ROCHA, 2012). Uma das espécies de *Cladosporium* aqui registrada ocorreu em anuros de cinco espécies diferentes, mostrando generalismo na zoocoria promovida por estes animais. Nessa pesquisa foram encontrados o gênero *Cladosporium* na pele de *Boana albomarginata*, durante as coletas de Garanhuns, e as demais foram encontrados durante a primeira e segunda coleta em Tapacurá, sendo duas da espécie de anuro *Dendropsophus minutus,* na mucosa da boca e pele, e quatro em *Adenomera hylaedactlya*, somente na pele.

O gênero *Curvularia* inclui dotideomicetos sapróbios comuns que vivem em diversos substratos vegetais ou solo. Nessa pesquisa, espécimes do gênero *Curvularia* foram encontrados durante as coletas na estação ecológica em Tapacurá, tanto na pele e mucosa da boca dos anuros *Adenomera hylaedactla, Leptodactylus troglodytes*, *Leptodactylus mystaceus*, *Leptodactylus vastus*, *Pithecopus nordestinus*, *Dendropsophus decipiens*, *Dendropsophus nanus* e *Rhinella jimi*. Mesmo o fungo sendo patogênico em algumas espécies de animais e plantas, essa comunidade de anuro estava aparentemente saudável nenhum dano na pele e na mucosa da boca. Alguns autores descrevem doenças originadas por fungos desse gênero em animais, incluindo humanos, como onicomicoses, sinusites alérgicas, pneumonia, endocardite e alergia broncopulmonar (CARTER & BOUDREAUX, 2004).

4.3.8 Fungos leveduriformes associados a anuros da Mata Atlântica de Pernambuco

Nessa pesquisa foram identificados fungos leveduriformes em todos anuros coletados, tanto na mucosa da boca como também na pele dos animais. Leveduras são, em geral, fungos unicelulares de brotamento com reduzida capacidade de produção de hifas. Podem ser encontradas leveduras tanto em Ascomycota como em Basidiomycota. As colônias são de

crescimento lento, com aspecto pastoso, brilhante e mucilaginosa, semelhantes à culturas bacterianas. Porém são facilmente diferenciadas das bactérias em virtude de suas dimensões maiores e de suas propriedades morfológicas (REED e PEPPLER, 1973).

5 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Considerando o levantamento realizado neste estudo, anuros têm alta capacidade de carrear propágulos viáveis de fungos com diferentes estratégias ecológicas, incluindo sapróbios de solo e de madeira, mas também fungos entomófilos, endofíticos, fitopatógenos e patógenos oportunistas a animais. Logo, estes animais podem atuar como vetores, e um delineamento ecológico mais acurado pode inferir acerca das implicações tanto da presença dos anuros em locais com atividades humanas, assim como na sua conservação, considerando suas altas taxas de ameaça de extinção. Ressalta-se aqui a importância de inventariar este recurso genético, que atua como indicador de saúde ambiental e no estudo de funções ecossistêmicas em um dos biomas mais diversos e mais ameaçados do planeta.

6 CONCLUSÕES

- A micobiota associada à anuros é rica e diversa, incluindo fungos de diversos grupos, com tendência maior a incluir espécies oportunistas e referidas como tolerantes a estresses e ruderais;

- Em geral, espécies arborícolas carregam mais propágulos de fungos cultiváveis do que espécies terrestres.

- O hábitat é o parâmetro mais importante, dentre os investigados, na composição da micobiota associada a anuros na Mata AtlÂntica;

- Embora não testada, tem-se como modelo hipotético-dedutivo que, uma vez que fungos com potencial fitopatogênico, micopatogênico ou entomopatogênico podem ser carreados por anuros adultos, dotados de alta mobilidade, estes poderiam atuar como vetores, carregando propágulos viáveis aos seus respectivos hospedeiros;

REFERÊNCIAS

ALBA-FIERRO CA, PÉREZ-TORRES A, TORIELLO C. Resposta imune induzida por uma glicoproteína imunodominante de 60kDa da parede celular Sporothrix schenckii em duas linhagens de camundongos com esporotriescolha. **Revista J Immunol**. Res: 6525831,2016.

ALMEIDA, F. S.; GOMES, D. S.; QUEIROZ, J. M. Estratégias para a conservação da diversidade biológica em florestas fragmentadas. Ambiência - **Revista do Setor de Ciências Agrárias e Ambientais,** v. 7, n. 2, p. 367 – 382, mai/ago, 2011.

AWADIN W, MOSBAH E, YOUSSEF ES. Um caso de destruição subcutâneainchaço facial positivo em um cão causado por espécies de Mucor . J Vet Sci Com Diag. 4; doi: 10.4172 / 2325-9590.1000163, 2015.

BAGAGLI E, FRANCO M, BOSCO SDE M. Alta frequência de Paracocinfecção por cidioides brasiliensis em tatus (Dasypus novemcinctus): uma estudo ecológico. **Revista Med Mycol** . v 41: 217-223, 2003.

BARBOSA RN, LEONG S-L, VINNERE-PETTERSSON. Análise filogenética de Monascus e novas espécies de mel, pólen e ninhos de abelhas sem ferrão. **Revista Estudo micol**, v 86:29–51, 2017.

BARKER MB. **Coccidioidomicose em animais. Em: Seyedmousavi S, GuillotJ. De Hoog S et ai., Eds. Infecções fúngicas emergentes e epidêmicas emAnimais** . Nova York Springer, 2017.

BARRS VR, VAN DOORN TM, HOUBRAKEN J. Aspergillus felis sp. nov.,um agente emergente de aspergilose invasiva em humanos, gatos e cães. **Revista Plos One**, v 8: e64871.2013.

BENSCH, K.; GROENEWALD, JZ; BRAUN, U.; DIJKSTERHUIS, J.; YAÑES-MORALES, MJ; CROUS, PW. **Comum, mas diferente: o reino em expansão de Cladosporium.** Estudos em micologia, 82: 23-74, 2015.

BERGER L., SPEARE R., DASZAK P. A quitridiomicose causa anfibi mortalidade asiática associada ao declínio da população nas florestas tropicaisAustrália e América Central. **Revista Proc Natl Acad Sci USA,** 95:9031-9036, 2004.

CARTER, E.; BOUDREAUX C. Feo-hifomicose cerebral fatal por Curvularia lunata em paciente imunocompetente. **Revista J. Clin. Microbiol**., v. 42, p. 5419-5423, 2004.

CASA DOS VENTOS. Disponível em:< http://casadosventos.com.br/pt/projetos/parques-eolicos > Acessado em: 20, Maio 2018.

CASADEVALL A, PIROFSKI, LA. Interações hospedeiro-patógeno: conceitos básicos de comensalismo microbiano, colonização, infecção e doença. InfectarImmun . v 68: 6511-6518, 2000.

CASTELLA G, ABARCA ML, CABANES FJ. Criptococose e animais de estimação. **Rev IberMicol .** v 25: S19–24,2008.

CHANG, K.F.; HWANG, S.F.; CONNER, R.L., AHMED, H.U.; ZHOU,Q.;TURNBULL, G.D.; STRELKOV, S.E.; MCLAREN, D.L.; GOSSEN, B.D. Primeiro relato de Fusarium proliferatum causando podridão radicular em soja (Glycine max L.) no Canadá Crop Protection. v.67, p.52-58, http://dx.doi.org/10.1094/PDIS-07-15-0766-PDN, 2015.

CHAVERRI P, CASTLEBURY LA, SAMUELS GJ, GEISER DM. Estrutura filogenética multilocus do complexo Trichoderma harzianum / Hypocrea lixii. Mol Phylogenet Evol27:302–313, doi: 10.1016/S1055-7903(02)00400-1, 2003.

CHERMETTE R, FERREIRO L, GUILLOT J. Dermatofitoses em animais. Meu copathologia . v 166: 385–405, 2008.

CLIMATE. Disponível em: < https://pt.climate-data.org/location/880084/> Acessado em: 01 Jul, 2018.

CM VISAGIE , KA SEIFERT , J. HOUBRAKEN.**Diversidade da seção Citrina de Penicillium dentro do bioma fynbos da África do Sul, incluindo uma nova espécie de uma Protea repens infructescence**. Mycologia , 106 , pp. 537 – 552, 2014.

CONDEPE. Base de dados do Estado – Climatologia: Descrição dos tipos. Recife: Governo do Estado de Pernambuco, Instituto de planejamento de Pernambuco, 2000.

COUTINHO ZF, WANKE B, TRAVASSOS C. Morbidade hospitalar devido a paracoccidioidomicose no Brasil (1998-2006). **Revista Trop Med Int Saúde** . v 20: 673-80, 2015.

CRYAN PM, METEYER CU, BOYLES JG. Patologia das asas do nariz branco a síndrome em morcegos sugere uma interrupção da fisiologia com risco de vida. **Revista BMCBiol** . v 8: 135, 2010.

DENSMORE CL, GREEN DE. Doenças dos anfíbios. Instituto de Pesquisa em Animais de Laboratório. 48: 235-254, 2007.

DOMSCH KH, GAMS W, ANDERSON TH. Compêndio de fungos solo, 2ª ed. IHW-Verlag e Verlagsbuchhandlung, Eching, 2007.

DUELLMAN, W.E., MARION, A.B.; HEDGES, S.B. Filogenética, classificação e biogeografia das pererecas (Amphibia: Anura: Arboranae). Revista Zootaxa, v 4104:1-109, 2016.

DUGAN, FM; SCHUBERT, K.; BRAUN, U. Lista de verificação de nomes do Cladosporium. Schlechtendalia. 11: 1-103, 2004.

DUNCAN C, STEPHEN C, CAMPBELL J. Características clínicas e predição fatores de mortalidade por infecção por Cryptococcus gattii em cães e gatos de Colúmbia Britânica do sudoeste. Pode Vet J . v 47: 993–998, 2006.

FARRER RA, WEINERT LA, BIELBY J. Múltiplas emergências de vários chytrids infectantes de anfíbios incluem uma hipervirulência globalizada linhagem recombinante. Revista P Natl Acad Sci USA . v 108: 18732-18736, 2011.

FISHER MC, HENK DA, BRIGGS CJ. Ameaças fúngicas emergentes aos animais, saúde de plantas e ecossistemas. Natureza . v 484, 186–194, 2012.

FISHER MC, KOENIG GL, WHITE TJ. Detecções moleculares e fenotípicasinscrição de Coccidioides posadasii sp. novembro, anteriormente reconhecido como opopulação não californiana de Coccidioides immitis . revista Micologia. V 94: 73–84, 2002.

FRICK WF, PUECHMAILLE SJ, HOYT JR. Doença altera macroecológica padrões de morcegos norte-americanos. Revista Ecol Global Biogeogr . v 24: 741–749, 2015.

FROST, D. R. Espécies de anfíbios do mundo: uma referência online. Version 6.0. Disponível em: < http://research.amnh.org/vz/herpetology/amphibia/Amphibia/Anura>. American Museum of Natural History, New York, USA. Acessado em: 26 Mai, 2019.

GAI, X.T.; YANG, R.X.; PAN, X.J.; YUAN, Y.; WANG, S.N.; LIANG, B.B.; GAO, Z.G. Primeiro Relatório de Fusarium incarnatum Causando Podridão do Caule em Milho na China. Notas sobre doenças. v.100, n.5, p.1010, 2016. http://dx.doi.org/10.1094/PDIS-07-15-0766-PDN.

GALINDO-LEAL, CARLOS; CÂMARA, IBSEN DE GUSMÃO; traduzido por LAMAS, Edma Reis. Mata atlântica : biodiversidade, ameaças e perspectivas – São Paulo: Fundação SOS Mata Atlântica — Belo Horizonte: Conservação Internacional, 472p, 2005.

GÓES-NETO, A., LOGUERCIO-LEITE, C., GUERRERO, R. T. Extração de DNA de basidiomas fúngicos de herbário congelados e desidratados coletados em campo: realização de métodos baseados em SDS e CTAB. Biotemas 18(2): p.19-32, 2005.

GOMES, R. C. O controle e a repressão da biopirataria no Brasil. Artigos jurídicos, 2007.

GRÜNDLER M.; C, TOLEDO L.; F, OLEA G.; P, HADDAD C., F., B, GIASSON L., O. M, SAWAYA R., J, PRADO C., P. A, ARAUJO O., G. S, ZARA F., J, CENTENO F., C, ZAMUDIO K. A interação entre o habitat de reprodução e a elevação afeta a prevalência, mas não a intensidade da infecção de Batrachochytrium dendrobatidis em assembléias brasileiras de anuros. Doenças de organismos aquáticos 97: 173–184, 2012.

GUARRO J, GENEJ STCHIGEL AM. Desenvolvimentos em taxonomia fúngica. Revista ClinMicrobiol. v 12: 454–500,1999.

GUÉG SAITO. Aspergillus auricomus. UNITE - Sistema unificado para as espécies fúngicas baseadas em DNA vinculadas à classificação. PlutoF. Conjunto de dados da lista de verificação https://doi.org/10.15468/mkpcy3 acessado via GBIF.org em 2021-01-18,1939.

GUILLOT J, GUÉRIN C, CHERMETTE R. Histoplasmose em animais. Em: Seyed-mousavi S., Guillot J., De Hoog S. et ai., eds. Emergentes e EpidêmicasInfecções fúngicas em animais . Nova York: Springer, 2017.

GUIMARÃES, L. C. Métodos de preservação de fungos potencialmente toxigênicos. 55 p. Dissertação (Mestrado em Ciência dos Alimentos) - Universidade Federal de Lavras, Lavras-MG, 2011.

HETHERINGTON, A.C.; RAISTRICK, H. Estudos em bioquímica de microrganismos XI. Sobre a produção e constituição química de uma nova matéria corante amarela, a citrinina, produzida a partir da glicose por Penicillium citrinum Thom. Phil. Trans. R. Soc. Londres, v.220, p.269-297, 1931.

ICMBIO. Disponível em: <http://www.icmbio.gov.br/portal/> Acessado em: 13 Mai, 2019.

INME. Instituto Nacional de Meteorologia. Disponível em: <http://www.inmet.gov.br/portal/index.php?r=clima/normaisclimatologicas> Acessado em: 01, Jul 2018.

JACOBSON ER, CHEATWOOD JL, MAXWELL LK. Doenças micóticas de répteis. J Exotic Pet Med . v 9: 94-101, 2000.

JENSEN HE, KROGH HV, SCHONHEYDER H. Aborto micótico bovino – uma estudo parativo dos métodos de diagnóstico. Revista Zentralbl Veterinarmed B. v 38: 33–40, 1991.

JENSEN HE. Aspergilose e zigomicose bovina sistêmica na Dinamarca com referência à patogênese, patologia e diagnóstico. APMIS Suppl . 1994; 42: 1–48. Revista Medical Mycology, vol. 56, No. S, 2018.

KALIYAPERUMAL MALARVIZHI, KALAICHELVAN PUDUPALAYAM THANGAVELU. Ganoderma australe do sul da Índia. Revista Microbiological Research. 286-292, 2008.

KANO R, HATTORI Y, OKUZUMI K. Detecção e identificação do Espécie de Candida pela análise do DNA ribossômico 25S na urina da candidíasecistite. Revista J Vet Med . Sci . v 64: 115-117, 2002.

KILPATRICK, A.M. A ecologia e o impacto da quitridiomicose: uma doença emergente de anfíbios. Tendências em ecologia e evolução. V 25: 109-118, 2009.

KLITGAARD , A. IVERSEN , MR ANDERSEN. Desreplicação agressiva usando UHPLC-DAD-QTOF - triagem de extratos para até 3000 metabólitos secundários de fungos Analítica e bioanalíticos. Chemistry, 406 , pp. 1933 – 1943, 2014.

KOLBY JE, SMITH KM, BERGER L. Primeira evidência de quitrídeo anfíbiofungo (Batrachochytrium dendrobatidis) e ranavírus em Hong Kongcomércio de anfíbios. Revista PLoS One . v 9: e90750, 2014.

KREBS, C.J. Metodologia Ecológica. 2. ed. New York: Benjamin/ Cummings, 620p, 1999.

KWON-CHUNG KJ, BENNETT JE, WICKES BL. O argumento para a adoção do Nomenclatura "complexo de espécies" para agentes etiológicos de criptococcus irmã. mSphere , 2017.

KWON-CHUNG KJ, VARMA A. Os principais conceitos de espécies apóiam um, dois ou mais espécies dentro de Cryptococcus neoformans? Leveduras Res . v 6: 574-587, 2006.

LAICH F, ANDRADE J. Penicillium pedernalense sp. nov., isolated from whiteleg shrimp heads waste compost. Int J Syst Evol Microbiol. Nov;66(11):4382-4388. doi: 10.1099/ijsem.0.001360. Epub 2016 Aug 2. PMID: 27488253, 2016.
LAKING AE, NGO HN, PASMANS F. Batrachochytrium salamandrivorans é o fungo quitrídeo predominante nas salamandras vietnamitas. Revista SciRep . v 7: 44443, 2017.

LAURENCE MH , SUMMERELL BA , BURGESS LW , LIEW ECY. Reconhecimento de espécies filogenéticas de concordância genealógica no complexo de espécies de Fusarium oxysporum. Biologia fúngica 118 , 374 – 84, 2014.

LAZERA MS, CAVALCANTI MA, TRILLES L. Cryptococcus neoformans var. gattii - evidência de um habitat natural relacionado à madeira em decomposição árvore de olaria oca. Revista Med Mycol . v 36: 119-122, 1998.

LISBOA BS, NEVES JMM, NASCIMENTO FAC, TAVARES-BASTOS L, MOTT T. Novos registros de Batrachochytrium dendrobatidis na Mata Atlântica do nordeste do Brasil. North-Western Journal of Zoology 9: 210-213, 2013.

MARTINELLI, GUSTAVO. Avaliações de risco de extinção de espécies da flora brasileira. In: Martinelli, G.; Moraes, M.A. (orgs.), Livro vermelho da Flora do Brasil. Rio de Janeiro: Instituto de Pesquisas Jardim Botânico do Rio de Janeiro, pp. 60-103, 2013.

MC DOUGLE HC, VAUGHT RW. Epizootia da aspergilose no Canadá gansos. J Wildlife Management. v32: 577-578, 1968.

MCCALLUM,M.L. Declínio ou extinção de anfíbios? Taxa de extinção de fundo de anão atual declínio. Revista Journal of herpetology. Lawrence, v.41.p 483-491. 2007.

METEYER CU, BUCKLES EL, BLEHERT DS. Critérios histopatológicos para confirme a síndrome do nariz branco em morcegos. Revista J Vet Diagn Invest . v 21:411-414, 2009.

MEYER W, AANENSEN DM, BOEKHOUT . Consenso multi-locus esquema de digitação em sequência para Cryptococcus neoformans e Cryptococcusgattii . revista Med Mycol . v 47: 561-570,2009.

MIGNON BR, LOSSON BJ. Prevalência e caracterização de Microsporum transporte de canis em gatos. Revista J Med Vet Mycol . v 35: 249–256, 1997.
MILLER EA, MONTALI RJ, RAMSAY EC. Cromoblastomas disseminadosmicose em uma colônia de sapos com chifres ornamentados (Ceratophrys ornata). Revista J ZooWildlife Med . v 23: 433-438, 1992.

MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE. Disponível em: http://www.mma.gov.br/biomas/mata-atlantica. Acessado em: 12 mai, 2016.

MITTERMEIER, RUSSELL A. Pontos críticos revisitados: as ecorregiões terrestres biologicamente mais ricas e mais ameaçadas da Terra. Mexico: Cemex, p. 391,2005.

MMA. Portaria MMA No 444, de 17 de dezembro de 2014. In: MMA, editor. Diário Oficial da União. Brasil. pp. 121,2014.

MONCALVO. J.M. Systematics of Ganoderma J. Flood, P.D. Bridge, M. Holderness (Eds.), Doenças de Ganoderma de culturas perenes. CABI Publishing, Nova York, EUA, pp. 23-45, 2000.

MOURA, C. C. M. ; VEGA, E. S. F. ; MUNIZ, S. L. S. ; SILVA, J. S. ; COUTO, A. A. V. O. ARRUDA, A. R. ; ARAUJO, E. L. ; MOURA, G. J. B. Predação de ninhos de Phrynopsgeoffroanus (Schweigger, 1812) Testudines, Chelidae) em remanescente de Mata Atlântica - Nordeste do Brasil. Revista Brasileira deZoociências, v. 14, p. 01, 2012.

MUNKVOLD, G. P. Epidemiologia das doenças de Fusarium e suas micotoxinas em espigas de milho. European Journal of Plant Pathology, v.109, p. 705-713, 2003.

NENOFF P, GUTZ U, TINTELNOT K, BOSSE-HENCK A, MIERZWA M, HOFMANN J, HORN LC, HAUSTEIN UF. Micose disseminada por Scedosporium prolificans em paciente com AIDS com linfoma de Burkitt. Revista Mycoses; 39: 461-465,1996.

O'DONNELL K , ROONEY AP , PROCTOR RH ET AL. As análises filogenéticas de RPB1 e RPB2 dão suporte a uma origem do Cretáceo médio para um clado que compreende todos os fusários agrícolas e medicamente importantes . **Revista Fungal Genetics and Biology**, 52 , 20 - 31 de, 2013.

OLIVEIRA MARCO AURÉLIO F. M. Fungo parasita de Anfíbios Instituto de Biociências. UNESP, SP, Brasil, 2013.

OLSON DH, AANENSEN DM, RONNENBERG KL, POWELL CI, WALKER SF. Mapeando a emergência global de Batrachochytrium dendrobatidis, o fungo quitrídeo anfíbio. **Revista Plos One 8:** e56802, 2013.

ORTEGA J, UZAL FA, WALKER R. Linfadenite zigomicótica em abate gado confinado confinado. **Revista Vet Pathol**. v 47: 108-115,2010.

PETERSON SW, VARGA J, FRISVAD JC. Filogenia e tributação subgenéricaonomia de Aspergillus . Wageningen: Wageningen Academic Publishers, 2008.

PITT, J,I. **O gênero Penicillium e seus estados teleomórficos Eupenicillium e Talaromyces.** Academic Press Inc, Londres, 1979.

PITT, J,I. **Uma avaliação dos métodos de identificação de espécies de Penicillium Novos critérios taxonômicos baseados nas relações de temperatura e água.** Mycologia , 65 , pp. 1135 – 1157, 1973.

PREFEITURA DO RECIFE. Jardim Botânico do Recife. Disponível em: <http://jardimbotanico.recife.pe.gov.br/pt-br>. Acessado em: 26 Mai, 2018.

QUEIROZ, C; SOUSA, A. C. B. Produção de enzimas hidrolíticas por fungos filamentosos em diferentes substratos sólidos. Revista Braz. J. of Develop, Curitiba, v. 6, n. 7 , p.51849-51860, jul. 2020.

REED, G. PEPPLER, H.J. Tecnologia de levedura. The AVI Publ. Co. Inc. 1973.

REVANKAR, SG; SUTTON, DA. Fungos melanizados em doenças humanas. Revista Clinical Microbiology, Reviews, 23 (4): 884–928, 2010.

RICHARDS-ZAWACKI CL. Comportamento termorregulador 1! afeta a prevalência de infecção por fungo quitrídeo em uma população selvagem de sapos-dourados do Panamá. Procedimentos da Royal Society B- **revista Biological Sciences**, v 277: 519-528, 2010.

RODRIGUES AM, CRUZ CHOAPPA R, FERNANDES GF. Sporothrix chilensis sp. nov. (Ascomycota : Ophiostomatales), um agente de origem humana no solo esporotricose com potencial patogênico leve para mamíferos. **Revista Biol fungoso** .v 120: 246–264, 2016.

RODRIGUES AM, DE HOOG GS, CAMARGO ZP. Espécie de Sporothrix causando surtos em animais e humanos causados pela transmissão animal-animal. **Revista PLoS Pathog**: doi: 10.1371 / journal.ppat.1005638, 2016.

ROGERS, S.O. & BENDICH, A.J. Plant Mol Biol. 1985. 5: 69.

ROVITO SM, PARRA-OLEA G, VASQUEZ-ALMAZAN CR. Declínios dramáticos em populações de salamandras neotropicais são uma parte importante do mundo crise de anfíbios. **Revista Proc Natl Acad Sci USA** . v 106: 3231–3236, 2009.

ROWLEY JJL, ALFORD RA. Os corpos quentes protegem os anfíbios contra a infecção por quitrídeo na natureza. **Revista Scientific Reports**, v 3, 2013.

SANTOS, A.F. dos; PARISI, J.J.D. Doenças em mudas e tipos de associação entre fungos e sementes de espécies florestais. In: SANTOS, A.F. dos; PARISI, J.J.D.; MENTEN, J.O.M. Patologia de Sementes Florestais. EMBRAPA Florestas, p.37- 48, 2011.

SANTOS, JS . Compatibilidade com porta-enxertos, rendimento e qualidade de frutos em cultivares de melancia triploide. **Revista Caatinga**, v 27: p 141-147, 2014.

SANTOS, JS. **Acúmulo de nutrientes e desempenho agronômico de melancia sem sementes enxertada.** Pesquisa Agropecuária Tropical , v 46: p. 311-320, 2016.

SARVER, B.; WARD, T. J.; GALE, L. R.; BROZ, K.; KISTLER, H. C.; AOKI, T.; NICHOLSON, P.; CARTER, J.; O'DONNELL, K. Novos patógenos da ferrugem da cabeça do Fusarium do Nepal e da Louisiana revelados por concordância genealógica multilocus. **Revista Fungal Genetics and Biology**, v. 48, p. 1096-1107, 2011.

SBH - Lista de espécies de anfíbios do Brasil. 2019. Disponível em: http://sbherpetologia.org.br/wp-content/uploads/2019/05/hb-2019-01.pdf Acessado em: 07 Set, 2019.

SBI- SOCIEDADE BRASILEIRA DE IMUNOLOGIA. Cuidado com os fungos: anuros estão sendo extintos.Disponivel em: <http://sbi.org.br/cuidado-com-os-fungos-anuros-estao/ > Acessado em: 26 Mai, 2018.

SCHLOEGEL LM, DASZAK P, CUNNINGHAM AA, SPEARE R, HILL B. Duas doenças dos anfíbios, quitridiomicose e doença ranaviral, são agora notificáveis globalmente à Organização Mundial de Saúde Animal (OIE): Uma avaliação. **Revista Diseases of Aquatic Organisms**, 92: 101-108, 2010.

SCHUBACH A, SCHUBACH TM, BARROS MB. Esporotrichas transmitidas por gatos chosis, Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Emerg Infect Dis** . v11: 1952-1954, 2005.

SECOMBE CJ, LESTER GD, KROCKENBERGER MB. Criptografia pulmonar equinacoccose: uma revisão comparativa da literatura e avaliação do fluconazolmonoterapia. **Revista Mycopathologia**. v 182: 413-423, 2017.

SEYEDMOUSAVI S, GUILLOT J, ARNE P. Aspergillus e aspergilloses em animais selvagens e domésticos: uma preocupação global de saúde com paralelosdoença humana. **Revista Med Mycol .** v 53: 765-797, 2015.

SEYEDMOUSAVI S, GUILLOT J, DE HOOG GS. Feo-hifomicoses emergentes doenças oportunistas em animais. **Revista Clin Microbiol**. V 26: 19–35, 2013.

SEYEDMOUSAVI S, GUILLOT J, TOLOOE. Zoonoses fúngicas negligenciadas:ameaças ocultas ao homem e aos animais. **Revista Clin Microbiol Infect** .v 21:416-425, 2015.

SEYEDMOUSAVI S, NETEA MG, MOUTON JW. Leveduras negras e seus parentes filamentosos: princípios de patogênese e defesa do hospedeiro. **Revista Clin Microbiol** . v 27: 527-542, 2014.

SHANNON, C.E.A. Teoria matemática da comunicação. Bell System Technical Journal, Murray Hill, v.27, p.379-423,1948.

SHARP NJH HC, SULLIVAN M. **Aspergilose nasal / peniciliose canina**.Compend Cont Educ Pract Vet . 1991; 13: 41–49.

SIDRIM, JJC; ROCHA, MFG. Micologia médica à luz de autores contemporâneos [Reimpressão]. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan. 372p, 2012.

SIKDAR A, SINGH G., BANERJEE MC. Isolamento de Candida pseudotropicalis de casos de aborto em éguas: uma nota. **Revista Indian J Animal** Sci .v 42: 737-738, 1972.

SILVEIRA, L. F.; BEISIEGEL, B. M.; CURCIO, F. F.; VALDUJO, P. H.; DIXO, M.; VERDADE, V. K.; MATTOX, G. M. T. & CUNNINGHAM, P. T. M. Para que servem os inventários de fauna?. Estudos avançados, São Paulo , v. 24, n. 68, p. 173-207, 2010.

SKERRAT, L.F. A disseminação da quitridiomicose causou o rápido declínio global e a extinção das rãs. **Revista EcoSaúde**: v. 4, p. 125-134, 2007.

SPITZEN-VAN DER SLUIJS A, MARTEL A, ASSELBERGHS J. Expandindo distributão do fungo anfíbio letal Batrachochytrium salamandrivorans na Europa. **revista Emerg Infect Dis** . v 22: 1286-1288, 2016.

STADEN R., BEAL K.F., BONFIELD J.K. O Pacote Staden, 1998. Em: Misener S., Krawetz S.A. (eds) Métodos e protocolos de bioinformática. Métodos em Biologia Molecular ™, vol 132. Humana Press, Totowa, NJ, 2000.

STEPHEN C, LESTER S, BLACK W. Surto multiespécies de criptococos cosis no sul da ilha de Vancouver, na Colúmbia Britânica. Pode Vet J . 2002;43: 792-794. **revista Medical Mycology,** vol. 56, No. S1, 2018.

STUART SN, CHANSON JS, COX NA, YOUNG BE, RODRIGUES ASL. Status e tendências de declínios e extinções de anfíbios em todo o mundo. **Revista Science**. v 306:1783-1786, 2004.

SUMMERBELL, R.C.; GUEIDAN, C.; SCHROERS, H.J.; HOOG, G.S.; STARINK, M.;AROCHA ROSETE, Y.; GUARRO, J.; SCOTT, J.A. Visão geral filogenética do Acremonium e revisão de Gliomastix, Sarocladium e Trichothecium. **Revista Studies in Mycology,** v. 68, p.139 - 162, 2011.

SWOFFORD DL. PAUP. **Análise filogenética por parcimônia (* e outros métodos).** Versão: 4.10b. Sunderland, MA: Sinauer Associates, 2002.

SZEREDI L, SZENTIRMAI C. **Zigomicose gástrica em um porco afetado com pós-síndrome de perda multissistêmica do desmame - relato de caso.** Revista Acta Vet Hung.v 56: 207-213, 2008.

TABARELLI. Desafios e oportunidades para a conservação da biodiversidade na Mata Atlântica brasileira. **Revista megadiversidade**, Volume 1, Nº 1, Julho, 2005.

TAMURA KOICHIRO, DANIEL PETERSON, NICHOLAS PETERSON, GLEN STECHER, MASATOSHI NEI, SUDHIR KUMAR. MEGA5: **Análise Genética Evolutiva Molecular Usando Métodos de Máxima Verossimilhança, Distância Evolutiva e Máxima Parcimônia, Biologia Molecular e Evolução.** Volume 28, Issue 10, 1 October 2011, Pages 2731–2739, 2011.

TOLEDO LF, BRITTO FB, ARAÚJO OGS, GIASSON LMO, HADDAD CFB. A ocorrência de Batrachochytrium dendrobatidis no Brasil e a inclusão de 17 novos casos de infecção. **Revista South American Journal of Herpetology.** v 1: p. 185-191, 2006.

WEBER A, SCHAFER R. **A ocorrência de Cryptococcus neoformans em fezes fecaisamostras de aves mantidas em áreas de vida humana**. Berl Munch TierarztlWochenschr . v 104: 419-421, 1991.

WEBER, R. **Introduçao aos fungos**. 3. ed. Nova York: Cambridge University Press, 2007.

WELLS, K. **A ecologia e comportamento dos anfíbios**. -The University of Chicago Press, 2010.

YANONG RP. Doenças fúngicas de peixes. **Revista Vet Clin North Am** . v 6: 377–400, 2003.

YURAYART C, CHINDAMPORN A, SURADHAT S. Análise comparativa de a frequência, distribuição e tamanhos populacionais de leveduras associadas a dermatite seborreica canina e pele saudável. **Revista Vet Microbiol** . v 148:356-362, 2011.

ZANCAN, W. L. A.; MACHADO, J. C.; SOUSA, B. F. M.; MATOS, C. S. M. Crescimento micelial, produção e germinação de escleródios de Sclerotiniasclerotiorum na presença de fungicidas químicos e Trichoderma harzianum. **Bioscience Journal,** Uberlândia, v.28, n.5, p.782-789, 2012.

ZAR JH. **Analises bioestatisticas**. 3.ed. Prentice-Hall, 1996.

ZMEILI OS, SOUBANI AO. **Aspergilose pulmonar: uma atualização clínica.** QJM ; 100: 317-334, 2007.

ABDO, W.; KAWACHI, T.; SAKAI, H.; FUKUSHI, H.; KANO, R.; SHIBAHARA, T.; SHIROUZU, H.; KAKIZOE, Y; TUJI, H.; YANAI, T. Disseminated mycosis in a killer whale (Orcinus orca). Journal of Veterinary Diagnostic Investigation, v.24, n.1, p.211-218, 2012.

ARZABE, C., CARVALHO, C. X. & COSTA, M. A. G. Assembléias de anuros em lagoas da floresta de Crasto (Sergipe, Brasil): estrutura comparativa e padrões de atividade de vocalização. **Revista Herpetol**. J. 8: 111-113,1998.

AWADIN, W., MOSBAH, E., YOUSSEF, E. S., & EL-SATAR, A. A. Um caso de edema facial destrutivo subcutâneo em um cão causado pela espécie Mucor. Journal of Veterinary Science & Medical Diagnosis, 4-3, 2015.

BARNETT JA. Uma história de pesquisa com leveduras 14: leveduras medicinais parte 2, *Cryptococcus neoformans*. Yeast. Nov; 27 (11):875-904, 2010.

BARRS, V.R.; van DOORN, T.M.; HOUBRAKEN, J.; KIDD, S.E.; MARTIN, P.; PINHEIRO, M.D.; RICHARDSON, M.; VARGA, J.; SAMSON, R.A. Aspergillus felis sp. nov., um agente emergente de aspergilose invasiva em humanos, gatos e cães. **revista *plos one***. **8** (6): e64871. doi:10.1371/journal.pone.0064871, 2013.

BASSETTI, M; MERELLI, M; RIGHI, E; DIAZ-MARTIN, A; ROSELLO, E.M; LUZZATI, R; PARRA, A; TRECARICHI, E.M; SANGUINETTI, M; POSTERARO, B; GARNACHO-MONTERO, J; SARTOR, A; RELLO, J; TUMBARELLO, M. Epidemiology, species distribution, antifungal susceptibility, and outcome of candidemia across five sites in Italy and Spain. J Clin Microbiol; 51(12): 4167- 72, 2013.

BECKER, C. G.; LONGO, A. V.; HADDAD, C. F. B.; ZAMUDIO, K. R. A cobertura do solo e a conectividade da floresta alteram as interações entre o hospedeiro, o patógeno e o microbioma da pele. **Revista Proc Biol** Sci.,B284:20170582, 2017.

BEERNAERT L, PASMANS F, VAN WAEYENBERGHE L, HAESEBROUCK F, MARTEL A. Aspergillus infections in birds: a review. **Avian Pathology**. 39:5, pp. 325-331, 2010.

BERTOLUCI, J. & RODRIGUES, J. T. Seasonal patterns of breeding activity of Atlantic Rainforest anurans at Boracéia, Southeastern Brazil. **Revista Amphibia-Reptilia.** v 23: 161-167, 2002.

BRANDÃO, R. A. & ARAÚJO, A. F. B. A herpetofauna da Estação Ecológica de Águas Emendadas. In Vertebrados da Estação Ecológica de Águas Emendadas. História Natural e Ecologia em um fragmento de cerrado do Brasil Central (J. Marinho-Filho, F. Rodrigues & M. Guimarães, eds.). SEMATEC/IEMA, Brasília, p. 9-21, 1998.

CARDOSO, A.J., ANDRADE, G.V. & HADDAD, C.B.F. Distribuição espacial em comunidades de anfíbios (Anura) no sudeste do Brasil. **Rev. Bras. Biol.** 49(1):241-249,1989.

DOBESOVA, O., SCHWARZ, B., VELDE, K., JAHN, P., ZERT, Z., E BEZDEKOVA, B. Micose bolsa gutural em cavalos: estudo retrospectivo de 28 casos. *Veterinario. Gravando.* 171: 561. doi: 10.1136 / vr.100700, 2012.

ETEROVICK, P.C. & SAZIMA, I. Estrutura de uma comunidade de anuros em um prado montanhoso no sudeste do Brasil: efeitos da sazonalidade, habitat e predação. **Revista Amphibia-Reptilia.** 21:439-461, 2005.

FERREIRA NETO. Micose em aves. Disponível em.https://www.peritoanimal.com.br/micose-em-aves-21662.html Acessado em 23 Mai, 2019.

GIRLING, SJ E FRASER, MA. Tratamento da infecção de espécies de *Aspergillus* em répteis com itraconazol em doses escalonadas metabolicamente. Vet Rec, 165 (2). pp. 52-54, 2009.

GREMIÃO, I.D.F.; MIRANDA, L.H.M.; REIS, E.G, RODRIGUES, A.M.; PEREIRA, S.A.Epidemia zoonótica de esporotricose: transmissão de gato para homem. **Revista PLOS Pathogens,**v.13,n.1. Disponível em:https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC5245785/doi:10.1371/journal.ppat.1006077, 2017.

HADDAD, C. F. B.; TOLEDO, L. F.; PRADO, C. P. A.; LOEBMANN, D.; GASPARINI, J. L. SAZIMA, I. 2013. **Guia dos Anfíbios da Mata Atlântica: Diversidade e Biologia**. São Paulo, Editora Anolis Books. 544p, 2013.

HADDAD, C.F.B. & I. SAZIMA. Anfíbios anuros da Serra do Japi, p. 188-211. *In*: L.P.C. MORELLATO (Ed.). **História natural da Serra do Japi**: **ecologia e preservação de uma área florestal no Sudeste do Brasil.** Campinas, Editora da Unicamp, FAPESP, 321p, 1992.

HADDAD, C.F.B. Biodiversidade dos anfíbios no estado de São Paulo. In Biodiversidade do Estado de São Paulo, Brasil. Síntese do conhecimento ao final do século XX. 6. Vertebrados. (R. Castro, ed.). FAPESP, São Paulo, p.17-26,1998.

HEITMAN J. Patógenos microbianos no reino fúngico. **Fungal Biol Rev**. 2011;25(1):48-60. http://dx.doi.org/10.1016/j. fbr.2011.01.003. PMid:21528015.

HERO, J. M.; RIDGWAY, T. **Declínio global de espécies**. In: ROCHA, C. F. D.; BERGALLO, H. G.; SLUYS, M. V.; ALVES, M. A. S. (org.). Biologia da conservação: essências. São Carlos: Rima, p. 53-90, 2006.

HOFFMANN et al. A estrutura familiar dos Mucorales: uma revisão sinótica baseada em genealogias multigênicas abrangentes. Persoonia, v.30, n.1, p. 57–76, 2013.

KINDEL, EUNICE AITA ISAIA. **O estudo dos Vertebrados na Escola Fundamental.** São Leopoldo: Editora da Universidade do Vale do Rio dos Sinos, p. 97-102, 1997.

KOLBY, J. E., RAMIREZ, S. D., BERGER, L., RICHARDS-HRDLICKA, K.L., JOCQUE, M., SKERRATT, L.F. Dispersão Terrestre e Potencial de Transmissão Ambiental do Fungo de Chytrid de Anfíbio (*Batrachochytrium dendrobatidis*). **revista plos one** 10 (4): e0125386. doi: 10.1371 / journal.pone.0125386, 2015.

KUNKLE R.A. Infeccoes fungos. In: SAIF Y.M.; BARNES H. J.; GLISSON, J. R.; FADLY A.M.; MCDOUGALD L.R.; SWAYNE D.E. (Eds.). Diseases of Poultry. 11. ed. Ames: Iowa State Press, p. 883-902, 2003.

LAMBERTINI, C.; BECKER, C. G.; JENKINSON, T. S.; RODRIGUEZ, D.; LEITE, D. S.; JAMES, T. Y.; ZAMUDIO, K. R. & TOLEDO, L. F. A variação fenotípica local no fungo destruidor de anfíbios prediz a dinâmica da infecção. Fungal Ecology, 20:15-21, 2016.

LIPS, K.R. DIFFENDORFER, J., MENDELSON, J.R., SEARS, M.W. Aproveitando a onda: reconciliando os papéis das doenças e das mudanças climáticas no declínio dos anfíbios. **Revista Plos Biology** 6: 0441-0454, 2008.

LISBOA BS, NEVES JMM, NASCIMENTO FAC, TAVARES-BASTOS L, MOTT T Novos 17 registros de *Batrachochytrium dendrobatidis* na Mata Atlântica de 18 Nordeste do Brasil. North-Western Journal of Zoology 9: 210-213, 2013.

MARTEL, A.; BLOOI, M.; ADRIAENSEN, C.; VAN ROOIJ, P.; BEUKEMA, W.; FISHER, MC; FARRER, RA; SCHMIDT, BR; TOBLER, U.; GOKA, K.; LÁBIOS, KR; MULETZ, C.; ZAMUDIO, KR; BOSCH, J.; LOTTERS, S.; WOMBWELL, E.; GARNER, TWJ; CUNNINGHAM, AA; SPITZEN-VAN DER SLUIJS, A.; SALVIDIO, S.; DUCATELLE, R.; NISHIKAWA, K.; NGUYEN, TT; KOLBY, JE; VAN BOCXLAER, I.; BOSSUYT, F.; PASMANS, F. A introdução recente de um fungo quitrídeo põe em perigo as salamandras paleárticas ocidentais *Science* 346 (6209): 630-631. PMID 25359973 . doi : 10.1126 / science.1258268, 2014.

MINNIS AM, LINDNER DL. A avaliação filogenética de Geomyces e aliados não revela parentes próximos de Pseudogymnoascus destructans, comb. nov., em hibernáculos de morcegos do leste da América do Norte. **Revista Fungal Biol**. 2013 Sep;117(9):638-49. doi: 10.1016/j.funbio.2013.07.001. Epub 2013 Jul 11. PMID: 24012303, 2013.

MITCHELL KM, CHURCHER TS, GARNER TWJ, FISHER MC. Persistence of the 2 emerging pathogen Batrachochytrium dendrobatidis outside the amphibian 3 host greatly increases the probability of host extinction. Proceedings of the 4 Royal Society. **revista B-Biological Sciences** 275: 329-334, 2008.

MORAN, G. P.; COLEMAN, D. C.; SULLIVAN, D. J. Candida albicans versus Candida dubliniensis: por que C. albicans é mais patogênica? International Journal of Microbiology, v. 2012, p. 1–7, 2012.

MORIELLO, K. A., COYNER, K., PATERSON, S. & MIGNON, B. Diagnóstico e tratamento da dermatofitose em cães e gatos. Diretrizes de Consenso Clínico da Associação Mundial de Dermatologia Veterinária. **Revista Veterinary Dermatology**, 28(3):266-e268, 2017.

NUCCI, M; MARR, K.A. Doenças fúngicas emergentes. Clin Infect Dis. 41(4): 521- 6, 2005.

PIOTROWSKI, J.S., ANNIS, S.L., LONGCORE, J.E. Fisiologia de *Batrachochytrium dendrobatidis*, um patógeno quitrídeo de anfíbios. **Revista Mycologia** 96: 9-15, 2004.

POUGH, F.H., JANIS, C.M. & HEISER, J.B. **A vida dos vertebrados**. São Paulo: Editora Atheneu, 2008.

POUNDS, J.A., FOGDEN, M.P.L. & CAMPBELL, J.H. Resposta biológica às mudanças climáticas em uma montanha tropical. **Revista Nature**, v 398:611-615,1999.

RBMA - RESERVA DA BIOSFERA DA MATA ATLÂNTICA. Disponível em<http://www.rbma.org.br/rbma/rbma_1_textosintese.asp> acessado em 18 Mai, 2018.

RIBEIRO MC, MARTENSEN AC, METZGER JP, TABARELLI M, SCARANO F, FORTIN MJ. The Brazilian Atlantic Forest: a shrinking biodiversity hotspot. In: Zachos FE, Habel JC, editores. Biodiversity hotspots: distribution and protection of conservation priority areas. Heidelberg: Springer; http://dx.doi.org/10.1007/978-3-642-20992-5_21, 2011.

RODRIGUES, M. T. **Os lagartos da Floresta Atlântica brasileira: distribuição atual e pretérita e suas implicações para estudos futuros. In: WATABASE, S. II Simpósio sobre ecossistemas da costa sul brasileira**. Academia de Ciências do Estado de São Paulo, v. 1, n. 71, p. 404- 410, 1990.

SERAFINI, P. P.; LUGARINI, C. Procellariiformes e outras aves de ambientes marinhos (albatroz, petrel, fragata, atobá, biguá e gaivota). In: CUBAS, P. H.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. Tratado de animais selvagens. 2ed. São Paulo: Roca, vol. 1, p. 418-439. 2014.

SHARMAN, M. J. & MANSFIELD, C. S. Aspergilose nasossinusal em cães: uma revisão. Journal of Small Animal Practice, Volume 53, pp. 434-444, 2012.

SIKDAR A, SINGH G, BANERJEE MC, SHARMA RN. Isolamento de Candida pseudotropicalis de casos de aborto em éguas: uma nota. Indian J Anim Sci. 1972 Sep;42(9):737-8. PMID: 12333107.

SILVANO DL, SEGALLA MV. **Conservação de anfíbios no Brasil**. Megadiversidade 1: 79-86, 2005.

SILVANO, D.L. & PIMENTA, B.V.S. 2003. **Diversidade de anfíbios na Mata Atlântica do Sul da Bahia. In Corredor de Biodiversidade na Mata Atlântica do Sul da Bahia** (P.I. Prado, E.C. Landau, R.T. Moura, L.P.S. Pinto, G.A.B. Fonseca & K. Alger, orgs.). IESB, Ilhéus. 1 CD-ROM.

SKERRATT, L.F.; BERGER, L.; HINES, H.B.; MCDONALD, K.R.; MENDEZ, D.; SPEARE, R. Protocolo de pesquisa para detecção de quitridiomicose em todas as populações de rãs australianas. **Revista Diseases of Aquatic Organisms**, v. 80, p. 85-94, 2008.

STEBBINS, R.C. & COHEN, N.W. 1995. **A historia natural dos anfibios.** Princeton University Press, New Jersey.

TEIXEIRA MM, THEODORO RC, NINO-VEGA G, BAGAGLI E, FELIPE MSS Complexo de espécies de Paracoccidioides: Ecologia, Filogenia, Reprodução Sexual e Virulência. PLoS Pathog 10(10): e1004397. doi:10.1371/ journal.ppat.1004397, 2014.

VAZ-SILVA, W., GUEDES, A.G., AZEVEDO-SILVA, P.L., GONTIJO, F.F., BARBOSA, R.S., ALOÍSIO, G.R. & OLIVEIRA, F.C.G. **Herpetofauna, Usina Hidrelétrica Espora, Estado de Goiás, Brasil.** Lista de controle 3,v 4:338-345, 2007.

VELASQUEZ, LF & MA RESTREPO. Cromomicose no sapo (*Bufo marinus)* e uma comparação do agente etiológico com fungos que causam cromomicose humana. Sabouraudia 13: 1–9, 1975.

VIEIRA, C.A., TOLEDO, L.F., LONGCORE, J.E., LONGCORE, J.E. Comprimento corporal de girinos de Hylodes ornatus e Lithobates catesbeianus, despigmentação do aparelho bucal e presença de *Batrachochytrium dendrobatidis* estão relacionados. Brazilian Journal of Biology 73: in press, 2013.

YOUNG, B. E. Joias desaparecidas: o status dos anfíbios do Novo Mundo.NatureServe, 2004.