

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

CAMILLA MACIEL RABELO PEREIRA

**FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM UNIDADES DE CONSERVAÇÃO
DE MATA ATLÂNTICA NO NORDESTE DO BRASIL**

RECIFE
2017

CAMILLA MACIEL RABELO PEREIRA

**FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM UNIDADES DE
CONSERVAÇÃO DE MATA ATLÂNTICA NO NORDESTE DO BRASIL**

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

Orientadora: Prof. Dra. Leonor Costa Maia
Coorientadora: Dra. Danielle Karla Alves da Silva

RECIFE
2017

Catálogo na fonte
Elaine Barroso
CRB 1728

Pereira, Camilla Maciel Rabelo

Fungos micorrízicos arbusculares em unidades de conservação de Mata Atlântica no Nordeste do Brasil / Camilla Maciel Rabelo Pereira- Recife: O Autor, 2017.

132 folhas : il., fig., tab.

Orientadora: Leonor Costa Maia

Coorientadora: Danielle Karla Alves da Silva

Tese (doutorado) – Universidade Federal de Pernambuco.

Centro de Biociências. Biologia de Fungos, 2017.

Inclui referências e anexos

- 1. Micorriza 2. Simbiose 3. Mata Atlântica I. Maia, Leonor Costa (orientadora) II. Silva, Danielle Karla Alves da (coorientadora) III. Título**

579.5

CDD (22.ed.)

UFPE/CCB-2017-156

CAMILLA MACIEL RABELO PEREIRA

**FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM UNIDADES DE
CONSERVAÇÃO DE MATA ATLÂNTICA NO NORDESTE DO BRASIL**

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

Aprovada em: 21/02/2017

COMISSÃO EXAMINADORA

Dra. Leonor Costa Maia (Orientadora) / Universidade Federal de Pernambuco

Dr. Francisco Adriano de Souza / EMBRAPA Milho e Sorgo

Dr. Marcelo Tabarelli / Universidade Federal de Pernambuco

Dra. Marcela Claudia Pagano / Universidade Federal de Minas Gerais

Dra. Renata Gomes de Souza / Pró-Rural, Governo do Estado de Pernambuco

Dedico aos meus pais, Cássia e Márcio,
ao meu irmão Márcio Jr., e as minhas
avós Maria Celeste (*in memoriam*), Bia e
Marlene.

AGRADECIMENTOS

Ào Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pela concessão da bolsa de estudos e demais projetos que viabilizaram todas as coletas, parte das análises e divulgação dos resultados em diversos eventos científicos;

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa PDSE de doutorado sanduíche;

À Prof. Dra. Leonor Costa Maia pelos dez anos de ensinamentos e orientação;

À Dra. Danielle Karla Alves da Silva pela co-orientação, amizade e incentivos nesses árduos anos do doutorado;

À Universidade de Copenhague pelo exemplar acolhimento aos estudantes estrangeiros.

À Søren Rosendahl e a toda equipe da Ecology & Evolution por todas as discussões, trocas e aprendizados durante minha estadia em Copenhague;

À Rasmus Kjøller pela colaboração e produtivas discussões e Tobias Frøslev pela valiosa ajuda na bioinformática;

Aos colegas da turma de doutorado (PPG-BF) Jadson Bezerra, Iolanda Ramalho, Edvaneide Lima, Victor Coimbra e Vitor Xavier pelos bons momentos compartilhados;

À equipe do Laboratório de Micorrizas, em especial Ingrid Lino, Natália Sousa, Araeska Ferreira, Indra Escobar e Iolanda Ramanho pelas proveitosas conversas;

Àos amigos próximos Ylana Queiroga, Natália Sousa, Monique Barbosa, Isabelle Fernandes, Déborah Bittencourt e Thiago Cavalcanti por proporcionarem tantos momentos de alegria e tornar essa trajetória mais fácil e divertida;

Aos amigos que fiz durante minha estadia em Copenhague, em especial Rafael Costa, Carla Cruz-Paredes, Carlota Pietroni, Eloi Astier, Thomas Christiansen, Nada Dayeh e Niklas Maltzahn;

À família Søndergaard, em especial a Jakob, pela hospitalidade e amizade que tornaram tão mais fácil e agradável encarar a saudade de casa;

Aos meus pais, Cássia e Márcio, e meu irmão Márcio Jr., por tudo;

Por fim, a todos que de alguma forma contribuíram para a conclusão deste trabalho.

"O Homem vive da natureza, isto significa que a natureza é o seu corpo com o qual ele deve permanecer em processo constante, para não perecer. O fato de que a vida física e espiritual do homem se relaciona com a natureza não tem outro sentido senão o de que a natureza se relaciona consigo mesma, pois o homem é parte da natureza"

Karl Marx, 1844

RESUMO

A Mata Atlântica na costa Nordeste Brasileira está protegida por dois regimes de manejo com diferentes graus de impacto humano. Avaliaram-se os possíveis efeitos desses manejos sobre a estrutura da comunidade de Fungos Micorrízicos Arbusculares (FMA), componentes importantes da micobiota do solo que vivem em simbiose com a maioria dos vegetais. Amostras de solo e raízes foram coletadas ao longo de um transecto de 800 km em 10 Unidades de Conservação sob manejo de proteção-integral e de uso-sustentável ao longo da costa Nordeste e em ambiente insular durante as estações chuvosa e seca. Colonização micorrízica, número de esporos, identificação morfológica e molecular dos FMA, índices ecológicos e distribuição de dissimilaridades real e hipotética foram avaliados. Em ambiente insular Neotropical, a atividade dos FMA é afetada pelas práticas de manejo, que provavelmente resulta da perturbação ambiental combinada com a dominância da espécie invasora *Leucena leucocephala*. A comunidade de FMA não foi significativamente afetada pelas práticas de manejo e isso provavelmente se deve ao processo de homogeneização que vem ocorrendo na biota das florestas tropicais. Em relação as UCs continentais, a abordagem morfológica revelou que as práticas de manejo parecem influenciar a diversidade e a estrutura geral das comunidades de FMA ao reduzir a diversidade β nas áreas sob uso-sustentável. De acordo com a abordagem molecular, proveniente do sequenciamento Illumina Miseq, os dados de dissimilaridade das comunidades de FMA foram divergentes quanto aos previstos sob neutralidade, indicando algum tipo de perturbação antropogênica ou extrema heterogeneidade biológica e ambiental. A caracterização dos FMA em Unidades de Conservação no Nordeste Brasileiro revelou um padrão até então desconhecido de distribuição das comunidades. As variáveis espaciais (localização geográfica e áreas) e os tipos de vegetação, solo e clima foram os responsáveis por modelar regionalmente a distribuição das comunidades de FMA presentes em áreas remanescentes de Mata Atlântica. Os resultados gerados nesse estudo, bem como as sequências ambientais registradas serão incorporadas às plataformas públicas de dados disponíveis e certamente terão um papel decisivo nos trabalhos que tentam elucidar os padrões globais de distribuição dos Glomeromycota, visto que existe uma grande lacuna de conhecimento para a América do Sul.

Palavras-chave: Conservação. Glomeromycota. Metagenômica. Simbiose. SSU rRNA.

ABSTRACT

The Atlantic Forest on the northeast coast of Brazil is protected by two management regimes with different degrees of human impact. We evaluated the possible effects of these treatments on the structure of the Arbuscular Mycorrhizal Fungi (AMF) community, important components of soil mycobiota that live in symbiosis with most plants. Soil and root samples were collected along an 800 km transect in 10 Protected Areas (PA) under strict-protection and sustainable-use management along the Northeast coast and in an insular environment during the wet and dry seasons. Mycorrhizal colonization, number of spores, morphological and molecular AMF identification, ecological indexes and real and hypothetical distribution of dissimilarities were evaluated. In Neotropical insular environment, AMF activity is affected by management practices, which are likely resulted from environmental disturbance combined with the dominance of the invasive species *Leucena leucocephala*. The AMF community was not significantly affected by management practices and this is probably due to the process of homogenization that has been occurring in tropical forest biota. Regarding the continental PA, the morphological approach revealed that management practices appear to influence the diversity and overall AMF communities' structure by reducing β -diversity in the areas under sustainable-use. According to the molecular approach, from the Illumina Miseq sequencing, the dissimilarity data of the AMF communities were divergent from those predicted under neutrality, indicating some type of anthropogenic disturbance or extreme biological and environmental heterogeneity. The AMF characterization in PA in the Brazilian Northeast cost revealed an unknown pattern of community distribution. The spatial variables (geographic location and sites) and the types of vegetation, soil and climate were responsible for regionally modeling the distribution of AMF communities present in remnant areas of the Atlantic Forest. Our results, as well as the registered environmental sequences will be incorporated into the available public data platforms and will certainly play a decisive role in the work that tries to elucidate the global distribution patterns of Glomeromycota, since there is a wide knowledge gap for South America.

Key-words: Conservation. Glomeromycota. Metagenomic. Symbiosis. SSU rRNA.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1 – Ilustração da distribuição do Bioma Floresta Tropical. Fonte: RICKLEFS, 2003.....	19
Figura 2 – Imagem ilustrativa do Domínio Mata Atlântica original e remanescente. Fonte: SOS Mata Atlântica/INPE, 2008.....	21
Figura 3 – Estruturas das raízes e estruturas formadas na associação entre FMA e plantas superiores. Fonte: CAMPBELL; REECE, 2008.....	32
Figura 4 – Mapa do Nordeste do Brasil mostrando o Domínio Mata Atlântica em verde e os locais de estudo, círculos amarelos indicam as áreas de proteção-integral e círculos vermelhos indicam áreas de uso-sustentável.....	55
Figura 5 – Localização geográfica de Fernando de Noronha, Parcelas dentro do Parque Nacional Marinho de Fernando de Noronha (SP=proteção-integral) (3°52'38.32"S/32°27'33.52"E - 3°52'11.01 "S/32°27'18.44"E) e dentro da Área de Proteção Ambiental de Fernando de Noronha (US=uso-sustentável) (3°50'49.04"S/32°25'21.40"E - 3°50'56.04"S/32°25'15.52"E).....	56
Figura 6 – a) Colonização micorrízica; b) número de esporos de FMA durante as estações seca e chuvosa nas Unidades de Conservação de Fernando de Noronha. Pernambuco-Brasil: Parque Nacional Marinho de Fernando de Noronha (proteção integral) e Área de Proteção de Fernando de Noronha (uso sustentável).....	65
Figura 7 – a) índice de diversidade de Shannon (H'); b) índice de dominância de Simpson (D); c) equitabilidade de Pielou (J') das comunidades de FMA nas Unidades de Conservação de Fernando de Noronha, Pernambuco-Brasil: Parque Nacional Marinho de Fernando de Noronha (proteção-integral - SP) e Área de Proteção de Fernando de Noronha (uso-sustentável – SU).....	68
Figura 8 – Curva de acumulação de espécies de FMA nas Unidades de Conservação de Fernando de Noronha, Pernambuco-Brasil: Parque Nacional Marinho de Fernando de Noronha (proteção-integral - SP) e Área de Proteção de Fernando de Noronha (uso-sustentável – SU).....	68
Figura 9 – Análise multidimensional não-métrica (NMDS) da variação entre solo e comunidades de fungos micorrízicos arbusculares por categorias de Unidades de Conservação (stress = 0,07).....	69
Figura 10 – Riqueza total de espécies de FMA em função da área da ilha e distância para o continente (Área: F=0.4112, P=0.5496. Adj. R-Squar=-0.1088. Interaction: F=1.37. p<0.000; Distancia: F= 0.1753. P= 0.6928. Adj. R-Squar=-0.1593. Interaction: F= 1.173. P< 0.006). O gráfico é baseado em dados deste trabalho e de KOSKE; HALVORSON, 1989; STÜRMER; BELLEI, 1994; TRUFEM et al. 1994; KOSKE; GEMMA, 1996; SHI et al. 2006; MELO et al. 2014.....	70

Figura 11 – Densidade de esporos de FMA e colonização micorrízica em áreas protegidas de Floresta Atlântica, sob diferentes manejos, no Nordeste Brasileiro.....	71
Figura 12 – Curva de acumulação de espécies baseada na riqueza e abundância de indivíduos. A linha contínua mostra o número de espécies encontradas e a linha tracejada mostra a extrapolação, PI=Proteção-integral e US=Uso-sustentável.....	75
Figura 13 – Escalonamento multidimensional não-métrico (NMDS) das comunidades de FMA sob diferentes manejos, estações e Estados nas Unidades de Conservação de Floresta Atlântica no Nordeste do Brasil.....	76
Figura 14 – Abundância de OTUs de FMA nas Unidades de conservação de Floresta Atlântica no Nordeste do Brasil sob diferentes manejos: SP=Proteção Integral e SU=Uso sustentável; RN=Rio Grande do Norte; PB=Paraíba; PE=Pernambuco; SE=Sergipe; BA=Bahia.....	77
Figura 15 – Curva de acumulação de espécies utilizando o método de rarefação das OTUs de FMA (método de sequenciamento Illumina Miseq) coletados em Unidades de Conservação da Mata Atlântica no Nordeste do Brasil.....	78
Figura 16 – Diversidade Alfa de OTUs de FMA observada e estimada nas Unidades de Conservação de Floresta Atlântica do Nordeste no Brasil, sob diferentes manejos: SP=Proteção-integral e SU=Uso-sustentável.....	79
Figura 17 – Escalonamento multidimensional não-métrico (NMDS) das comunidades de FMA (OTUs) nas Unidades de Conservação de Floresta Atlântica no Nordeste do Brasil apresentada sob as seguintes categorias: a) manejos; b) Estados (divisões geopolíticas); c) áreas; d) clima; e) vegetação; e f) tipo de solo.....	80
Figura 18 – Análises de Redundância entre a distribuição das OTUs de FMA e as características físico-químicas do solo das Unidades de conservação de Floresta Atlântica no Nordeste do Brasil, sob diferentes manejos.....	81
Figura 19 – Distribuição de dissimilaridades (distância de Bray-Curtis) das comunidades de FMA observadas (linhas sólidas) e simuladas nos pressupostos da neutralidade (linhas tracejadas).....	81
Figura 20 – <i>Acaulospora papillosa</i> . 1–2. 1–2. Esporos quebrados e mostrando a formação lateralmente sobre o pescoço do sáculo esporífero, apresentando três paredes (externa, média e interna; OW, MW, IW). A camada mais externa da parede externa (OWL1) é hialina e se degrada rapidamente, e a segunda camada é estrutural e pigmentada (OWL2). 3–4. Estrutura papilar formada na superfície exterior da camada evanescente OW11. 5. Estruturas de papilas podem, em parte, desaparecer quando montanhas em ácido láctico. Cicatriz sem papilas na base do esporo. 6–9. Estrutura das paredes de esporos: OW	

três camadas (OWL1-3), parede média em duas camadas (MWL1-2), IW com duas camadas visíveis (IWL1-2); IWL2 coloração púrpura a púrpura escura no reagente de Melzer..... 84

Figura 21 – Árvore filogenética de Acaulosporaceae obtida a partir da análise de sequências da região ITS (ITS1, 5.8S rDNA e ITS2) de diferentes Acaulospora spp. As sequências são rotulados com seus números de acesso de banco de dados. Valores de suporte (de cima) são de máxima parcimônia (MP), máxima verossimilhança (ML) e análise Bayesiana, respectivamente. Sequências obtidas neste estudo estão em negrito. Apenas valores de suporte de pelo menos 50% são mostrados. Ramos grossos representam clados com mais de 90% de suporte em todas as análises. A árvore teve como outgroup o *Claroideoglossum etunicatum*. (Índice de consistência = 0,51; Índice de retenção = 0,87)..... 85

Figura 22 – Árvore filogenética de Acaulosporaceae obtida a partir da análise de sequências da região LSU de diferentes Acaulospora spp. As sequências são rotuladas com seus números de acesso de banco de dados. Valores de suporte (de cima para baixo) são de máxima parcimônia (MP), máxima verossimilhança (ML) e análise Bayesiana, respectivamente. Sequências obtidas neste estudo estão em negrito. Apenas valores de suporte de pelo menos 50% são mostrados. Os ramos espessos representam clados com mais de 90% de suporte em todas as análises. A árvore teve como grupo externo *Claroideoglossum etunicatum*. (Índice de consistência = 0,49; Índice de retenção = 0,866)..... 86

Figura 23 – *Acaulospora rugosa*. 2–13. Esporos com superfície externa rugosa devido ao enrugamento de camada de parede exterior do esporo, que muitas vezes mostra várias dobras. 14–16. A camada de parede mais externa separa-se bem em circundar os esporos sob pressão crescente das lâminulas. 17. Estrutura rugosa de dobras sobre a camada da parede externa de um esporo esmagado. 18. Esporo esmagado com três paredes (paredes externa, média, interna: OW, MW, IW). 19–20. Segmentos de esporos esmagados em PVLG + reagente de Melzer mostrando múltiplas camadas das três paredes: OWL1-2, MWL1-2, IWL1-2, OWL1 bem separada da OWL2; MWL1 localmente separanda da MWL2; IWL1 com 'beaded', estrutura granulada e IWL2 com coloração púrpura a roxo escuro no reagente de Melzer..... 88

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Remanescentes Florestais da Mata Atlântica no Nordeste do Brasil. Fonte: TABARELLI; MELO; LIRA (2006).....	23
Tabela 2 – Classificação atual do Filo Glomeromycota. Fonte: OEHL et al, 2011 e 2014.....	30
Tabela 3 – Espécies de Fungos Micorrízicos Arbusculares em Florestas Tropicais do mundo.....	46
Tabela 4 – Caracterização química e física do solo durante as estações chuvosa e seca nas Unidades de Conservação de Fernando de Noronha, Pernambuco-Brasil: Parque Nacional Marinho de Fernando de Noronha (proteção integral) e Área de Proteção de Fernando de Noronha (uso sustentável).....	59
Tabela 5 – Caracterização química e física dos solos em áreas protegidas de Floresta Atlântica no Nordeste Brasileiro sob diferentes manejos.....	59
Tabela 6 – Abundância relativa de FMA durante as estações seca e chuvosa nas Unidades de Conservação de Fernando de Noronha. Pernambuco-Brasil: Parque Nacional Marinho de Fernando de Noronha (proteção-integral - SP) e Área de Proteção de Fernando de Noronha (uso-sustentável - SU).....	66
Tabela 7 – Abundância relativa (%) dos esporos de fungos micorrízicos arbusculares em áreas protegidas de Floresta Atlântica, sob diferentes manejos, no Nordeste Brasileiro.....	73
Tabela 8 – α -diversidade de Shannon-Winner (H') e β diversidade (turnover de espécies) das comunidades de fungos micorrízicos arbusculares em áreas protegidas de Floresta Atlântica, sob diferentes manejos, no Nordeste Brasileiro.....	74

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

UC's	- Unidades de Conservação
FMA	- Fungos micorrízicos arbusculares
RPPN	- Reservas Particulares do Patrimônio Natural
APA	- Área de Proteção Ambiental
PCR	- <i>polymerase chain reaction</i>
UV	- Ultravioleta
dNTP	- Desoxirribonucleotídeos fosfatados

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	16
2	FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA.....	18
2.1	BIOMA: FLORESTA TROPICAL.....	18
2.2	MATA ATLÂNTICA.....	19
2.3	MATA ATLÂNTICA DO NORDESTE DO BRASIL.....	22
2.4	UNIDADES DE CONSERVAÇÃO.....	24
2.5	UNIDADES DE CONSERVAÇÃO DA MATA ATLÂNTICA NO BRASIL.....	27
2.6	FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES (FMA).....	29
2.7	FERRAMENTAS MOLECULARES APLICADAS AO ESTUDO DOS FMA.....	38
2.8	FMA EM FLORESTAS TROPICAIS ÚMIDAS.....	42
3	MATERIAL E MÉTODOS.....	50
3.1	CARACTERIZAÇÃO DAS ÁREAS DE COLETA.....	50
3.2	AMOSTRAGEM.....	54
3.3	ANÁLISES.....	56
3.3.1	Análises Morfológicas.....	56
3.3.2	Análise De Solo	58
3.3.3	Análises Moleculares.....	60
3.3.4	Análises Filogenéticas.....	63
3.3.5	Análises Estatísticas.....	63
4	RESULTADOS.....	65
4.1	FMA EM UNIDADES DE CONSERVAÇÃO NA ILHA DE FERNANDO DE NORONHA.....	65
4.2	FMA EM UNIDADES DE CONSERVAÇÃO DA FLORESTA ATLÂNTICA NO NORDESTE DO BRASIL.....	70
4.3	PADRÕES DE DISTRIBUIÇÃO DE FMA EM UNIDADES DE CONSERVAÇÃO DA FLORESTA ATLÂNTICA BRASILEIRA...	77
4.4	<i>Acaulospora papillosa</i> , NOVA ESPÉCIE DE FMA DA FLORESTA ATLÂNTICA BRASILEIRA.....	82
5	DISCUSSÃO.....	89

5.1	FMA EM UNIDADES DE CONSERVAÇÃO NA ILHA DE FERNANDO NORONHA.....	89
5.2	FMA EM UNIDADES DE CONSERVAÇÃO DA FLORESTA ATLÂNTICA NO NORDESTE DO BRASIL.....	92
5.3	PADRÕES DE DISTRIBUIÇÃO DE FMA EM UNIDADEDES DE CONSERVAÇÃO DA FLORESTA ATLÂNTICA BRASILEIRA...	96
5.4	<i>Acaulospora papillosa</i> , NOVA ESPÉCIE DE FMA DA FLORESTA ATLÂNTICA BRASILEIRA.....	98
6	CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	100
	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	102
	ANEXO A – ARTIGO PUBLICADO.....	120
	ANEXO B – AUTORIZAÇÕES DE COLETA.....	121

1 INTRODUÇÃO

A Floresta Atlântica é considerada um dos 35 *hotspots* globais de biodiversidade. Com rica fauna e flora, exibe elevado grau de endemismo de plantas (>8000 espécies) e de vertebrados (>650 espécies) (MITTERMEIER et al., 2005), mas altamente ameaçados pelas crescentes atividades humanas (MITTERMEIER et al., 2011; MYERS et al., 2000). Atualmente, restam pouco mais 2% (19.427 km²) de do território original na região Nordeste do Brasil (RIBEIRO et al., 2009; TABARELLI; MELO; LIRA, 2006), e apesar da Floresta estar altamente fragmentada, continua a prover importantes serviços ecossistêmicos como regulação de gases e do clima, abastecimento de água, recursos genéticos e biodiversidade (JOLY et al. 2014).

A principal estratégia para proteger os habitats e espécies remanescentes tem sido a implementação de Áreas Protegidas (BRUNER et al., 2001; DEFRIES et al., 2005). No Brasil, as áreas protegidas são classificadas em Unidades de Conservação (UCs) de proteção integral e uso sustentável (Categorias I-VI) (IUCN, 2013). Nas áreas do tipo proteção integral, o maior objetivo é a preservação da biodiversidade, admitindo-se o uso indireto dos recursos naturais, enquanto nas áreas de uso sustentável permite-se a exploração de alguns recursos naturais, o que torna a preservação da biodiversidade um objetivo secundário (RYLANDS; BRANDON, 2005). Embora a maioria das Unidades de Conservação sofra pressão política, econômica ou demográfica, as áreas do tipo uso sustentável enfrentam um desafio ainda maior, pois a maioria está localizada nas proximidades de grandes centros urbanos. Assim, os fragmentos remanescentes estão mais expostos à ocupação humana, exploração ilegal de madeira, pasto e espécies invasoras (TABARELLI et al., 2005, 2010).

Compreender como os aspectos biológicos e funcionais das comunidades biológicas respondem à fragmentação da vegetação e a diferentes manejos ainda mostra-se um desafio (MAGNAGO et al., 2014; VÁLYI et al., 2016). A riqueza e a abundância de espécies de vários grupos taxonômicos têm se mostrado negativamente afetados por mudanças ambientais de ordem antropogênicas (DOCILE et al., 2016; SANTOS et al., 2008), e impactos a longo prazo podem até resultar em extinções em escala local, como já provado para 33.9% de espécies arbóreas da Mata Atlântica do Brasil (CARDOSO DA SILVA; TABARELLI, 2000).

A capacidade das plantas de persistir e desenvolver também é afetada por relações microbianas abaixo do solo, especialmente na rizosfera (ROSIER et al., 2016). A mais importante e mais bem estudada interação simbiótica entre plantas e fungos é a micorriza arbuscular (JEFFRIES; GIANINAZZI; PEROTTO, 2003; OLDROYD, 2013). Os parceiros fúngicos nessa interação estão entre os organismos ecologicamente mais significativos nos ecossistemas terrestres e podem ser considerados um importante determinante da composição, diversidade e produção da comunidade vegetal (FITTER; HELGASON; HODGE, 2011; JEFFRIES; GIANINAZZI; PEROTTO, 2003; SMITH; READ, 2008; VAN DER HEIJDEN et al., 1998b). Além da transferência de nutrientes, em troca de C assimilado da planta (SMITH; READ, 2008), os fungos formam uma densa rede micelial e produzem uma glicoproteína, denominada glomalina, que promove a formação e estabilidade dos agregados do solo, e assim, esses fungos são considerados uma interface funcional chave entre as plantas e o solo (BEDINI et al., 2009; WRIGHT; UPADHYAYA, 1998).

Vários serviços ecossistêmicos prestados pela comunidade de fungos micorrízicos arbusculares (FMA) podem ser listados, como aumentar a tolerância das plantas à seca, salinidade, poluição por metais pesados, esgotamento de nutrientes minerais, estresses bióticos, além de promover o aumento da estabilidade do solo e retenção de água (GIANINAZZI et al., 2010). Apesar deste conhecimento, a nossa compreensão de como as comunidades de FMA são afetadas por impactos antropogênicos ainda é limitada (BEVER et al., 2001). Estudos baseados em dados morfológicos e moleculares demonstram que espécies de FMA são sensíveis às práticas agrícolas, as quais podem ter efeitos negativos sobre a diversidade desses fungos (BODDINGTON; DODD, 2000; OEHL et al., 2005). Isto sugere que os FMA podem ser utilizados como indicadores de alterações de uso do solo, com efeito direto sobre a atividade e a estrutura da comunidade.

Nesse contexto, objetivou-se caracterizar, com base em aspectos morfológicos e moleculares, e determinar a diversidade e padrões de distribuição das comunidades de FMA em Unidades de Conservação de Mata Atlântica do Nordeste do Brasil. Para alcançar esse objetivo nós acessamos, durante as estações chuvosa e seca, as diferenças qualitativas e quantitativas da atividade, e comunidades de FMA em Unidades de Conservação ao longo da costa Nordestina Brasileira, considerando as seguintes hipóteses: 1) As comunidades de FMA diferem em composição e estrutura

entre as diferentes Unidades de Conservação; 2) aspectos ecológicos dos FMA podem indicar algum tipo de distúrbio nessas áreas.

Assim, após verificar que os dados provenientes das UCs de ambiente insular diferem dos oriundos do continente devido às condições ambientais locais, os resultados do comportamento das comunidades FMA nas UCs de ambiente insular (Fernando de Noronha) são apresentados no tópico 1. Os levantamentos das comunidades de FMA provenientes de 10 UCs continentais identificadas por meios morfológicos e moleculares, respectivamente, são abordados nos tópicos 2 e 3. Por fim, no 4º e último tópico é apresentada uma nova espécie de FMA descoberta em uma das Unidades de Conservação estudadas. Ressalta-se ao longo do trabalho a necessidade de preservação dessas áreas para conservação *in situ* de representantes desse importante grupo de micro-organismos.

2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

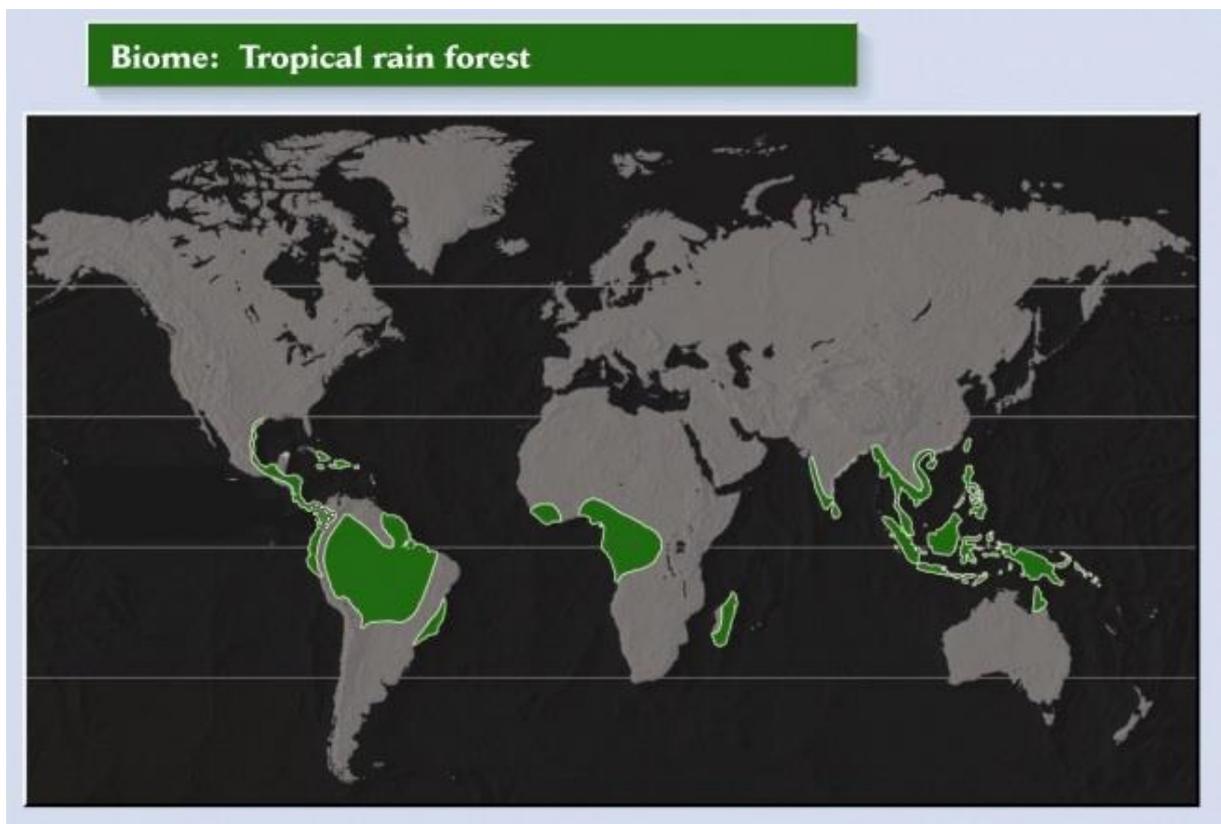
2.1 BIOMA: FLORESTA TROPICAL

O conjunto de ecossistemas terrestres, climaticamente controlados e caracterizados por vegetação própria é denominado bioma. Os fatores que determinam a distribuição dos Biomas no mundo são: clima, fatores globais de circulação de ar e fatores geológicos, como a distribuição das montanhas (RICKLEFS, 2003). A interação desses fatores resulta em padrões variáveis de vegetação, distribuídas ao redor do mundo em nove Biomas: Deserto, Tundra, Taiga, Bosque, Savana, Floresta Temperada, Floresta Sazonal Tropical, Floresta Pluvial Temperada e Floresta Tropical (WHITTAKER, 1975).

O Bioma Floresta Tropical apresenta as seguintes características: ambiente sempre úmido e sem sazonalidade (zona climática equatorial), pluviosidade de 2,000 a 4,000 mm/ano, ausência de estação seca pronunciada, solos antigos, profundos e com pouca retenção de nutrientes, rápida ciclagem de nutrientes na serapilheira, pouca penetração de luz no solo e alta complexidade de inter-relações. Além disso, a Floresta Tropical apresenta a maior diversidade entre todos os biomas do mundo (>400spp/ha), ainda que muitas espécies tenham baixa densidade (<1 indivíduo/ha) (RICKLEFS, 2003).

A distribuição da Floresta Tropical está delimitada a três grandes centros: 1) centro e oeste da África (Bacias do Congo, Níger, Zâmbia e Madagascar); 2) regiões Indo-malaia, Bornéu e Nova Guiné; 3) América do Sul (Bacia do Amazonas e do Orinoco) e istmo da América Central (Figura 1). Essa formação florestal também pode ser observada no Havai e nas ilhas situadas no Pacífico e Caribe (ODUM, 2007). No continente sul-americano, o Bioma é representado pelas Florestas Amazônica, Andina e Atlântica (MORLEY, 2000).

Figura 1 – Ilustração da distribuição do Bioma Floresta Tropical



Fonte: RICKLEFS (2003)

2.2 MATA ATLÂNTICA

Originalmente, a Mata Atlântica cobria cerca de 150 milhões de hectares, em condições ambientais extremamente heterogêneas (RIBEIRO et al., 2009). A Mata Atlântica está distribuída em uma ampla variação longitudinal ao longo da latitude de 29°, o que confere diferenças na composição vegetal devido à diminuição da precipitação e às mudanças de altitude, que vão desde o nível do mar até 2,700 m, tornando-a um mosaico de biodiversidade (CÂMARA, 2003; PINTO; BRITO, 2005).

A fisionomia vegetacional que compõe a Mata Atlântica é dividida basicamente em dois tipos: Floresta Ombrófila (Densa, Aberta e Mista) e Estacional (Semidecidual e Decidual). A Floresta Ombrófila densa é a mais comumente encontrada e está presente na faixa litorânea brasileira que se estende do Rio Grande do Norte ao Rio Grande do Sul. Caracteriza-se por vegetação densa que está sempre verde, por conta da influência marítima, com árvores que podem chegar a 50 m, com a ocorrência de samambaias, lianas, orquídeas, bromélias e palmeiras. A Floresta Ombrófila Aberta é considerada um tipo de transição da Floresta Ombrófila Densa, que apresenta gradientes climáticos, com curto período sem chuvas. A vegetação é caracterizada pela presença de cipós, palmeiras, sororocas e bambus. Este tipo vegetacional é o menos representativo da Floresta Atlântica, e o segundo mais ameaçado. Sua abrangência está delimitada à faixa litorânea da Paraíba, Pernambuco e Alagoas, leste de Minas Gerais e centro sul do Espírito Santo. A Floresta Ombrófila Mista, também conhecida como Mata de Araucária, possui distribuição restrita entre os estados de São Paulo e Rio Grande do Sul (IESB, 2007).

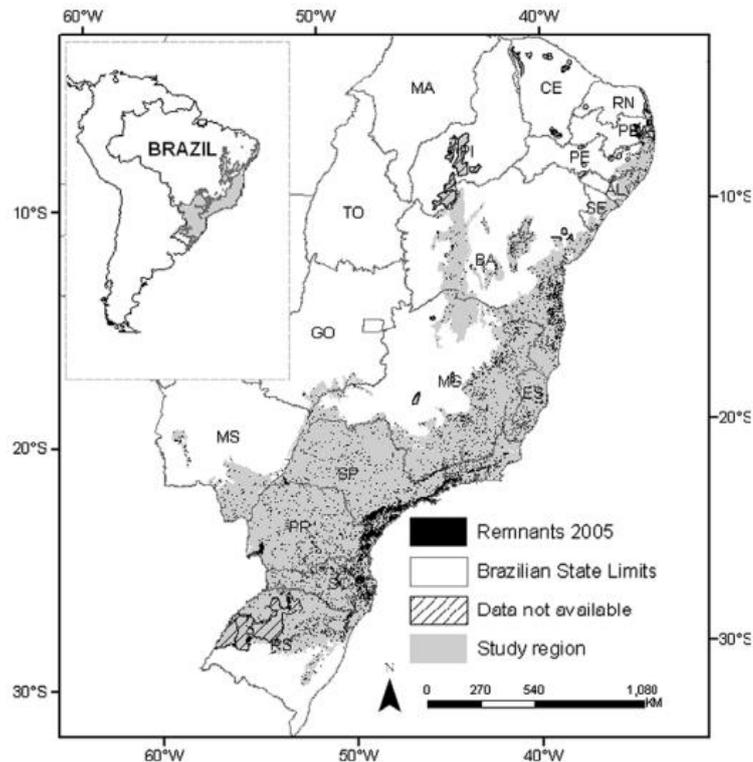
As Florestas Estacionais abrangem áreas na porção mais interior do país, e por isso possuem clima mais sazonal, devido à pouca influência marítima. A Floresta Estacional Semidecidual é caracterizada por vegetação que perde parcialmente as folhas no período de estiagem, enquanto que a Floresta Estacional Decidual apresenta as duas estações climáticas bem definidas, e no período de estiagem mais de 50% das plantas perdem as folhas (IESB, 2007; MORELLATO; HADDAD, 2000).

Estudos apontam a perda de quase 90% da cobertura original desse Domínio (Figura 2). Nesse caso, não há consenso quanto à estimativa em relação à perda total, já que os critérios utilizados por cada trabalho variam, como a inclusão das florestas secundárias e pequenos fragmentos, e erros no mapeamento (RIBEIRO et al., 2009). Estudos mais otimistas apontam que ainda resta 27% da área original (IESB, 2007), alguns mencionam de 11,4% a 16% (RIBEIRO et al., 2009), muitos sinalizam 7-8% (IBGE, 1993; TABARELLI et al., 2005), enquanto os mais pessimistas alegam restar menos de 5% de floresta original (GALINDO-LEAL; CÂMARA, 2003).

O panorama atual não é dos mais animadores, visto que a Mata Atlântica é de longe o mais alterado dos Domínios terrestres. Da fisionomia Floresta Ombrófila Aberta, por exemplo, resta menos de 0,25% da vegetação original, sendo considerada quase extinta. Das demais fisionomias ainda restam 9,10% das Florestas Ombrófilas Densas e 5,18% das Florestas Estacionais Semideciviais (BRASIL, 2010). Se for

levado em consideração o tamanho dos fragmentos do Domínio, a situação também é bastante preocupante, pois mais de 80% destes possuem menos de 50 ha e a distância média entre os fragmentos é muito grande, com cerca de 1,400 m de distância (RIBEIRO et al., 2009).

Figura 2 – Imagem ilustrativa do Domínio Mata Atlântica original e remanescente



Fonte: SOS Mata Atlântica/INPE, 2008

A massiva destruição da Mata Atlântica foi iniciada logo após a chegada dos europeus no Brasil, em 1500. Desde então, parte da floresta foi devastada em busca do pau-brasil e posteriormente grande parcela removida para cultivo da cana-de-açúcar e do café. Outras causas também foram e são responsáveis por essa perda, como o intenso processo de urbanização, expansão agropecuária e ampliação do parque industrial brasileiro (MESQUITA; COLE; LEITE, 2006).

Como consequência desta perda, as áreas desmatadas ficam susceptíveis à degradação dos solos, redução da disponibilidade de recursos hídricos e mudanças microclimáticas (GUIMARÃES, 2005). A perda desenfreada de habitat desencadeia um processo preocupante, a extinção de espécies, sendo a Mata Atlântica a líder no ranking de espécies ameaçadas, de acordo com o Ministério do Meio Ambiente (BRASIL, 2010). Ainda mais grave é o fato de que a maioria das espécies ameaçadas

é endêmica, ou seja, não ocorre em outro habitat natural do mundo (MESQUITA; COLE; LEITE, 2006).

A rica biodiversidade da Mata Atlântica está bastante ameaçada, enquanto a população humana mantém seu crescimento exponencial e desordenado, aumentando cada vez mais a pressão sobre o ambiente (GALINDO-LEAL; CÂMARA, 2003). Cerca de 70% da população brasileira vive em áreas de distribuição original da Mata Atlântica; além disso, grandes centros urbanos, como São Paulo e Rio de Janeiro estão localizados nessas regiões (GUIMARÃES, 2005). Nesse contexto de perturbação humana extrema no que ainda resta da Floresta, estudos sugerem que a biota das florestas tropicais é susceptível à homogeneização taxonômica, ou seja, aumento dos níveis de similaridade, pois esse impacto beneficia a proliferação apenas de espécies generalistas (LÔBO et al., 2011).

Uma mudança nesse cenário se torna necessária, visto que uma predição, que levou em consideração as espécies de plantas, aves dispersoras e a distribuição dos remanescentes, estimou a extinção em curto prazo de 33,9% das espécies de árvores no Nordeste do Brasil, a região mais ameaçada da Mata Atlântica (CARDOSO DA SILVA; TABARELLI, 2000). Por essas razões, torna-se imprescindível seguir algumas diretrizes para melhorar ou estimular a conservação florestal da Mata Atlântica, como (1) priorizar a conservação de fragmentos grandes e maduros; (2) tornar os pequenos fragmentos funcionalmente ligados; (3) gerir de forma adequada a matriz em torno do fragmento para minimizar os efeitos de borda; (4) colocar em prática ações de restauração (RIBEIRO et al., 2009).

Considerada Patrimônio Nacional pela Constituição Federal (Art. 225) e um dos maiores repositórios de biodiversidade do planeta, a Mata Atlântica necessita de esforços públicos e privados integrados para a sua recuperação e preservação (GALINDO-LEAL; CÂMARA, 2003).

2.3 MATA ATLÂNTICA DO NORDESTE DO BRASIL

Há mais de cinco séculos o Domínio Mata Atlântica ocupava uma grande porção do País, e no Nordeste se estendia em uma larga faixa contínua, que interligava os estados do Rio Grande do Norte até a Bahia, nos estados do Ceará e do Piauí, além de cobrir áreas descontínuas sobre chapadas, dunas e vales. O total

da área ocupada pela Mata Atlântica no Nordeste era de 255.245 km², ou seja, 28,84% do território nordestino (TABARELLI; MELO; LIRA, 2006).

De acordo com TABARELLI; MELO; LIRA (2006), a diversidade biológica da Mata Atlântica está distribuída em pelo menos cinco centros de endemismo e duas áreas de transição. Dos cinco centros de endemismo, quatro estão localizados no Nordeste, distribuídos ao norte do Rio São Francisco (Centro de Endemismo Pernambuco e os Brejos Nordestinos) e ao sul do Rio São Francisco (Centros de Diamantina e da Bahia). Com exceção do Maranhão, todos os outros Estados Nordestinos abrigam as fitofisionomias de formações pioneiras, porções de Floresta Ombrófila Densa e Aberta, Floresta Estacional Semidecidual e Decidual, Mapeamentos recentes de Organizações não governamentais, como a Sociedade Nordestina de Ecologia (SNE) e Fundação SOS Mata Atlântica, garantem que o Domínio hoje cobre uma área de aproximadamente 19.427 km², ou seja, apenas 2,21% de seu território original (Tabela 1).

Tabela 1 – Remanescentes Florestais da Mata Atlântica no Nordeste do Brasil

UF	Área UF	Remanescentes florestais	
	Km ²	Km ²	% sobre área total da UF
Alagoas	27.933 (5)	877(1)	3,14
Bahia	567.295 (5)	12.674 (4)	2,23
Ceará	148.825 (6)	1.873 (3)	1,26
Paraíba	56.585 (5)	656 (2)	1,16
Pernambuco	98.938 (5)	1.524 (1)	1,54
Piauí	251.529 (6)	7.791 (3)	3,10
Rio Grande do Norte	53.307 (5)	432 (2)	0,81
Sergipe	22.050 (5)	1.367 (1)	6,20
Total	1.226.462	27.194	2,21

(1) SNE, 1993 (PE, AL, SE); (2) SNE, 2004 (RN, PB); (3) SNE, 2005 (CE, PI); (4) SOS, 1990; (5) IBGE, 1999; (6) IBGE, 2002.

Fonte: TABARELLI; MELO; LIRA (2006).

Os centros localizados no Nordeste apresentam não só um elevado número de espécies endêmicas, mas uma das porções mais ricas de Floresta Tropical do mundo. Entretanto, essa também é a região mais ameaçada e degradada de todo o país, e abriga dezenas de espécies ameaçadas de extinção (TABARELLI; MELO; LIRA, 2006).

2.4 UNIDADES DE CONSERVAÇÃO

Atualmente, na maior parte do mundo, a principal estratégia adotada pelos governos para conservar a biodiversidade presente em áreas naturais é o estabelecimento de áreas protegidas. Tais áreas, mais de 100.000, estão presentes em aproximadamente 80% dos países, e cobrem 12% da superfície terrestre do planeta (CHAPE et al., 2005). Esse percentual de áreas protegidas é considerado baixo, tornando a preservação das espécies uma meta difícil de ser alcançada. Esses 12% de áreas protegidas no mundo incluem diversas regiões de baixa diversidade, como a calota de gelo da Groelândia, e áreas protegidas que foram oficialmente criadas, mas não implementadas (TERBORGH; SCHAİK, 2002).

Logo após a criação da primeira área protegida do mundo, o Parque Nacional de Yellowstone, nos Estados Unidos, em 1872, diversos países copiaram o modelo de sucesso da criação desse Parque, que desalojou as populações humanas presentes na área. No Brasil, apenas em 1937 foi instituída a primeira área de proteção, o Parque Nacional de Itatiaia, localizado na divisa entre o Rio de Janeiro e Minas Gerais.

Como o Brasil não possuía legislação específica para tratar das áreas protegidas, o país concebeu em 1988 o Sistema Nacional de Unidades de Conservação (SNUC), que visa potencializar o papel das Unidades de Conservação de modo que sejam planejadas e administradas de forma integrada, assegurando que amostras significativas e ecologicamente viáveis das diferentes populações, habitats e ecossistemas estejam adequadamente representadas no território nacional e nas águas jurisdicionais (MMA. 2015). O SNUC é gerido pelas três esferas de governo (federal, estadual e municipal) e composto por 12 categorias de Unidades de Conservação.

De acordo com a lei Nº 9.985, de 18 de julho de 2000, que regulamenta o art. 225, § 1º. incisos I, II, III e VII da Constituição Federal, e institui o SNUC de Conservação da Natureza e dá outras providências, as principais definições são:

- Unidade de conservação: espaço territorial e seus recursos ambientais, incluindo as águas jurisdicionais, com características naturais relevantes, legalmente instituído pelo Poder Público, com objetivos de conservação e limites definidos, sob regime especial de administração, ao qual se aplicam garantias adequadas de proteção;

Art. 7º As unidades de conservação integrantes do SNUC dividem-se em dois grupos, com características específicas:

- Proteção integral: manutenção dos ecossistemas livres de alterações causadas por interferência humana, admitido apenas o uso indireto dos seus atributos naturais;

§ 1º O objetivo básico das Unidades de Proteção Integral é preservar a natureza, sendo admitido apenas o uso indireto dos seus recursos naturais, com exceção dos casos previstos nesta Lei.

- Uso sustentável: exploração do ambiente de maneira a garantir a perenidade dos recursos ambientais renováveis e dos processos ecológicos, mantendo a biodiversidade e os demais atributos ecológicos, de forma socialmente justa e economicamente viável;

§ 2º O objetivo básico das Unidades de Uso Sustentável é compatibilizar a conservação da natureza com o uso sustentável de parcela dos seus recursos naturais.

Há ainda as subdivisões criadas para cada um dos dois tipos de Unidade de Conservação, sendo cinco de Proteção Integral (Estação Ecológica, Reserva Biológica, Parque Nacional, Monumento Natural e Refúgio de Vida Silvestre) e sete de Uso Sustentável (Área de Proteção Ambiental, Área de relevante interesse ecológico, Floresta Nacional, Reserva Extrativista, Reserva de Fauna, Reserva de Desenvolvimento Sustentável e Reserva Particular do Patrimônio Natural).

A Estação Ecológica tem como objetivo a preservação da natureza e a realização de pesquisas científicas, enquanto na Reserva Biológica objetiva-se a preservação integral da biota e demais atributos naturais existentes em seus limites. O Parque Nacional tem como objetivo básico a preservação de ecossistemas naturais de grande relevância ecológica e beleza cênica, possibilitando a realização de pesquisas científicas e o desenvolvimento de atividades de educação e interpretação ambiental, de recreação em contato com a natureza e de turismo ecológico. O Monumento Natural tem como objetivo preservar sítios naturais raros, singulares ou de grande beleza cênica, podendo ser constituído por áreas particulares. O Refúgio de Vida Silvestre, que tem como objetivo proteger ambientes naturais onde se asseguram condições para a existência ou reprodução de espécies ou comunidades da flora local e da fauna residente ou migratória (BRASIL, 2000).

Em todas essas Unidades é proibida a visitação pública, exceto quando o objetivo é educacional; além disso, a realização de pesquisa científica depende de autorização prévia do órgão competente pela administração da Unidade e está sujeita

às condições e restrições por este estabelecido. Há ainda a ressalva de que estas Unidades são de posse e domínios públicos, e as áreas particulares incluídas em seus limites devem ser desapropriadas (BRASIL, 2000).

Dentre as Unidades do tipo Uso Sustentável estão a Área de Proteção Ambiental (APA), em geral extensa, com certo grau de ocupação humana, dotada de atributos abióticos, bióticos, estéticos ou culturais especialmente importantes para a qualidade de vida e bem estar das populações humanas. A Área de Relevante Interesse Ecológico em geral tem pequena extensão, com pouca ou nenhuma ocupação humana, e características naturais extraordinárias ou abriga exemplares raros da biota regional. A Floresta Nacional foca em métodos para exploração sustentável de florestas nativas (BRASIL, 2000).

A Reserva Extrativista é uma área utilizada por populações tradicionais, cuja subsistência baseia-se no extrativismo e, complementarmente, na agricultura de subsistência e na criação de animais de pequeno porte. A Reserva de Fauna é uma área com populações animais de espécies nativas, terrestres e aquáticas, residentes ou migratórias, adequadas para estudos técnico-científicos sobre o manejo econômico sustentável de recursos faunísticos. A Reserva de Desenvolvimento Sustentável é uma área natural que abriga populações tradicionais, cuja existência baseia-se em sistemas sustentáveis de exploração dos recursos naturais, adaptados às condições ecológicas locais e que desempenham um papel fundamental na proteção da natureza e na manutenção da diversidade biológica. A Reserva Particular do Patrimônio Natural (RPPN) é uma área privada criada por iniciativa do proprietário com o objetivo de conservar a diversidade biológica.

Em geral, essas Unidades são constituídas por terras públicas e/ou privadas, e cada uma possui regulamento próprio específico quanto ao desalojamento de populações que ali residam e sobre visitação pública (BRASIL, 2000). Segundo o levantamento realizado por BENSUSAN (2006), o Brasil contava em 2006 com 101.474,971 hectares de sua superfície coberta por Unidades de Conservação.

Apesar de serem utilizadas como principal instrumento para assegurar a conservação da biodiversidade no planeta, as áreas de proteção não podem garantir que tal perda seja evitada, pois os processos que geram e mantem essa diversidade ocorrem numa escala que transcende as dimensões usuais dessas áreas; isto é, enquanto não houver estratégias complementares, além dos limites das áreas

protegidas, a conservação dentro dessas áreas estará ameaçada (BENSUSAN, 2006).

A questão fundiária ainda é o maior obstáculo para o manejo adequado das áreas protegidas do Brasil. Em muitas unidades do tipo Proteção Integral, por exemplo, existem comunidades que residem no local, e que por falta de recursos e entraves com o governo, nunca foram desalojadas. Infelizmente, a ocupação humana gera a dilapidação dos recursos naturais nessas áreas, por meio da pesca predatória, caça, extração mineral e vegetal, agricultura e pecuária. A situação se agrava ainda mais nas áreas do tipo Uso Sustentável, em que é permitida a habitação humana. Entretanto, a utilização dos recursos naturais disponíveis nessas áreas nem sempre é realizada de forma adequada.

As áreas protegidas possuem fundamental importância pelas funções que desempenham (p. ex. regulação climática, proteção das bacias hidrográficas, produção de alimentos, habitat de espécies silvestres, funções científicas e educativas, habitat de plantas medicinais, habitação de povos indígenas, recreação e turismo, entre outras), satisfazendo diversas necessidades sociais, econômicas e políticas da sociedade como um todo.

2.5 UNIDADES DE CONSERVAÇÃO DA MATA ATLÂNTICA NO BRASIL

O Brasil ocupa um lugar de destaque entre os países com maior diversidade biológica e a Mata Atlântica abriga grande parte dessa biodiversidade (RUSSO, 2009). No entanto, a ocupação desordenada nessas áreas costeiras ao longo dos anos provocou a depleção de muitos recursos naturais, tornando a Mata Atlântica um dos domínios mais importantes e ameaçados do mundo (MYERS et al., 2000).

A Floresta Atlântica foi devastada por ação da retirada de madeira, lenha, carvão vegetal, pela agricultura, pecuária e construção de cidades, e os remanescentes de floresta ainda encontram-se sob forte pressão antrópica (MORELLATO; HADDAD, 2000). Entretanto, a rede de conservação que engloba essas áreas é insuficiente para apoiar a sobrevivência em longo prazo dessa rica e ameaçada Floresta Tropical (RIBEIRO et al., 2009).

Embora o número de Unidades de Conservação do domínio Mata Atlântica esteja entre os mais altos do País, essas áreas de proteção são pequenas e situadas

em locais com alta especulação imobiliária, o que conseqüentemente dificulta a manutenção das espécies abrigadas nesses locais, e diminui a resistência às crescentes pressões do desenvolvimento (PINTO; BRITO, 2005). A Floresta Atlântica situada na região Nordeste, por exemplo, é um grande centro de endemismo da América do Sul e abriga várias das espécies de distribuição restrita, muitas das quais passaram à condição de possível extinção por conta da pressão antrópica exercida nessas áreas. Dessa forma, se as Unidades de Conservação obtivessem incentivos governamentais de âmbito local, regional e nacional no que diz respeito ao apoio à conservação integral, haveria uma mudança nesse cenário (PINTO; BRITO, 2005).

Uma saída apontada por Dias et al. (1990) para conservar o que ainda resta da Floresta Atlântica é a criação de áreas de proteção de grande a médio porte. Entretanto, a maioria das áreas selecionadas para proteção não passa de pequenos fragmentos (<500 ha), os quais, não são capazes, por exemplo, de sustentar uma população de grandes vertebrados frugívoros, importantes na dispersão de sementes, e assim manter os processos biológicos fundamentais (CARDOSO DA SILVA; TABARELLI, 2000).

Se somadas, as Unidades de Conservação do domínio Mata Atlântica contribuem para a proteção de cerca de 1% dessas áreas (GUIMARÃES, 2005). Todavia, aos poucos o Brasil tenta mudar esse cenário criando legislações. Como exemplo, inclui a categoria de Reserva Particular do Patrimônio Público – RPPN na lei que institui o SNUC (Sistema Nacional de Unidades de Conservação), a RPPN corresponde a um tipo de área de preservação de posse e domínio privado, gravada com perpetuidade, que objetiva conservar a diversidade biológica (Decreto Nº 5.746, de 5 de abril de 2006), e pode auxiliar na proteção como um todo desse ambiente florestal tão relevante. Iniciativas de conservar terras privadas devem ser consideradas também como importantes estratégias de proteção da biodiversidade nacional (KENNEDY et al, 2003). Países como o Brasil enfrentam dificuldades para financiar serviços básicos, como saúde e educação, e a conservação *in situ* das espécies se torna uma responsabilidade menos imediata (MESQUITA; COLE; LEITE, 2006).

Ainda que o Brasil tenha criado um número considerável de áreas protegidas, permanecem os desafios, não só no que diz respeito à administração e manejo das Unidades de Conservação, mas também na proteção dessas áreas, visto que o País continua acelerando seus ambiciosos programas de desenvolvimento de energia,

infraestrutura e agricultura (RYLANDS; BRANDON, 2005). Espera-se uma atuação de maneira planejada, proativa e integrada entre os setores públicos e privado, em convênio com as organizações ambientalistas, para obtenção de maior eficácia nas ações, e otimização no aproveitamento dos recursos humanos, financeiros e tecnológicos disponíveis, a fim de se preservar esse *hotspot* de biodiversidade (GUIMARÃES, 2005).

2.6 FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES

Há mais de um século, o termo micorriza (do grego ‘mykes’ = fungo e ‘rhiza’ = raiz) foi apresentado à comunidade científica pelo pesquisador alemão Albert Frank. Trata-se de uma associação simbiótica mutualística formada pela maioria das plantas terrestres juntamente com alguns grupos de fungos. Nessa interação, apesar do fungo restringir sua presença apenas à raiz da planta, os resultados da associação podem ser percebidos em todo o vegetal (SMITH; READ, 2008).

São reconhecidos atualmente sete tipos de micorriza: arbuscular, arbutóide, ectomicorriza, ectendomicorriza, ericóide, monotropóide e orquidóide. Dentre estes, alguns tipos são muito específicos, sendo encontrados apenas em algumas famílias de plantas terrestres. Outros como as arbusculares são de ocorrência generalizada e distribuição em todo o globo (cosmopolitas), sendo consideradas determinantes para a colonização vegetal e fertilidade dos solos dos mais diversos ecossistemas mundiais (BONFANTE; GENRE, 2010; JEFFRIES; GIANINAZZI; PEROTTO, 2003).

Os Fungos Micorrízicos Arbusculares (FMA), que formam as micorrizas arbusculares, são qualificados como fósseis vivos, devido à idade, estilo de vida e genética, que permanecem inalterados por mais de 400 milhões de anos (PARNISKE, 2008). Na era Paleozóica, uma forte pressão de seleção propiciou condições para que as plantas basais estabelecessem associação com os FMA, e a partir desse acontecimento essas plantas foram capazes de colonizar o ambiente terrestre, fato que subsequentemente mudou toda a ecologia e o clima do planeta (HUMPHREYS et al., 2010). Dessa forma a micorrização é considerada a condição basal para a maioria das plantas vasculares, sendo dominante na maioria das ordens e classes vegetais até hoje (BRUNDRETT, 2009).

Os FMA estão classificados em um filo próprio, Glomeromycota, dividido em: três classes, cinco ordens, 15 famílias, 38 gêneros (Tabela 2) e 288 espécies (ÖPIK; DAVISON, 2016). Apenas representantes do gênero *Geosiphon* não realizam a simbiose micorrízica. Comparado ao início das descobertas taxonômicas, os avanços morfológicos e moleculares a partir da década de 1990 foram inestimáveis visto que apenas 149 espécies e cinco gêneros eram reconhecidos há 25 anos (SCHENCK; PÉREZ, 1990).

Tabela 2 – Classificação atual do Filo Glomeromycota

Classes	Ordens	Famílias	Gêneros	
Paraglomeromycetes	Paraglomerales	Paraglomeraceae	<i>Paraglomus</i>	
		Archaeosporaceae	<i>Archaeospora</i> <i>Intraspora</i> <i>Paleospora</i>	
Archaeosporomycetes	Archaeosporales	Geosiphonaceae	<i>Geosiphon</i>	
		Ambisporaceae	<i>Ambispora</i>	
		Glomerales	Glomeraceae	<i>Glomus</i> <i>Septoglomus</i> <i>Funneliformis</i> <i>Simiglomus</i> <i>Kamienskia</i> <i>Sclerocystis</i> <i>Rhizoglomus</i> <i>Dominikia</i>
				<i>Albahypha</i> <i>Entrophospora</i> <i>Claroideoglomus</i> <i>Viscospora</i>
				<i>Racocetra</i> <i>Cetraspora</i>
				<i>Fuscutata</i> <i>Quatunica</i> <i>Dentiscutata</i>
				<i>Paradentiscutata</i> <i>Intraornatospora</i>
				<i>Gigaspora</i>
				<i>Scutellospora</i> <i>Orbispora</i> <i>Bulbospora</i>
				<i>Pacispora</i>
<i>Sacculospora</i>				
Glomeromycetes	Gigasporales	Acaulosporaceae	<i>Acaulospora</i> <i>Kuklospora</i>	
		Diversisporales	<i>Redeckera</i> <i>Diversispora</i> <i>Otopora</i> <i>Tricispora</i> <i>Corymbiglomus</i>	
			Diversisporaceae	
3	5	15	38	

Fonte: OEHL et al, 2011 e 2014.

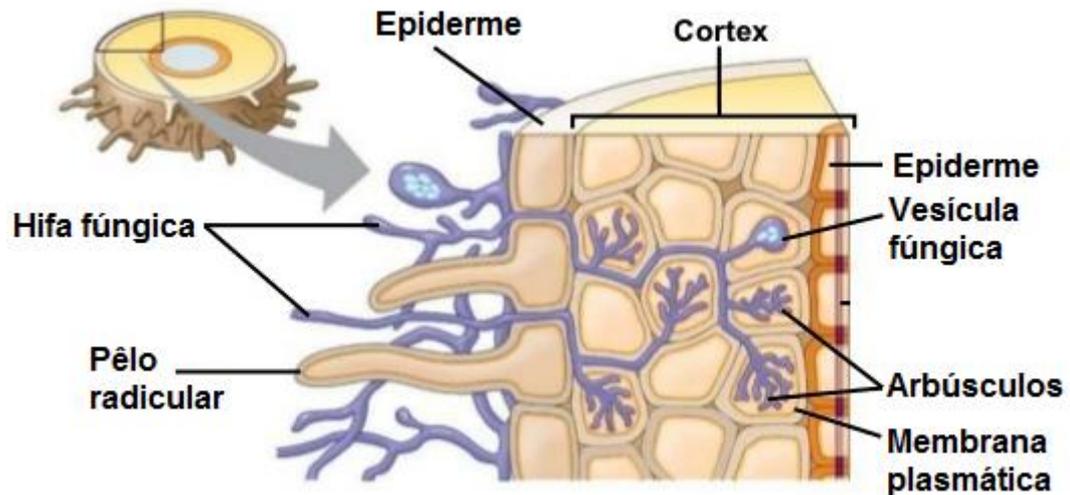
A pesquisa mais recente abrangendo as espécies vegetais colonizadas por FMA demonstrava que das 336 famílias botânicas estudadas, 74% formam a simbiose (BRUNDRETT, 2009). E por não haver especificidade, normalmente uma espécie de FMA pode colonizar as raízes de várias plantas hospedeiras ao mesmo tempo, entre Angiospermas, Gimnospermas e Pteridófitas.

Sob o ponto de vista do estudo fisiológico e ontogenético da interação, é possível quantificar e qualificar a associação fungo-planta. Entretanto, sob a ótica ecológica, é praticamente inviável, pois a maioria das raízes é colonizada por vários fungos, e estes não são hospedeiro-específico *a priori* e colonizam várias plantas ao mesmo tempo. Dessa forma, as plantas geralmente são interligadas por redes de hifas dos FMA, denominadas WWW (wood-wide web) (SIMARD et al., 2012).

O mecanismo da associação consiste na planta prover componentes carbonados simples, como os açúcares, e em troca o FMA fornece nutrientes como fósforo e nitrogênio para a planta (BRADFORD, 2014; VAN DER HEIJDEN et al., 2015a). Geralmente o FMA recebe até 30% dos fotossintatos provenientes de seus hospedeiros (DRIGO et al., 2010). Com o açúcar como combustível, o fungo consegue facilmente mover-se da planta para o solo, formando uma rede radicular estendida, aumentando a superfície para a absorção de nutrientes (BRADFORD, 2014).

O desenvolvimento da simbiose resulta na formação de estruturas fúngicas nas porções inter e intracelular do tecido cortical, como as hifas, que são usualmente asseptadas ou cenocíticas, e possuem centenas de núcleos no mesmo citoplasma (Figura 3) (PARNISKE, 2008). A mais importante estrutura da associação é o arbúsculo (do latim 'arbusculum', que significa arbusto ou pequena árvore), que constitui o sítio de troca dos nutrientes entre a planta e o fungo e fica localizado no interior da célula vegetal, circundado pela membrana periarbuscular, derivada da célula vegetal (OLDROYD, 2013; PARNISKE, 2008). Também são formadas outras estruturas no interior do córtex, as vesículas, que apresentam forma em geral globosa que aparentemente têm a função de armazenamento. No exterior das raízes, também são formadas, exclusivamente por representantes da ordem Gigasporales, estruturas especiais denominadas células auxiliares, cuja função ainda não está totalmente esclarecida, mas acredita-se que seja similar à das vesículas (SMITH; READ, 2008).

Figura 3 – Estruturas das raízes e estruturas formadas na associação entre FMA e plantas superiores.



Fonte: CAMPBELL; REECE (2008)

Os FMA são hipógeos e produzem esporos assexuais no solo ou no interior das raízes. Em geral esses esporos são unicelulares e multinucleados, globosos a subglobosos, variando de hialino a marrom, tipicamente maiores que 50 μm , e podendo chegar a 1 mm em algumas espécies (EGAN; LI; KLIRONOMOS, 2014). No solo, podem ser encontrados em grande abundância, chegando a centenas por grama de solo. A dispersão dos FMA pode ocorrer em faixas intermediárias de distância (<2 km) pelo vento e/ou animais (invertebrados, como colêmbolas e minhocas), e por hifas, com abrangência menor (<10 m) (EGAN; LI; KLIRONOMOS, 2014; KIVLIN; HAWKES; TRESEDER, 2011). Ambas as formas podem restringir espacialmente a dispersão de FMA, entretanto, a recente intervenção humana, com a introdução de mudas e solos inoculados no ambiente, resulta em uma dispersão em grande escala (KIVLIN; HAWKES; TRESEDER, 2011).

Mesmo que algumas espécies de FMA sejam consideradas cosmopolitas, ainda encontram dificuldades de dispersão em relação à escala local, porque a presença de um táxon em determinada região não significa necessariamente que todos os táxons de FMA estejam igualmente representados em todos os ecossistemas (ZOBEL; ÖPIK, 2014). Dessa forma, a resposta para o sucesso da colonização irá depender do contexto ecológico, como por exemplo a proximidade de fontes de propágulos, a disponibilidade dos vetores de dispersão e o nível de dependência micorrízica do hospedeiro (CAVALCANTE et al., 2001; ZOBEL; ÖPIK, 2014).

Uma vez dispersos, os esporos e os demais propágulos produzidos pelos FMA atuam na tentativa de colonizar as plantas. A estratégia de colonização adotada irá diferir consideravelmente e essa variação é associada à posição taxonômica da espécie em questão (HART; READER, 2002). Isolados da família Glomaceae *lato sensu* (=Glomeraceae) colonizam as raízes mais rapidamente quando comparados a representantes de Acaulosporaceae e de Gigasporaceae *lato sensu*. Os isolados de Glomaceae *lato sensu* (=Glomeraceae) apresentam alta colonização radicular e baixa colonização do solo, pois a extensa rede micelial é formada prioritariamente dentro das raízes. Isolados de Gigasporaceae *lato sensu* demonstram comportamento oposto, pois entram em contato com a raiz mais lentamente, e estabelecem uma extensa rede micelial no solo. Os isolados de Acaulosporaceae apresentam menores taxas de colonização radicular e do solo, pois o contato com a raiz e a produção de estruturas é mais lento quando comparada a de representantes das demais famílias (HART; READER, 2002).

A simbiose micorrízica é uma das chaves para a produtividade e diversidade de ecossistemas naturais, sendo raro encontrar uma situação em que os FMA não sejam significativamente valiosos ecologicamente (JEFFRIES; GIANINAZZI; PEROTTO, 2003). Entretanto, a perturbação ambiental pode trazer sérias consequências, visto que a perda de propágulos pode impulsionar a diminuição da produtividade vegetal, reduzindo assim a fertilidade do solo, e dessa forma a estabilidade dos ecossistemas (JEFFRIES; GIANINAZZI; PEROTTO, 2003). Assim, visando entender de forma mais ampla o comportamento e o padrão de distribuição dos FMA, estudiosos tentam inferir sobre teorias que possam explicá-lo. Apesar da resposta desses micro-organismos estar recebendo pouca atenção, os FMA podem auxiliar na capacidade de prever o funcionamento ecossistêmico (BLANKINSHIP; NIKLAUS; HUNGATE, 2011; COTTON et al., 2015).

Em geral, comunidades ecológicas são moldadas por fatores determinísticos (teoria de nicho) e estocásticos (teoria neutra). O conhecimento dos padrões espacial e temporal é essencial para entender o que molda os processos ecológicos e evolucionários das comunidades. Um estudo utilizando sequências de DNA de fungos micorrízicos provenientes de bancos de dados mundiais revelou que a variabilidade espacial e temporal das comunidades foi superior em solos superficiais quando comparados a solos de profundidades maiores, sugerindo que maior heterogeneidade ambiental impulsiona a variação das comunidades em pequenas escalas. Tal ponto

ênfatiza a importância tanto da diferenciação de nicho quanto do filtro ambiental na manutenção das diversas comunidades de fungos (BAHRAM; PEAY; TEDERSOO, 2015; LEIBOLD et al., 2004).

Há dezesseis anos, HART; READER; KLIRONOMOS (2001) trouxeram da ecologia as hipóteses *'driver'* e *'passenger'* na tentativa de descrever duas maneiras gerais de comportamento envolvendo os parceiros fúngicos e vegetais. De acordo com a hipótese *'driver'*, as interações das comunidades de FMA são responsáveis por modelar as comunidades vegetais locais, por meio de vários processos, a exemplo do impacto que um táxon específico de FMA pode causar no desenvolvimento vegetal. A hipótese *'passenger'* defende que a comunidade existente de plantas modela a composição da comunidade local de FMA, por meio de processos como a distribuição diferencial de carboidratos para os diferentes grupos de FMA. As duas hipóteses não apenas tentam descrever a covariação nas comunidades de FMA e plantas, mas também comentam quais mecanismos seriam responsáveis por moldar os dois. Entretanto, ambas as hipóteses levam em consideração apenas dois parâmetros: as comunidades de plantas e de FMA. Na tentativa de complementar o raciocínio sobre quais fatores modularam as comunidades fúngica e vegetal. ZOBEL; ÖPIK (2014) adicionaram a hipótese de *'Habitat'*, a qual postula que ambas as comunidades são moldadas por mudanças das condições abióticas locais e a hipótese de *'independência'*, que seria a hipótese nula para todas as três hipóteses de trabalho, a qual propõe que as comunidades de FMA e planta são independentes. Após investigar os pressupostos e quais evidências as apoiam, esses autores sugerem que a dinâmica das comunidades de FMA e vegetal na sucessão primária pode ser explicada pela hipótese de *'passenger'* e durante a sucessão secundária, incluindo as mudanças no uso do solo, pode ser explicada pela hipótese *'driver'*. Num ambiente sucessional estável, onde supostamente todas as possíveis espécies fúngicas e vegetais já estariam presentes, essas atenderiam a hipótese de *'habitat'*, enquanto que a hipótese de *'independência'* explicaria os padrões globais de distribuição de plantas e comunidades de FMA. Ainda assim essas sugestões são meramente experimentais, e mais evidências e estudos descritivos são necessários para validar tais hipóteses (ZOBEL; ÖPIK, 2014).

De modo a entender de forma geral o comportamento dos FMA em diferentes esferas geográficas, inferir sobre os padrões biogeográficos e quais os seus *"drivers"* pode fornecer *insights* sobre os processos que regem a montagem dessas

comunidades simbióticas, e, finalmente, como os FMA podem afetar o crescimento e a reprodução dos hospedeiros (ROESCH et al., 2007; VAN DER HEIJDEN; BARDGETT; VAN STRAALLEN, 2008). Amplamente estudados e comprovados, os padrões locais das comunidades de fungos MA são em grande parte moldados por condições ambientais, em vez de por limitação de dispersão (LEKBERG et al., 2011). Esses fatores locais podem ser, por exemplo, o estresse hídrico (AL-KARAKI et al. 2004) e salino (EVELIN et al. 2009), presença de metais pesados (HILDEBRANDT; REGVAR; BOTHE, 2007) e patógenos presentes no solo (SIKES, 2010).

Em nível regional, a composição das comunidades de FMA aparenta ser resultado dos filtros ambientais impostos, como consequência dos efeitos cumulativos de processos estocásticos e determinísticos locais, mais do que limitação de dispersão (VÁLYI et al., 2016). Numa amostragem em escala regional no sul da Califórnia-EUA utilizando a técnica de sequenciamento 454, KIVLIN et al. (2014) testaram a dispersão pelo ar dos FMA e compararam com a comunidade presente no solo, sendo capazes de mensurar a importância da limitação de dispersão versus filtro ambiental como mecanismos estruturadores das comunidades de FMA. Os autores não encontraram nenhuma evidência de que a maioria dos táxons de FMA presentes no ar apresentam dispersão limitada sobre a escala da paisagem. No geral, sugerem que as comunidades de FMA são moldadas através de uma combinação de filtros ambientais determinísticos e estocásticos ou processos neutros.

Em estudo também em nível regional, desta vez na Irlanda do Norte e utilizando a técnica de T-RFLP (*Terminal restriction fragment length polymorphism*), HAZARD et al. (2013) acessaram comunidades de FMA em raízes de *Trifolium repens* e *Lolium perenne* sob diferentes usos e tipos de solo. A distribuição dos FMA foi moldada pelo ambiente local, sendo a composição da comunidade influenciada por variáveis abióticas (pH, precipitação e tipo de solo), e não pelo uso do solo ou a distância geográfica.

Um resultado controverso foi encontrado por MOORA et al. (2014), que coletaram amostras ao longo da Estônia em locais sob diferentes tipos de habitat e intensidades de uso do solo e avaliaram as amostras pelo sequenciamento 454. Dentro de ambos os habitats, abertos e florestais, o uso intensivo da terra influenciou significativamente a composição das comunidades de FMA. Apesar do trabalho abordar mais profundamente diferenças na estrutura filogenética e grupos funcionais de FMA, os autores também afirmam que há variação significativa na diversidade e

composição taxonômica dos FMA sob diferentes regimes de uso da terra, em ambos os habitats.

Grande parte das alterações de parâmetros bióticos e abióticos é regida pela atividade humana, cuja intensidade pode influenciar interações mutualísticas, como a micorriza, de diversas maneiras. A ação antrópica inclui a fragmentação de habitat, alteração de uso do solo e mudanças climáticas, que podem causar alterações temporais. Como resultado, a rede micorrízica geralmente é afetada negativamente devido aos frequentes distúrbios causados ao solo e ausência do hospedeiro vegetal, e tal impacto pode conferir severas consequências para o funcionamento ecossistêmico (TRAVESET; RICHARDSON, 2014; VAN DER HEIJDEN et al., 2015a).

E finalmente em nível global, os poucos estudos que abordam meta-análises, e avaliaram sequências de DNA publicadas, sugerem que distância geográfica, zonas climáticas, habitat, composição das comunidades vegetais, temperatura e umidade do solo têm papel decisivo nos padrões de distribuição das comunidades de FMA. KIVLIN; HAWKES; TRESEDER (2011), baseados em 111 estudos publicados testaram as relações entre composição das comunidades de FMA e geografia, condições ambientais e biomas (plantas). Distância geográfica, temperatura e umidade do solo, e tipo de comunidade de plantas foram significativamente relacionados com a estrutura das comunidades de FMA, mas explicaram apenas uma pequena quantidade da variância observada. Como as espécies de FMA tenderam a se agrupar filogeneticamente dentro dos locais, sugere-se que o filtro de habitat ou limitação de dispersão são mecanismos estruturadores dessas comunidades fúngicas. ÖPIK et al. (2013) coletaram 25 amostras ao redor do mundo, na rizosfera de 96 espécies vegetais diferentes e acessaram sequências utilizando as técnicas Sanger e sequenciamento 454. A ordenação revelou diferenças nas comunidades de fungos MA entre diferentes continentes e zonas climáticas, o que sugere que tanto a história biogeográfica quanto as condições ambientais são mecanismos estruturadores da variação mundial dessas comunidades. Mais recentemente, DAVISON et al.(2015), baseados somente na amostragem de 67 plots distribuídos ao redor do mundo, concluíram que os padrões biogeográficos e filogenéticos observados são consistentes com baixo endemismo, e sugerem que a biogeografia dos FMA é largamente determinada pelas condições ambientais locais.

No âmbito dos serviços ecossistêmicos, muitos trabalhos já comprovaram a eficiência da associação micorrízica arbuscular. Essa simbiose é a mais importante

envolvendo micro-organismos e plantas. Em condições limitantes de P, os FMA influenciam o crescimento, a produtividade e a diversidade vegetal, pois conectam as plantas por meio da rede micelial permitindo assim a circulação de recursos entre as que coexistem naquele habitat. Dado que a maioria das plantas terrestres forma pelo menos uma das associações micorrízicas, movendo certa quantidade de recursos, é provável que o papel da simbiose na ciclagem de nutrientes seja altamente significativo (DRIGO et al., 2010).

Adicionalmente, os FMA atuam diretamente na captura de nutrientes e relação hídrica, e nos ciclos biogeoquímicos (ciclos do C, N e P), melhorando assim a qualidade do solo e afetando de forma direta as múltiplas funções e processos ecossistêmicos (JEFFRIES; GIANINAZZI; PEROTTO, 2003; VAN DER HEIJDEN et al., 2015b). No ciclo do C, participam ativamente da fixação do C através da glomalina, uma glicoproteína pouco solúvel presente na parede celular de hifas e esporos de FMA, que possui propriedades cimentante e imunorreativa (WRIGHT; UPADHYAYA, 1998). No estágio da senescência, a glomalina é incorporada ao solo, onde representa de 3-5% do C e N totais do solo (RILLIG et al., 2001). Em estudos realizados em solos de florestas tropicais foi estimado que a permanência da glomalina no solo varia de 6 a 42 anos (RILLIG et al., 2001), e que sua decomposição dependa das condições ambientais, tais como a disponibilidade de nutrientes no solo, que pode influenciar na atividade microbiana, e o conteúdo de argila, que pode proporcionar proteção física (TRESEDER; TURNER, 2007).

Em relação ao N e P, os FMA podem prover quantidades significativas para seus hospedeiros em ambientes naturais, especialmente naqueles com baixa disponibilidade desses nutrientes (VAN DER HEIJDEN et al., 2015a). Em levantamento que levou em consideração indivíduos e comunidades de plantas, VAN DER HEIJDEN et al. (2015a) demonstraram que os FMA podem contribuir em mais de 90% na captura do P. Em relação ao N, os FMA são capazes de imobilizar significativas quantidades em seu micélio; entretanto, a contribuição é menos pronunciada, e de acordo com esses autores, tal aporte depende de fatores como a disponibilidade de água no solo, pH e tipo do solo. Os FMA também podem contribuir para a captura do N para as leguminosas juntamente com as bactérias fixadoras de nitrogênio, num sistema funcional chamado tripartite. Enquanto muitos estudos destacam o auxílio da simbiose na absorção de nutrientes, relativamente poucos abordam que os FMA também são capazes de reduzir a perda de nutrientes, pois uma

vez absorvidos eficientemente, os riscos de perda por meio de lixiviação ou desnitrificação são reduzidos (VAN DER HEIJDEN, 2010).

Em meio a todos esses benefícios e serviços ecossistêmicos, os FMA se mostram importantes componentes da biota do solo. Assim, novas técnicas, como as moleculares, vêm sendo aplicadas nos estudos referentes aos FMA no intuito de se obter resultados mais precisos e amplos.

2.7 FERRAMENTAS MOLECULARES APLICADAS AO ESTUDO DOS FMA

Atualmente, cerca de 280 espécies estão inseridas no filo Glomeromycota (OEHL et al., 2011a, 2015), sendo a maioria das descrições baseadas apenas na morfologia e ontogenia dos glomerosporos. Apenas fatores como cor, forma, tamanho do esporo, detalhes das camadas de paredes e ornamentação eram levados em consideração na identificação em nível específico. Entretanto, variações fenotípicas, más condições dos glomerosporos provenientes do campo e dimorfismo de determinadas espécies podem comprometer a acurácia da identificação, além da demanda de tempo e longa experiência requerida de um taxonomista.

O estudo da ecologia fungo-planta, bem como a resolução taxonômica para os FMA tem sido revolucionado pela utilização de técnicas moleculares. Tais análises permitem a fácil e rápida detecção e identificação dos fungos, e são voltados também para a compreensão das comunidades de FMA (DICKIE, 2015; KOWALCHUK; DE SOUZA; VAN VEEN, 2002). A abordagem molecular tem revelado uma grande diversidade desconhecida, demonstrando que as espécies descritas provavelmente ocupam um pequeno espaço dentre as espécies existentes de FMA (ROSENDAHL, 2008).

Estudos moleculares envolvendo o sequenciamento do gene do rDNA (DNA ribossomal) são de longe os mais comumente utilizados para identificação taxonômica e filogenética de micro-organismos por conterem regiões extremamente conservadas que permitem a construção de diversos iniciadores (LINDAHL et al., 2013). Geralmente as regiões sequenciadas são aquelas que compreendem o rDNA: a subunidade menor (*Small Subunit*- SSU rDNA: 16S/18S) e subunidade maior (*Large Subunit*- LSU rDNA: 23S/25S/28S), as quais são fragmentos justapostos e separados por regiões espaçadoras internas (*Internal transcribed Spacers*- ITS). A região ITS é

composta por dois espaços altamente variáveis, o ITS1 e ITS2, intercalados pelo 5.8S (LANFRANCO et al., 2001; LINDAHL et al., 2013).

Essas regiões mantêm-se os principais alvos de investigação dos FMA, sendo o SSU rDNA o mais usado para estudos ecológicos, enquanto o ITS e LSU rDNA são comumente empregados em estudos taxonômicos em Glomeromycota (ÖPIK et al., 2014). Apesar de um único indivíduo desse filo possuir muitas sequências divergentes de rDNA (LINDAHL et al., 2013), a variação intraespecífica é muito baixa (SCHOCH et al., 2012), dificultando a avaliação tanto a partir da região mais conservada (LSU) como da região mais variável (ITS). Assim, a região LSU geralmente é mais apropriada para discriminar em nível específico no caso dos FMA, visto que a variação genética entre os isolados da mesma espécie é menor que a variabilidade entre espécies (JEFFRIES; GIANINAZZI; PEROTTO, 2003). Apesar da região ITS ter sido recentemente proposta como *barcode* para fungos (SCHOCH et al., 2012), no caso dos FMA é muito variável e por isso é mais confiável para tratar da filogenia de níveis taxonômicos mais elevados, como família e ordem. Assim, a região LSU fornece uma alternativa atraente, por apresentar-se mais conservada e viável de se calcular distâncias taxonômicas maiores (PORTER; GOLDING, 2012). Alguns estudos buscam o marcador ideal para distinguir espécies, e entre os candidatos, além dos descritos, estão a actina, beta-tubulina, fator de alongação 1 alfa (EF1-*alpha*), transportadores de fosfato e RNA polimerase subunidade II (RPB1 e RPB2) (ÖPIK et al., 2014).

As regiões ribossomais também oferecem desvantagens; uma delas é que em apenas um indivíduo pode apresentar uma grande variação genética, tornando a clonagem do material necessária. Além disso, após a clonagem proveniente dos produtos da PCR (reação em cadeia da polimerase) aspectos quantitativos são perdidos, e estes são essenciais para estudos que objetivam estimar preferências de hospedeiros e respostas a gradientes ambientais (ROSENDAHL, 2008). Outra desvantagem referente ao uso do rDNA é a variabilidade da região ITS, que pode por vezes apresentar diferentes sequências para a mesma espécie.

Até pouco tempo, para acessar tais genes era necessária a amplificação, clonagem e finalmente o sequenciamento da região de interesse. O sequenciamento tem como finalidade determinar a ordem das bases nitrogenadas do segmento amplificado. A maioria das técnicas moleculares empregadas baseia-se na utilização da técnica de PCR (ALGUACIL; ROLDÁN; TORRES, 2009), que tem permitido à

identificação de espécies de FMA dentro e fora das raízes, o acesso à variabilidade genética dentro de uma mesma espécie, bem como o melhoramento da percepção da relação filogenética entre as diferentes espécies (AVIO et al., 2009; STUKENBROCK; ROSENDAHL, 2005). A PCR consiste na amplificação *in vitro* das cópias de DNA que foram selecionadas por dois iniciadores específicos, os *primers*, sendo para isso exigido quantidades mínimas de DNA. Contudo, até hoje nenhum *primer* desenhado foi capaz de acessar toda a diversidade de rDNAs no filo Glomeromycota de forma homogênia para todas as espécies (ÖPIK et al., 2014). O marcador ideal para os estudos de comunidades fúngicas deve ter regiões e *primers* compartilhados por todos os fungos; comprimento adequado para amplificação e sequenciamento eficientes; ser capaz de detectar alta variação interespecífica, mas baixa intraespecífica; possibilitar o alinhamento de todos os fungos (LINDAHL et al., 2013).

Entre as técnicas moleculares mais utilizadas para análise de comunidades está o DGGE (*denaturing gradient gel electrophoresis* - electroforese em gel de gradiente desnaturante), que consiste na separação dos produtos provenientes da PCR de acordo com as suas sequências de pares de base, tendo as bases GC (Guanina-Citosina) menor velocidade de desnaturação e conseqüentemente maior mobilidade no gel de poliacrilamida. De acordo com a variação de sequências, é possível observar os perfis de rDNA, permitindo assim a identificação e detecção de micro-organismos, incluindo os FMA (DE SOUZA et al., 2004). A técnica de DGGE viabiliza a análise de várias amostras ambientais simultaneamente, sendo bastante utilizada para o monitoramento e compreensão de variações temporais e espaciais de comunidades microbianas (KOWALCHUK; DE SOUZA; VAN VEEN, 2002; MUYZER; DE WAAL; UITTERLINDEN, 1993). Contudo, a técnica também oferece desvantagens, como longo tempo para preparo do gel e uso de substâncias tóxicas (acrilamida e formamida) (GORZELAK; HAMBLETTON; MASSICOTTE, 2012).

A técnica RFLP (*restriction fragment length polymorphism* - polimorfismo no comprimento de fragmentos de restrição) também é bastante utilizada. Consiste nos produtos amplificados via PCR serem marcados com fluorescência e digeridos com uma ou mais enzimas de restrição, o que cria fragmentos de diferentes tamanhos para cada sequência (GORZELAK; HAMBLETTON; MASSICOTTE, 2012). Esta técnica tem sido aplicada ao estudo dos FMA com a finalidade de identificar os táxons em nível específico (MERGULHÃO et al., 2007). Entretanto, a técnica assume que cada perfil

gerado constitui um táxon, o que nem sempre ocorre, e isso pode superestimar a riqueza, sendo o contrário também possível (DICKIE; FITZJOHN, 2007).

Dentre as técnicas mais sofisticadas está o sequenciamento de nova geração (*next generation sequencing* - NGS), que é capaz de promover o sequenciamento de DNA em plataformas capazes de gerar informações sobre milhares de pares de base em uma única corrida em tempo real (RONAGHI; UHLÉN; NYRÉN, 1998). Dentre essas, o 454 (pirosequenciamento) funciona a partir de uma cascata de reações enzimáticas, e os resultados são expressos pelas luzes geradas, que correspondem ao número e sequência proporcional dos nucleotídeos (RONAGHI, 2001). É justamente nesse mecanismo onde reside a desvantagem da técnica, pois como a intensidade do sinal da fluorescência relaciona-se ao número de vezes que o nucleotídeo foi incorporado à sequência, torna-se imprecisa quando um único nucleotídeo é repetido três ou mais vezes (CARVALHO; SILVA, 2010).

Outra técnica de sequenciamento de nova geração que começa a ser aplicada nos estudos relacionados a ecologia dos FMA é a plataforma Illumina Hiseq e Miseq. A técnica consiste no sequenciamento por tecnologia de síntese. A biblioteca com adaptadores fixos é desnaturada em cadeias simples e acoplada a célula de fluxo do equipamento, seguida por amplificação em ponte para formar agrupamentos que contém os fragmentos de DNA clonal. Antes do sequenciamento ser iniciado, a biblioteca divide-se em fragmentos simples com auxílio enzimático e então quando cada um dos 4 dNTPs (ddATP, ddGTP, ddCTP, ddTTP) são adicionados e um terminador reversível marcado por fluorescência é visualizado, e em seguida clivado para permitir a incorporação da base seguinte (ILLUMINA, 2010; LIU et al., 2012). A plataforma Illumina de sequenciamento é considerada totalmente viável e altamente promissora, considerando custos mais baixos por par de base e maior profundidade de sequenciamento, o que oferecendo caracterização mais detalhada das comunidades, e recuperação mais completa da riqueza (SCHMIDT et al., 2013).

Dessa forma os métodos moleculares se mostram uma excelente alternativa complementar aos métodos de identificação morfológica, uma vez que podem revelar mais profundamente um perfil ou um determinado padrão de distribuição das comunidades de FMA no interior das raízes ou no solo. A aplicação de ambos os métodos na caracterização das comunidades de FMA em áreas de Floresta tropical úmida poderá revelar uma diversidade ou mesmo padrões comportamentais desconhecidos dos FMA, visto que a grande maioria dos trabalhos desenvolvidos

nesses ambientes aborda apenas técnicas morfológicas de identificação e/ou técnicas moleculares não tão avançadas, como veremos a seguir.

2.8 FMA EM FLORESTAS TROPICAIS ÚMIDAS

Para elucidar os fatores que levam à heterogeneidade ambiental, é necessário analisar os padrões de distribuição geográfica das espécies, bem como as barreiras que limitam sua ocorrência (STEHMANN et al., 2009). Isso se torna essencial quando se trata de ambientes ameaçados, como as Florestas Tropicais Úmidas, espaços que apresentam alta complexidade estrutural, aliada à diversidade de nichos e clima quente e úmido; esses ambientes constituem-se megapotências de táxons, muitos das quais ainda desconhecidos (SMITH, 1997).

Neste tópico serão abordados trabalhos sobre diversidade e/ou atividade de FMA identificados em ambientes de Floresta Tropical Úmida de todo o mundo, com exceção das dunas e restingas e outros ecossistemas associados. Foram levados em consideração apenas trabalhos publicados em revistas de circulação mundial. Ao todo, foram referidas 102 espécies de FMA, nos quatro continentes de ocorrência desse bioma (Tabela 3). Dentre essas, são mais abundantes as pertencentes aos gêneros *Acaulospora* (19 espécies) e *Glomus* (15), seguidas de *Rhizoglomus* (oito); *Racocetra* e *Sclerocystis* (seis cada); *Gigaspora* (cinco); *Funneliformis*, e *Scutellospora* (quatro cada); *Ambispora*, *Claroideoglomus*, *Corymbiglomus*, *Dentiscutata* e *Paraglomus* (três cada); *Archaeospora*, *Cetraspora*, *Diversispora*, *Pacispora* e *Septoglomus* (dois cada); *Albahypha*, *Entrophospora*, *Fuscutata*, *Intraornatospora*, *Intraspora*, *Kuklospora*, *Orbispora*, *Quatunica*, *Simiglomus* e *Viscospora* (uma espécie cada) (Tabela 3). Todas as classes e ordens de Glomeromycota foram registradas para a Floresta Úmida. Em relação ao número de espécies, cerca de 39% do total descrito mundialmente foi mencionado para o bioma.

Com base nos dados da literatura, espécies como *Acaulospora foveata*, *A. mellea*, *A. scrobiculata*, *A. spinosa*, *Claroideoglomus etunicatum*, *Funneliformis geosporus* e *Sclerocystis clavisporea* podem ser consideradas de ocorrência generalizada, e possivelmente possuem comportamento mais agressivo de colonização do ambiente.

Dentre os trabalhos realizados na América do Sul abordando os FMA, PEREIRA et al. (2014) verificaram que a conversão de Floresta Atlântica em Pernambuco/Brasil em áreas de plantio ocasiona a perda de algumas espécies de FMA, bem como a seleção de táxons comuns. Mais ao sudeste do Brasil, em São Paulo, BONFIM et al. (2013) verificaram que em área de Floresta Atlântica, apesar do número de glomerosporos ter sido maior na floresta secundária de cinco anos os valores de riqueza e diversidade foram superiores na Floresta primária. Ainda em São Paulo, na Ilha dos Eucaliptos, GOMES; TRUFEM (1998) pesquisando áreas de Mata Atlântica, transição e eucaliptos, observaram homogeneidade na distribuição dos FMA, tanto no que se refere ao tipo de vegetação quanto à sazonalidade.

No estado do Paraná/Brasil, CARRENHO; GOMES-DA-COSTA (2011) estudaram três remanescentes de Floresta Atlântica convertidos em parques públicos com diferentes graus de degradação, e concluíram que quanto mais antropizada a área, maior reflexo negativo no estabelecimento e na diversidade de FMA ($H' = 1,5$). Em outros trabalhos neste mesmo Estado foi determinado o *status* micorrízico das plantas em áreas de Floresta Atlântica. No Parque Cinqüentenário, as porcentagens de colonização micorrízica variaram entre 76% e 99% (SANTOS; CARRENHO, 2011). Noutras áreas com pastagem, vegetação arbustiva, floresta secundária e floresta madura, ZANGARO et al. (2013) constataram que as plantas dos estágios primários de sucessão são mais susceptíveis à colonização micorrízica e manutenção de alta esporulação, e que essa produção está associada à época do ano com maior incidência de luz e temperatura, disponibilidade de água no solo e maior atividade metabólica das plantas.

Na Amazônia Brasileira, DE OLIVEIRA FREITAS et al. (2014) concluíram, estudando áreas de 'floresta de terra firme', que a textura do solo e a umidade são os fatores determinantes para moldar as comunidades de FMA, cujo índice de diversidade de Shannon (H') variou de 2,4 a 2,7. Ainda na região amazônica, LEAL; SIQUEIRA; STÜRMER (2013) e STÜRMER; SIQUEIRA (2011) observaram que a conversão de áreas de florestas naturais em áreas agrícolas não afetava a riqueza, abundância e diversidade das comunidades de FMA. Mais ao sul do continente, CASTILLO et al. (2006) verificaram que em áreas de floresta primária, secundária e pastagens da Floresta Valdivian, localizada nos Andes Chilenos, a diversidade de FMA está intrinsecamente ligada à diversidade vegetal, e não aos atributos químicos do solo.

Na América Central, em estudo realizado em Florestas úmidas da Costa Rica, LOVELOCK; ANDERSEN; MORTON (2003) observaram que a esporulação era mais abundante em solos com baixa fertilidade, e que a abundância relativa de espécies de *Acaulospora* foi relativamente menor, quando comparada às espécies de *Glomus* em locais com menor precipitação e maiores variações climáticas. Trabalhando em florestas e pastos na Nicarágua e na Costa Rica, PICONE (2000) observou que as curvas de riqueza não declinaram após a conversão da paisagem, mas que os esporos presentes nas áreas de pastagens eram menores (<300 μm) quando comparados aos de áreas de florestas, no período chuvoso. Na República do Panamá, MANGAN et al. (2004) acessaram as comunidades de FMA de diferentes fragmentos florestais próximas ao Lago Gatun, e sugeriram que estas não variaram em decorrência da fragmentação florestal. No México, GUADARRAMA; ÁLVAREZ-SÁNCHEZ (1999) compararam a abundância e diversidade das comunidades de FMA entre florestas conservadas e antropizadas em Veracruz, e constataram que a comunidade fúngica não é afetada pelo distúrbio, mas é influenciada pela sazonalidade, com maiores valores de riqueza e número de esporos na estação seca. Em Florestas maduras que foram convertidas em áreas para plantio também no México, VIOLI et al. (2008) observaram que o melhor parâmetro para detectar distúrbios antrópicos foi a quantificação dos teores de glomalina imunorreativa.

Dentre os trabalhos relevantes desenvolvidos no continente africano, destaca-se o de MUSOKO; LAST; MASON (1994), que avaliaram comunidades da FMA em florestas secundárias conservadas em Camarões, e observaram que apesar do número de glomerosporos ter variado entre as estações, os efeitos sazonais não foram pronunciados.

E finalmente, no continente asiático, ZHANG; GUO; LIU (2004) compararam a diversidade de FMA de áreas florestais e desflorestadas na região de Dujiangyan, na China e observaram que a área natural foi mais diversa quando comparada à antropizada ($H' = 2,6$ e $H' = 2,1$, respectivamente). Entretanto, os autores sugerem que houve pouco efeito do desmatamento sobre a diversidade de FMA, e que plantas herbáceas anuais desempenham papel importante na manutenção da diversidade desses fungos, aumentando a riqueza e densidade de glomerosporos em áreas desmatadas. Em outros dois trabalhos desenvolvidos no sudoeste da China, na mesma área, a floresta de Xishuangbanna. ZHAO et al. (2001) e ZHAO; WANG; YANG (2003) analisaram o status micorrízico de 112 espécies vegetais e apenas 56%

formavam a simbiose; os autores atribuíram as baixas taxas de colonização à não especificidade dos hospedeiros.

Como o presente estudo pretendeu-se ampliar o conhecimento sobre a ocorrência, diversidade e dinâmica dos FMA em áreas naturais do Nordeste no Brasil pertencentes ao bioma Floresta Tropical Úmida, utilizando técnicas morfológicas e moleculares avançadas. A geração de dados sobre áreas pouco ou nunca exploradas possibilita a expansão do conhecimento sobre este importante grupo de fungos e os dados gerados pode servir como recurso para as políticas públicas na gestão dessas áreas naturais ameaçadas, ajudando a definir estratégias de manejo, levando em consideração o papel fundamental dos FMA na manutenção dos ecossistemas terrestres.

Tabela 3 – Espécies de Fungos Micorrízicos Arbusculares em Florestas Tropicais do mundo

Espécies de FMA	América do Sul														Africa		América Central						Asia				
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14*	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	
Acaulosporaceae																											
<i>Acaulospora alpina</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>A. bireticulata</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	X	-
<i>A. colliculosa</i>	-	-	-	X	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>A. collossica</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-
<i>A. delicata</i>	-	-	-	-	-	-	X	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-
<i>A. denticulata</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	X	-
<i>A. dilatata</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>A. elegans</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	X	-	-
<i>A. excavata</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>A. foveata</i>	X	X	-	-	-	X	X	X	-	X	X	-	-	X	X	-	-	X	-	X	X	X	X	X	X	X	-
<i>A. gedanensis</i>	-	-	-	-	-	-	X	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>A. koskei</i>	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>A. lacunosa</i>	-	-	-	-	X	-	-	-	X	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	X
<i>A. laevis</i>	-	-	X	-	-	-	X	-	-	X	X	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	X	X	X
<i>A. longula</i>	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>A. mellea</i>	-	X	X	-	X	X	X	X	X	X	X	X	X	-	X	X	X	-	-	-	X	X	-	X	X	-	-
<i>A. minuta</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>A. morrowiae</i>	X	-	X	X	-	-	-	-	-	X	X	-	-	-	-	X	X	-	-	-	X	X	X	X	X	X	-
<i>A. reducta</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>A. rehmanii</i>	-	-	-	X	-	-	-	-	-	X	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-
<i>A. scrobiculata</i>	-	X	X	X	X	X	X	X	X	-	X	-	-	-	X	X	X	X	X	X	-	X	-	X	X	-	-
<i>A. spinosa</i>	-	-	-	X	X	-	X	X	X	-	X	X	X	X	X	X	X	X	X	-	X	-	-	X	X	-	-
<i>A. spinosissima</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>A. tuberculata</i>	-	-	X	X	-	-	X	X	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	X	X	X	-	-	X	-	-
<i>A. walkeri</i>	-	-	-	-	-	-	X	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Kuklospora colombiana</i>	X	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ambisporaceae																											
<i>Ambispora appendicula</i>	-	-	-	-	X	-	-	X	-	X	X	-	X	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-
<i>A. brasiliensis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>A. gerdemannii</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-
<i>A. leptoticha</i>	-	X	-	-	-	-	X	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	X	-	X	-	-	X	-	X	X	X
<i>A. reticulata</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Archaeosporaceae																											
<i>Intraspora schenkii</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-
<i>Archaeospora trappei</i>	-	-	-	-	-	X	X	X	-	X	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>A. undulata</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-

Racocetraceae																										
<i>Cetraspora gilmorei</i>	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>C. pellucida</i>	-	-	-	-	-	-	X	X	-	-	-	-	-	-	X	X	X	-	-	X	X	-	X	X	-	-
<i>Racocetra castanea</i>	-	-	-	X	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	
<i>R. coralloidea</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	X	-	-	X	-	-	-	-	-	
<i>R. fulgida</i>	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	
<i>R. gregaria</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>R. tropicana</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>R. verrucosa</i>	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	
<i>R. weresubiae</i>	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Sacculosporaceae																										
<i>Sacculosporabaltica</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Scutellosporaceae																										
<i>Bulbospora minima</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Orbispora pernambucana</i>	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	X	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Scutellospora arenicola</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>S. aurigloba</i>	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>S. calospora</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	X	-	-	-	-	-	-	X	-	X	-	X	-	X	-	
<i>S. dipurpurescens</i>	-	-	-	X	-	-	-	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>S. spinosissima</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	X	-	-	X	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Nº de spp não identificadas	4	1	2	19	6	0	8	8	5	12	21	0	0	25	0	0	2	3	10	10	5	8	11	0	0	0
Nº total de spp de FMA	17	6	19	50	16	17	31	23	14	40	58	21	17	56	12	14	10	14	16	28	13	15	18	34	27	14

x = presença; - = ausência.

Fonte: **1.** GOMES; TRUFEM (1998); **2.** SOUCHIE *et al.* (2006); **3.** CARRENHO; GOMES-DA-COSTA (2011); **4.** SANTOS; CARRENHO (2011); **5.** BONFIM *et al.* (2013); **6.** PEREIRA *et al.* (2014); **7.** STURMER; SIQUEIRA (2011); **8.** LEAL *et al.* (2013); **9.** VASCONCELLOS *et al.* (2013); **10.** FREITAS *et al.* (2014); **11.** BONFIM *et al.* (2015); **12.** CASTILLO *et al.* 2006; **13.** SILVA *et al.* (2014); **14***. **Presente estudo**; **15.** WILSON *et al.* (1992); **16.** MASON *et al.* (1992); **17.** MUSOKO *et al.* (1994); **18.** JOHNSON; WEDIN (1997); **19.** GUADARRAMA; ÁLVAREZ-SÁNCHEZ (1999); **20.** PICONE (2000); **21.** LOVELOCK *et al.* (2003); **22.** MANGAN *et al.* (2004); **23.** PEÑA-VENEGAS *et al.* (2007); **24.** VIOLI *et al.* (2008); **25.** ZHAO *et al.* (2003); **26.** ZHANG *et al.* (2004).

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 CARACTERIZAÇÃO DAS ÁREAS DE COLETA

Foram estudadas comunidades de FMA em 10 Unidades de Conservação do Nordeste do Brasil, distribuídas em 5 Estados, cada qual com uma do tipo Proteção Integral e uma de Uso Sustentável.

a) Rio Grande do Norte (RN)

- *Unidade de Proteção Integral*: O Parque Estadual Mata da Pipa representa um dos maiores remanescentes de Floresta Atlântica do Estado. Localizado no município de Tibau do Sul, possui 290 ha. Essa área foi recentemente desmembrada de uma parcela da APA Bonfim-Guaráira e elevada a Parque Estadual, pelo Decreto No 19.341, de 12 de setembro de 2006. A área apresenta clima tropical quente e sub-úmido, com temperatura média de 26 °C e média pluviométrica aproximada de 1350 mm anuais, e solo do tipo Neossolo Quartzarênico (IDEMA, 2014). Na área pode ser observada a presença de 278 espécies de angiospermas, distribuídas em 78 famílias e 212 gêneros, sendo Fabaceae, Myrtaceae, Malvaceae, Rubiaceae, Poaceae e Orchidaceae as famílias mais representativas (IDEMA, 2014).

- *Unidade de Uso Sustentável*: A Área de Proteção Ambiental Bonfim-Guaráira, criada pelo Decreto Estadual No. 14.369 de 22 de março de 1999 possui 42.000 ha e hoje configura-se como a maior Unidade de Conservação do Estado, em área emersa. Está situada nos municípios de Nísia Floresta, São José do Mipibú, Senador Georgino Avelino, Goianinha, Arês e Tibau do Sul. No interior da APA existem três outras unidades de conservação: Floresta Nacional de Nísia Floresta (UC Federal). Parque Estadual Mata da Pipa (UC Estadual) e Reserva Faunista de Tibau do Sul (UC Estadual). Há ainda, no interior da APA, um posto avançado da Reserva da Biosfera da Mata, representado pelo Santuário Ecológico de Pipa, no município de Tibau do Sul. Atualmente, a carcinicultura e a plantação de cana-de-açúcar são as principais atividades de alto impacto ambiental negativo (SEMARH, 2014).

b) Paraíba (PB)

- *Unidade de Proteção Integral*: Reserva Biológica Guaribas, criada em 1990, por meio do Decreto Federal nº 98.884. A Unidade está localizada entre os municípios de

Mamanguape e Rio Tinto, no nordeste do estado, e possui 4.028 hectares. Apresenta vegetação do tipo Floresta Estacional Semi-decidual de formação secundária, de porte baixo e alta densidade, assentada sobre solo podzólico; o clima é do tipo As' quente e úmido, de acordo com a classificação de Köppen (IBAMA, 2003). Em levantamento recente, foram coletadas 629 espécies de plantas vasculares na área; dentre essas: 26 espécies de samambaias, 164 de monocotiledôneas e 439 dicotiledôneas. Entre as famílias mais diversas estão: Fabaceae (Caesalpinioideae, Mimosoideae e Papilionoideae), Poaceae, Cyperaceae, Rubiaceae, Asteraceae, Malvaceae, Melastomataceae e Myrtaceae (BARBOSA et al., 2011). O plano de manejo da área foi estabelecido no ano de 2003 (IBAMA, 2003).

- *Unidade de Uso Sustentável*: A Área de Proteção Ambiental Barra do Rio Mamanguape, foi criada pelo Decreto Federal nº 924, em 1993, possui 14.460 hectares e abrange os municípios de Rio Tinto, Marcação, Baía de Traição e Lucena. A área está situada na mesorregião da zona da mata do Estado e abriga 18 comunidades tradicionais em aglomerados e vilas e seis aldeias indígenas em sua área de influência (RODRIGUES et al., 2008). A maior perda de área natural dos últimos anos deve-se ao cultivo de cana-de-açúcar, responsável por alterações drásticas na paisagem. O fragmento florestal da APA apresenta vegetação do tipo semidecidual, o clima da região é Am' tropical e chuvoso (Köppen) e a temperatura média anual varia entre 24 °C e 27 °C (BRASIL, 2014). O fragmento da Mata do Oitero foi o escolhido para o estudo, pois constitui um dos maiores e mais conservados da APA, apresentando cerca de 235 ha, e está circundada por plantações de cana-de-açúcar. Nesse fragmento foram observadas 111 espécies fanerogâmicas distribuídas em 92 gêneros, integrantes de 44 famílias, entre as quais: Rubiaceae, Fabaceae, Anacardiaceae, Boraginaceae, Euphorbiaceae, Sapindaceae, Annonaceae, Bignoniaceae, Caesalpinaceae, Chrysobalanaceae, Convolvulaceae, Malpighiaceae, Melastomataceae, Myrtaceae e Tiliaceae. A partir desse levantamento, foi possível concluir que a cobertura vegetal desse fragmento é caracterizado como mata secundária em estágio de regeneração (PEREIRA; ALVES, 2006).

c) Pernambuco (PE)

- *Unidade de Proteção Integral*: Reserva Biológica de Saltinho, constitui um dos últimos remanescentes da Floresta Atlântica em Pernambuco. A Reserva originou-se de um antigo engenho, passou a horto florestal e em 1967, pelo Decreto nº 62.007 foi

transformada em Estação Florestal Experimental (EFLEX); finalmente, em 21 de setembro de 1983, através do Decreto nº 88.744, foi transformada em Reserva Biológica apresentando 562.57 hectares, situados nos municípios de Rio Formoso e Tamandaré. O tipo vegetacional da área é a Floresta Ombrófila Densa de terras baixas. O tipo climático é o As' (úmido) da classificação de Köppen, e registra temperaturas médias anuais em torno de 25° C e pluviosidade de 1.500 a 2.000 mm. Na área foram registradas 80 famílias botânicas, 205 gêneros e 325 espécies arbóreas. As famílias mais abundantes são: Myrtaceae, Mimosaceae, Melastomataceae, Fabaceae, Caesalpiniaceae, Poaceae, Rubiaceae e Annonaceae (BRASIL, 2008).

- *Unidade de Uso Sustentável*: A Área de Proteção Ambiental de Guadalupe foi Criada pelo Decreto Estadual No. 19.635, de 13 de março de 1997, ocupa uma área de 44.799 ha, sendo 32.135 ha de área continental e 12.664 ha de área marítima. A Unidade está situada nos municípios de Tamandaré, Sirinhaém, Rio Formoso e Barreiros. A vegetação na porção de Floresta Atlântica é do tipo floresta ombrófila, o clima é tropical úmido, do tipo As' de acordo com a classificação de Köppen, a temperatura média anual é de 25° C e a média anual de pluviosidade é 2.200 mm (CPRH, 2010). No plano de manejo da área, formulado em 2011, consta uma lista de 252 espécies vegetais, distribuídas em 95 famílias, nos fragmentos de floresta, restinga, praia e mangue (CPRH, 2010).

d) Sergipe (SE)

- *Unidade de Proteção Integral*: O Refúgio da Vida Silvestre Mata do Junco foi criado por meio do Decreto No. 24.944. de 26 de dezembro de 2007, com o objetivo de proteger o primata *Callicebus coimbrai* (Guigó). O Refúgio localiza-se na Bacia do rio Japarutuba, no município de Capela, e é considerado um dos maiores remanescentes de Floresta Atlântica do Estado, possuindo área oficial de 894.76 ha. A vegetação, em vários estágios sucessionais, é caracterizada como floresta subdecidual, com solos predominantemente do tipo argilossolo e latossolo vermelho-amarelo (Santos et al. 2007). Foi registrada a ocorrência de 384 espécies vegetais, distribuídas em 231 gêneros e 78 famílias, sendo as mais representativas: Fabaceae, Cyperaceae, Asteraceae, Poaceae, Rubiaceae, Malvaceae, Orchidaceae e Convolvulaceae (GOMES et al., 2013).

- *Unidade de Uso Sustentável*: A Área de Proteção Ambiental do Litoral Sul, localiza-se nos municípios de Itaporanga D'ajuda, Estância, Santa Luzia do Itanhy e Indiaroba, e foi oficialmente criada em 22 de janeiro de 1993, pelo Decreto No. 13.468. Possui 60.235 ha, distribuídos numa extensão de 55 km do litoral, sendo considerada a maior UC de uso sustentável do Estado. A Unidade ainda apresenta diferentes ambientes, como grandes áreas de restingas arbóreas, manguezais e fragmentos de Floresta Atlântica. Ao longo da faixa litorânea, onde a APA do Litoral Sul está inserida, observa-se o desenvolvimento de atividades voltadas para a carcinicultura e agropecuária, além de deposição de efluentes e resíduos sólidos, desmatamentos e queimadas. Embora não funcione na prática, é a única unidade que possui plano de manejo e zoneamento-econômico-ecológico (OLIVEIRA et al., 2008), havendo necessidade de revisão e execução, respectivamente. O fragmento selecionado para o estudo foi a Mata do Castro, no município de Santa Luzia do Itanhy, que constitui o maior remanescente de Mata Atlântica do estado com aproximadamente mil hectares. Um total de 324 espécies vegetais, pertencentes a 84 famílias e 193 gêneros foram registrados na área, sendo as famílias Fabaceae, Rubiaceae, Myrtaceae e Melastomataceae as famílias dominantes (LANDIM et al., 2015).

e) Bahia (BA)

- *Unidade de Proteção Integral*: O Monumento Natural dos Cânions do Subaé foi criado pelo Decreto No. 10.018 de 05 de junho de 2006, e está localizado no município de Santo Amaro, com área de 404.15 ha. A formação vegetacional é predominantemente de Floresta Ombrófila Densa, a qual abriga corpos hídricos e diversas nascentes formadoras dos rios Peraúna e Sergi, contribuintes diretos do rio Subaé.

- *Unidade de Uso Sustentável*: O Parque Metropolitano do Pituáçu, criada pelo Decreto Estadual No. 23.666 de 4 de dezembro de 1973, cobre uma área de 450 ha. A cobertura vegetal no Parque é um ecótono formado por elementos de Floresta Atlântica do tipo ombrófila densa em diversos estágios sucessionais e restinga. Segundo a classificação de Köppen, o clima é do tipo Af', tropical quente e úmido, sem estação seca aparente. Um total de 258 espécies de plantas foi catalogado para a área, sendo as famílias mais numerosas: Apocynaceae, Asteraceae, Cyperaceae, Fabaceae, Malvaceae, Melastomataceae, Myrtaceae, Poaceae, Rubiaceae e Verbenaceae (ECOIA, 2010). O Parque sofre diversas ações antrópicas, tais como

atividade de pesca clandestina, lançamento de esgoto na lagoa, destruição da mata ciliar, tráfego intenso de moradores e introdução de animais silvestres.

f) Fernando de Noronha (PE)

- *Unidade de Proteção Integral*: O Parque Nacional Marinho de Fernando de Noronha é formado por 2/3 da ilha principal do Arquipélago de mesmo nome e inclui todas as ilhas secundárias, o que corresponde a uma área total de 11.270 hectares, contando com a faixa marinha. Foi criado em 14 de setembro de 1988, pelo Decreto Federal nº 96.693, e é atualmente subordinado ao ICMBio. A vegetação é basicamente subxerófila e composta de poucas espécies arbóreas, destacando-se as famílias Nyctaginaceae, Bignoniaceae, Anacardiaceae, Rubiaceae e Euphorbiaceae; grande quantidade de espécies arbustivas e herbáceas invasoras também são encontradas (BRASIL, 1990).

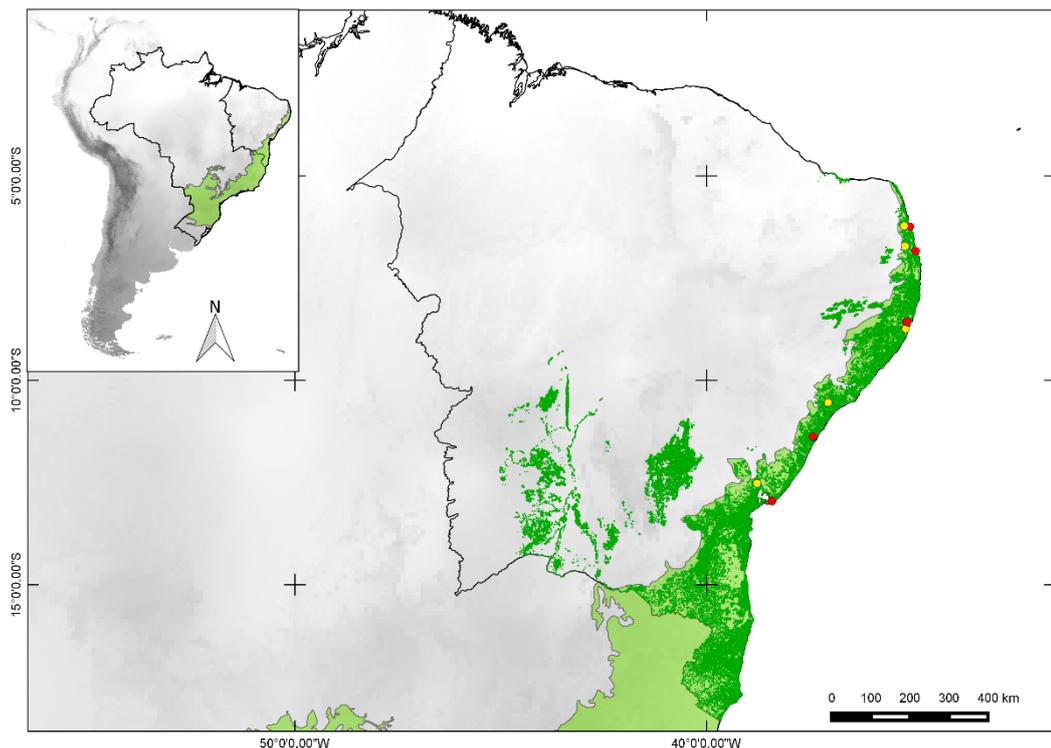
- *Unidade de Uso Sustentável*: A APA de Fernando de Noronha, instituída em 05 de junho de 1986 através do Dec nº 92.755, compreende 884.1600 hectares, distribuídos entre o Arquipélago de Fernando de Noronha, o Atol das Rocas e o Arquipélago de São Pedro e São Paulo. A vegetação também é basicamente subxerófila e composta de poucas espécies arbóreas. Nas áreas florestais menos antropizadas dominam 52 espécies, pertencentes principalmente às famílias Capparaceae, Rubiaceae e Bignonaceae. A área mais ocupada da APA apresenta vegetação predominantemente esparsa ou nula, como consequência das vias públicas e edificações (BRASIL, 2004).

3.2 AMOSTRAGEM

Duas coletas de solo e raízes foram realizadas em cada uma das dez UCs continentais (Figura 4). A primeira, entre os meses de junho e agosto de 2013, caracterizou o período chuvoso, enquanto a segunda coleta, realizada entre os meses de novembro e janeiro de 2014 caracterizou o período seco. Em cada área foi selecionado o fragmento mais preservado e delimitadas quatro parcelas de 5 m x 20 m, com espaçamento entre si de no mínimo 50 m. No caso das UCs insulares (Fernando de Noronha), as coletas de solo e raízes foram realizadas no período chuvoso (julho/2014) e seco (dez/2014) (Figura 5). Em cada área, foram selecionados os fragmentos mais conservados, e sete parcelas de 5 m x 20 m foram delimitadas

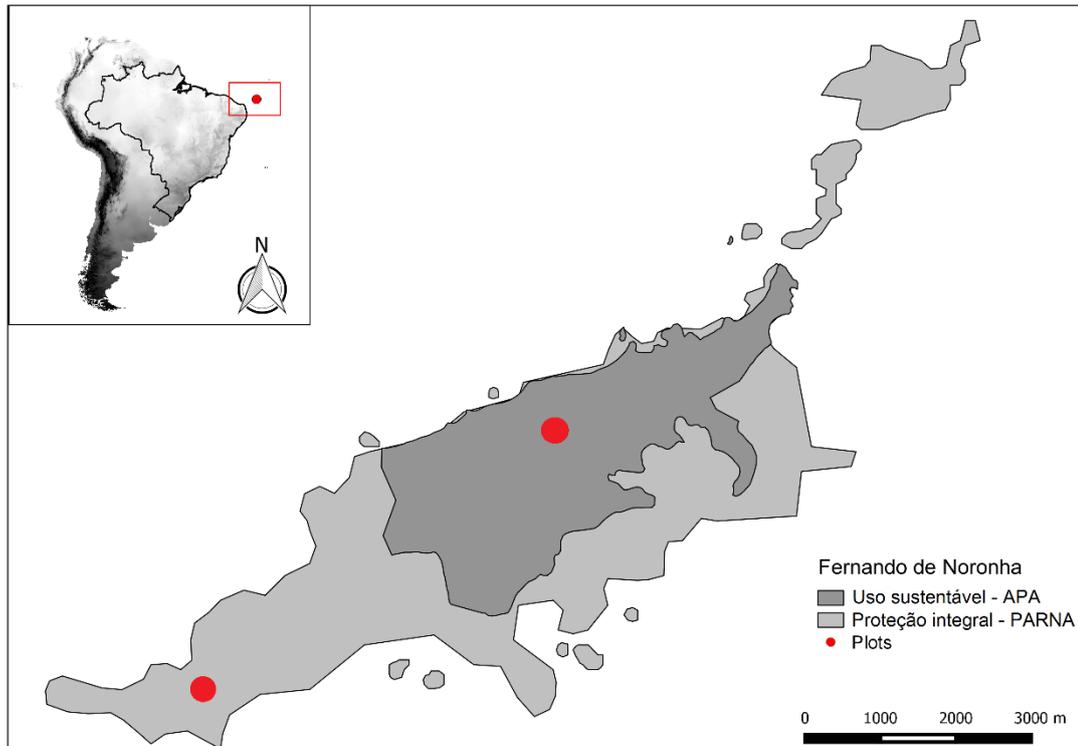
com a distância entre elas variando de 30 m (uso-sustentável) a 100 m (proteção-integral). Dentro de cada uma das parcelas foram coletadas 10 subamostras de solo e raízes (0-20 cm profundidade), num total de 4 amostras compostas/área/coleta para as UCs continentais e 7 amostras compostas/área/coleta para as insulares. No laboratório, as raízes foram separadas do solo e processadas para avaliação da colonização micorrízica. Adicionalmente, as raízes mais finas e saudáveis provenientes das dez UCs continentais foram selecionadas e congeladas a $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$ para as análises moleculares. O solo de cada amostra foi homogeneizado, separando-se uma parte para análise físico-química e outra parte para caracterização morfológica dos FMA.

Figura 4 – Mapa do Nordeste do Brasil mostrando o Domínio Mata Atlântica em verde e os locais de estudo, círculos amarelos indicam as áreas de proteção-integral e círculos vermelhos indicam áreas de uso-sustentável



Fonte: a autora (2017).

Figura 5 – Localização geográfica de Fernando de Noronha, Parcelas dentro do Parque Nacional Marinho de Fernando de Noronha (SP=proteção-integral) ($3^{\circ}52'38.32''\text{S}/32^{\circ}27'33.52''\text{E}$ - $3^{\circ}52'11.01''\text{S}/32^{\circ}27'18.44''\text{E}$) e dentro da Área de Proteção Ambiental de Fernando de Noronha (US=uso-sustentável) ($3^{\circ}50'49.04''\text{S}/32^{\circ}25'21.40''\text{E}$ - $3^{\circ}50'56.04''\text{S}/32^{\circ}25'15.52''\text{E}$)



Fonte: a autora (2017).

3.3 ANÁLISES

3.3.1 Análises morfológicas

a) Extração de esporos de FMA e identificação das espécies

Esporos de FMA foram extraídos de 50g de solo de cada amostra (campo proveniente de culturas armadilha) pelos métodos de decantação e peneiramento úmido (GERDEMANN; NICOLSON, 1963) seguido por centrifugação em água e sacarose (JENKINS, 1964). Após a extração, foram quantificados em placa canaletada, com auxílio de estereomicroscópio (40x), montados em lâminas para microscopia com PVLG (álcool-polivinílico e lactoglicerol) e PVLG + reagente de Melzer e submetidos a estudo taxonômico com base nas características morfológicas. Foram observados o tipo de formação do esporo, cor, dimensões e estrutura da parede, além de hifa de sustentação e outros detalhes relevantes. A identificação das

espécies foi realizada com auxílio de bibliografia específica, publicações com descrições de novas espécies e consulta ao banco de dados da International Culture Collection of Arbuscular Mycorrhizal Fungi – INVAM (<http://invam.caf.wvu.edu>) e do Department of Plant Pathology, University of Agriculture in Szczecin, Poland (<http://www.agro.ar.szczecin.pl/~jblaszkowski/>). A terminologia para identificação e descrição das características dos esporos segue OEHL et al. (2012) e FURRAZOLA et al. (2013) para espécies com esporos de formação acaulosporoide. As fotografias apresentadas na seção 4.3 dos resultados, para descrição da nova espécie *Acaulospora papillosa* e primeiro registro em cores de *A. rugosa* foram feitas com camera digital de alta definição (Nikon DS-Fi2) acoplada em microscópio (Nikon Eclipse Ni-U) ou com câmera digital Leica DFC 295 acoplada ao microscópio utilizando o software Suite Version V 4.1.0. Espécimes montados em PVLG e PVLG+Reagente de Melzer foram depositados no herbário URM (UFPE, Recife, Brasil) e Z+ZT (ETH Zurique, Suíça).

b) Colonização micorrízica

As raízes foram manualmente separadas do solo, e 0,5 g de raízes finas foram pesadas, lavadas, diafanizadas com hidróxido de potássio 10% e coradas com azul de Trypan (PHILLIPS; HAYMAN, 1970). O percentual de colonização foi calculado pelo método da interseção de quadrantes (GIOVANNETTI; MOSSE, 1980), considerando a presença de hifas e esporos de FMA, arbúsculos e vesículas. Pelo menos 100 campos por amostra composta foram verificados com uma ampliação de até 64 x.

c) Número mais provável de propágulos de FMA (NMP)

Foi estimado pelo método de FELDMANN & IDZACK (1994). Para cada área foram preparadas quatro amostras compostas que serão diluídas nas proporções de 0 (sem diluição), 1:10, 1:100 e 1:1000 com solo das UC's, desinfestado em autoclave e seco em estufa, com cinco repetições para cada nível de diluição. Esses substratos receberam sementes de milho (*Zea mays* L.) desinfestadas e após 30 dias as raízes foram preparadas para avaliação da presença ou ausência de colonização.

d) Culturas armadilhas

Para multiplicar os esporos de FMA presentes no solo rizosférico, foram usadas culturas armadilhas de modo a facilitar as análises taxonômicas. Amostras dos solos provenientes das Unidades de Conservação foram transferidas para potes plásticos com capacidade para 1L, utilizando-se painço (*Panicum miliaceum*), milho (*Zea mays*) e girassol (*Helianthus annuus*) como plantas hospedeiras. Foram realizados três ciclos de multiplicação (cada um de quatro meses), efetuando-se regas periódicas nas plantas mantidas em casa de vegetação, e quinzenalmente aplicada solução nutritiva de Hoagland sem adição de fósforo. Ao final de cada ciclo, alíquotas de 50 g do solo foram coletadas para extração de glomerosporos e estudo taxonômico. Em dois dos potes de cultura apenas a espécie nova *Acaulospora papillosa* e *Paraglomus occultum* produziram esporos. A partir dessas outras culturas monoespecíficas foram estabelecidas com *A. papillosa* como descrito por MELLO et al. (2013) utilizando milho como planta hospedeira.

3.3.2 Análises De Solo

Uma subamostra de cada uma das amostras compostas foi destinada às análises físico-químicas do solo, realizada pela Universidade Federal Rural de Pernambuco, na Estação Experimental de Cana-de-açúcar em Carpina, PE (Tabelas 4 e 5). Os métodos adotados estão disponíveis no manual da EMBRAPA (1997).

Tabela 4 – Caracterização química e física do solo durante as estações chuvosa e secas Unidades de Conservação de Fernando de Noronha, Pernambuco-Brasil: Parque Nacional Marinho de Fernando de Noronha (proteção integral) e Área de Proteção de Fernando de Noronha (uso sustentável)

		Caracterização química			
		SP		SU	
		chuvoso	seco	chuvoso	seco
mg/dm ³	pH	5,64	5,78	5,55	5,58
	P	230,57	188,42	248,42	282,85
	Fe	85,31	28,24	96,75	39,20
	Cu	0,80	1,00	0,34	0,30
	Zn	31,41	32,60	13,62	29,27
	Mn	167,98	240,65	167,30	168,05
cmolc/dm ³	K	1,01	1,24	1,27	1,31
	Na	0,55	1,17	0,77	0,86
	Al	0,08	0,01	0,09	0,01
	Ca	14,17	16,62	14,01	11,12
	Mg	5,18	3,11	4,08	5,51
	H	5,92	6,51	7,16	8,60
	S.B.	20,93	22,16	20,15	18,82
	CTC	26,93	28,69	27,41	27,43
%	V	77,63	77,30	73,62	69,35
	C	5,82	5,20	8,18	7,68
	M	0,39	0,06	0,48	0,05
	M.O.	10,04	8,97	14,10	13,25
		Caracterização física			
%	Areia grossa	15,34	15,34	16,47	16,47
	Areia fina	6,38	6,38	3,59	3,59
	Silte	62,33	62,33	67,35	67,35
	Argila	15,94	15,94	12,58	12,58

Fonte: a autora (2017).

Tabela 5 – Caracterização química e física dos solos em áreas protegidas de Floresta Atlântica no Nordeste Brasileiro sob diferentes manejos

Sites	pH (H ₂ O)	Ca ²⁺	Mg ²⁺ (cmolc dm ⁻³)	K ⁺	Na ⁺	P	Cu (mg dm ⁻³)	Mn	Zn	C (%)	OM (g kg ⁻¹)	Sand	Silt	Clay
Proteção-integral														
RN	4,61	1,97	0,42	0,10	0,06	4,12	0,11	37,4	13,6	1,70	2,94	95,8	00,4	03,6
PB	4,98	2,97	0,51	0,09	0,06	4,12	0,11	62,2	08,5	1,50	2,58	87,1	05,3	07,4
PE	3,76	0,27	0,45	0,12	0,14	6,00	0,15	34,9	21,8	4,86	8,37	35,2	38,7	25,9
SE	4,97	5,52	2,36	0,33	0,11	5,00	0,75	142,8	18,0	4,19	7,32	44,9	37,8	17,2
BA	4,00	0,46	0,27	0,07	0,03	4,12	0,90	54,2	12,8	1,15	1,99	88,0	01,8	10,1
Uso-ustentável														
RN	4,77	5,41	0,53	0,13	0,05	9,87	0,20	76,6	05,9	2,05	3,54	87,2	07,6	05,1
PB	4,98	3,02	1,22	0,16	0,10	5,75	0,20	53,6	06,7	2,26	3,90	66,7	20,6	12,6
PE	4,08	1,30	0,67	0,14	0,09	6,12	0,51	61,3	09,9	4,41	7,60	41,6	31,2	27,1
SE	4,35	2,30	0,55	0,13	0,06	3,75	0,17	05,2	15,9	2,03	3,50	77,8	12,9	09,2
BA	5,07	6,38	0,87	0,16	0,18	3,62	1,00	17,8	07,5	3,86	6,66	59,8	30,0	10,1

Fonte: a autora (2017).

3.3.3 Análises Moleculares

a) Extração e amplificação de DNA das raízes

DNA foi extraído de 100 mg de raízes secas de cada uma das parcelas das 10 Unidade de Conservação com o DNeasy Plant Mini Kit (Qiagen, Germany) e as seguintes modificações: primeiramente, incubação de 30 min (ao invés de 10 min) após a adição do Buffer AP1 e RNase A; todos os passos em que o DNA deveria ficar no filtro do Mini spin column foi centrifugado a 6.000 g, e não a 8.000 g, como indica o fornecedor. Após a segunda lavagem com o Buffer AW2, uma centrifugação adicional de 2 min sem o *spin column* foi realizada. Ao final do processo, ao transferir o conteúdo para novos tubos, esses foram deixados abertos por cerca de 5 min para evaporação do etanol. Posteriormente, as porções de DNA foram dosadas com Qubit™ fluorometer (Invitrogen, Naerum, Denmark) e então utilizadas como templates para a reação de PCR (*polymerase chain reaction*).

Uma amostra de cada uma das dez áreas foi selecionada para um teste piloto, que consistiu na amplificação de parte do SSU rDNA com os primers NS31 (SIMON; LALONDE; BRUNS, 1992) e AML2 (LEE; LEE; YOUNG, 2008) para obtenção de um produto de 550 bp. Reações de 20 µl contendo 5 µl de HOT FIREPol® Blend Master Mix, 12 µl de H₂O ultrapura, 10 pmol de cada primer e 1 µl de DNA template foram realizadas sob as seguintes condições: 95°C por 15 min, 35 ciclos de desnaturação a 94°C por 45 s, anelamento a 65°C por 45 s e extensão a 72°C por 45 s, e alongação final a 72°C por 10 min. Os produtos de PCR foram checados em gel de agarose 2% em tampão TAE e visualizados em luz UV. As bandas correspondentes ao tamanho de 550 bp foram recortadas do gel e purificadas com o auxílio do Kit QIAquick Gel Extraction (Qiagen, Germany) e então clonadas utilizando o Kit TOPO-TA Cloning (Invitrogen, USA) seguindo-se as indicações do fornecedor. Novas reações de PCR foram realizadas conforme descrito, porém utilizando-se os primers universais M13f e M13r e então os produtos enviados para sequenciamento Sanger (Macrogen Inc., South Korea). As análises foram realizadas nos laboratórios da seção de Ecologia Terrestre. Centro de Ciências da Universidade de Copenhague. Após a confirmação de que mais de 90% das sequências pertenciam ao filo Glomeromycota, foi dado prosseguimento as análises.

As análises seguintes foram executadas nos laboratório do Centro Geogenetics, também na Universidade de Copenhague. Inicialmente, foram

desenhados 40 diferentes combinações para cada um dos primers NS31 e AML2, que consistem em ‘tags’ de 6 pares de base aleatórias, juntamente a 1, 2 ou 3 N’s (os N’s são adicionados para quebrar a complexidade e a estrutura de leitura). Os primers foram diluídos e utilizados na concentração de 10 µM. Para as 40 amostras, foram realizadas PCRs em três repetições utilizando-se combinações únicas dos primers forward e reverse. Reações de 25 µl contendo 0,2 µl de AmpliTaq Gold® DNA Polymerase, 2,5 µl de PCR buffer, 2,5 µl de MgCl₂, 0,2 µl de dNTPs (25 nM), 1,0 µl de BSA (20 mg/ml), 14,6 µl de H₂O ultrapura, 1,5 µl de cada primer, e 1,0 µl de DNA como template. Assim, um total de 120 PCRs + 12 amostras negativas foram realizadas utilizando a seguinte condição: 95°C por 10 min, 35 ciclos de desnaturação a 94°C por 30 s, anelamento a 65°C por 45 s, extensão a 72°C por 1 min, e alongação final a 72°C por 7 min. Posteriormente, foi adicionado aos produtos da PCR uma mistura de *loading* mais GelRed, verificadas em gel de agarose a 2% com tampão TAE e visualizados em luz UV.

Para cada uma das três repetições, as amostras foram em um tubo Eppendorf estéril, onde foi adicionado 7,5 µl dos produtos de PCR que apresentaram uma banda fraca e 5,0 µl dos que apresentaram banda forte, na tentativa de se balancear a quantidade de cada uma das amostras. Posteriormente, as amostras foram limpas com o MinElute PCR Purification Kit® (Qiagen, Germany), e o DNA mensurado com o Qubit™ fluorometer (Invitrogen, Naerum, Denmark) e o 2100 Bioanalyzer (Agilent Technologies, USA). As bibliotecas foram construídas com o auxílio do Illumina TruSeq DNA PCR-free Library (Illumina), seguindo-se o protocolo estabelecido pelo fornecedor. Novas quantificações utilizando o Qubit™ fluorometer e o 2100 Bioanalyzer foram realizadas. Assim, as amostras foram normalizadas equimolarmente e finalmente enviadas para o sequenciamento com a plataforma Illumina MiSeq™ no *National High-throughput DNA Sequencing Centre*, Universidade de Copenhague.

b) Análise de dados (Bioinformática)

As análises foram realizadas em dois servidores fornecidos pela Universidade de Copenhague (zurhausen/pallas). No decorrer das análises, os seguintes programas instalados nos servidores auxiliaram no processamento dos dados: VSearch (ROGNES et al., 2016), OBITools (BOYER et al., 2016), Swarm (MAHÉ et al., 2014) e UCHIME (EDGAR et al., 2011). Inicialmente um filtro de qualidade foi aplicado em

todas as sequências utilizando o script desenvolvido por BÁLINT et al. (2014). O *forward* e o *reverse* das sequências foram concatenados e a seguir, foi realizada uma modificação na pipeline de MAHÉ et al. (2014) para encontrar e remover as *tags*, *index* e *primers* das sequências e identificar a qual amostra cada uma pertencia. Antes da derreplicação foram removidas chimeras e erros sequenciais. Foi realizado um agrupamento global das Unidades taxômicas operacionais (OTU) e então construída uma tabela de OTUs. Como foram construídas três réplicas para cada uma das amostras (três bibliotecas), ao final para construção da tabela foram consideradas apenas as OTUs lidas mais de 10 vezes e/ou presentes em mais de duas ou mais réplicas. O blast foi realizado contra a base de dados para Glomeromycota MaarjAM (ÖPIK et al., 2010) a 97% de similaridade, e para as sequências de Glomeromycota não encontradas nessa base de dados foi feito o blast contra o Genbank (<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank/>), também a 97% de similaridade.

c) Extração e amplificação de DNA da nova espécie de FMA

Cinco esporos foram selecionados de um único pote de cultura estabelecido a partir de esporos originalmente coletados na Reserva Biológica de Saltinho (Pernambuco-Brasil) e propagados em casa de vegetação. Os esporos foram esterilizados com cloramina T (2%) e streptomomicina (0,02%; MOSSE. 1962) e esmagados com micropistilo estéril em 23 µL de água milli-Q como descrito por PALENZUELA et al. (2013). A amplificação do DNA do estrato bruto foi realizada em termociclador (Gene Amp PCR System 2400. Perkin-Elmer, Foster City, California) usando a pureTaq Ready-To-Go PCR Bead (Amersham Biosciences Europe GmbH, Germany) seguindo as instruções do fabricante, com 0,4 µM de cada *primer*. Uma nested PCR foi realizada para ampliação dos fragmentos SSU, ITS1, 5.8S, ITS2 e parte do LSU rDNA utilizando os *primers* SSUmAf/LSUmAr e SSUmCf/LSUmBr, consecutivamente (KRÜGER et al., 2009). Produtos da PCR foram analisados com eletroforese em gel de agarose 1,2% corado com Gel Red™ (Biotium Inc., Hayward, CA, U.S.A.) e visualizados em iluminação UV. Dois dos *amplicons* de tamanho esperado foram purificados utilizando-se o Illustra GFX PCR DNA e o kit Gel Band Purification, clonados com o vetor PCR 2.1 (Invitrogen, Carlsbad, CA, USA), e transformados quimicamente por células competentes *Escherichia coli*, One shot® TOP10 (Invitrogen, Carlsbad, CA, USA). Após o isolamento do plasmídeo a partir das células transformadas, três fragmentos de DNA clonados foram sequenciados com os *primers* do vetor M13r e T7 em ambas

as direções com ciclos de sequenciamento de Taq polymerase num sequenciador de DNA automático (Perkin-Elmer ABI Prism 373). Os dados das sequências foram comparados com os bancos de dados públicos (EMBL e GenBank) utilizando o BLAST (ALTSCHUL et al., 1990). A porcentagem de identidade entre as sequências de *Acaulospora* foi calculada usando a análise BLASTn. As sequências da nova espécie foram depositadas na base de dados EMBL sob os números de acesso LN884302–LN884304.

3.3.4 Análises Filogenéticas

A análise foi aplicada às sequências da nova espécie de FMA. A filogenia foi reconstruída por meio de análises independentes das regiões ITS e parte do LSU rDNA. As sequências de FMA obtidas foram alinhadas com outras sequências de Acaulosporaceae do GenBank no ClustalX (LARKIN et al., 2007). *Claroideoglossum etunicatum* (W.N.Becker & Gerd.) C.Walker & A.Schüssler foi incluído como grupo externo. Antes da análise filogenética, o modelo de substituição de nucleotídeos foi estimado usando o Topali 2.5 (MILNE et al., 2004). As análises Bayesianas (duas corridas de 3×10^6 gerações com frequência de amostragem de 300 e valor de *burn-in* de 25%) e máxima verossimilhança (1000 bootstrap) foram realizadas no MrBayes 3.1.2 (RONQUIST; HUELSENBECK, 2003) e PhyML (GUINDON; GASCUEL, 2003), respectivamente, iniciado a partir do Topali 2.5, usando o modelo GTR + G. Análise de máxima parcimônia foi realizada usando o PAUP*4b10 (SWOFFORD, 2003) com replicação de 1000 bootstraps.

3.3.5 Análises Estatísticas

A composição e os cálculos que envolvem as comunidades de FMA foram baseados em esporos do campo. Todas as análises estatísticas foram realizadas no programa R (R DEVELOPEMENT CORE TEAM, 2015) utilizando os pacotes vegan (OKSANEN et al., 2016), vegetarian (CHARNEY; RECORD, 2015), indicpecies (CACERES; JANSEN; CACERES, 2011), phyloseq (MCMURDIE; HOLMES, 2012), iNEXT (HSIEH; MA; CHAO, 2016) e ggplot2 (WICKHAM, 2009).

Os dados de comunidade foram transformados de acordo com o método Hellinger (LEGENDRE; GALLAGHER, 2001) para corrigir duplas ausências. A

abundância relativa foi calculada como a razão entre a densidade absoluta de espécies pela soma das densidades absolutas de todas as espécies (densidade total da área em questão). Curvas de rarefação foram calculadas para responder a suficiência amostral. Além disso, os seguintes índices ecológicos foram calculados por amostras: α -diversidade de Shannon–Wiener (H'), equitabilidade de Pielou (J') e dominância de Simpson (C) (MAGURRAN, 1988) e posteriormente comparados pelo teste t . A β -diversidade foi calculada pela *pairwise* dissimilaridade de Bray-Curtis entre todas as amostras de proteção-integral e uso-sustentável. A partir dos dados moleculares, foi calculada com base na distribuição real das comunidades de FMA uma comunidade neutra utilizando o comando 'r2dtable' com 1000 permutações. Em relação aos dados das comunidades de FMA insulares, foi testado se a riqueza observada neste trabalho e de outros artigos tinha alguma correlação com o tamanho e/ou a distância da ilha para continente com uma regressão linear. Para avaliar a força da associação entre manejos (proteção integral ou uso sustentável) e táxons de FMA, o teste espécie indicadora foi calculado com a função *multipatt* e sua significância determinada utilizando 999 permutações.

A comparação da composição da comunidade de FMA entre manejos, períodos de amostragem e Estados (longitudes) foi feita usando o escalonamento multidimensional não-métrico (NMDS). Os dados ambientais de vegetação, solo e clima foram tratados como variáveis categóricas. O NMDS foi aplicado a uma matriz de dissimilaridade calculada a partir das abundâncias relativas das espécies de FMA utilizando o coeficiente de dissimilaridade de Bray-Curtis. Para testar o efeito dos manejos, períodos de amostragem e Estados na composição da comunidade FMA, o conjunto de dados da comunidade foi analisado usando a análise de variância de permutação multivariada (PERMANOVA – ou comando *adonis* no R). Nesse teste, as significâncias foram geradas com 999 permutações de modo a obter o valor de P , que foi comparado por ANOVA com um fator (*one-way*).

Densidade de esporos e colonização micorrízica de cada uma das áreas protegidas sob diferentes manejos nos diferentes Estados e períodos de coleta são apresentados como médias e foram analisados por ANOVA dois fatores (*two-way*) e posteriormente submetidas ao teste de Tukey ao nível 5% de significância. Antes da análise, os dados de densidade de esporos e colonização micorrízica que não apresentavam distribuição normal foram log-transformados e em arco seno da raiz

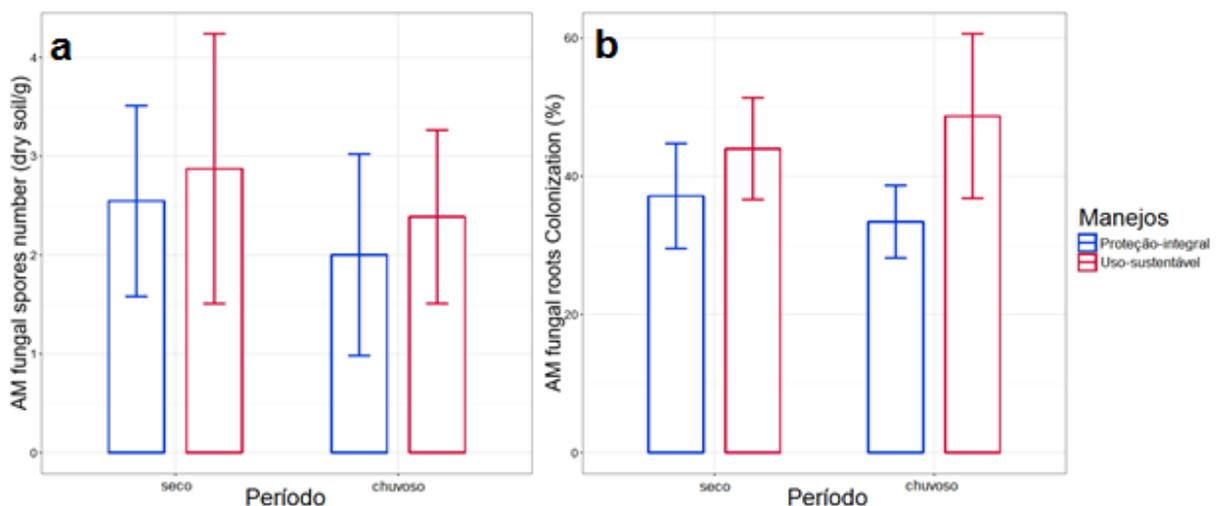
quadrada, respectivamente, e, posteriormente, todos os resíduos das análises foram testados para distribuição normal pelo teste de Shapiro-Wilk.

4 RESULTADOS

4.1 FMA EM UNIDADES DE CONSERVAÇÃO NA ILHA DE FERNANDO NORONHA

Solo, densidade de esporos de FMA e colonização micorrízica e propágulos infectivos
Os solos das duas áreas são similares, com pH ácido (5,55-5,78), P ($> 188 \text{ dm}^3\text{mg}$ de solo) e Mn ($167\text{-}240 \text{ dm}^3\text{mg}$ de solo) elevados e alto conteúdo de silte. Uma pequena diferença foi observada em relação à matéria orgânica, que varia de 9-10% na área de proteção-integral e de 13-14% na área de uso-sustentável (Tabela 4). A taxa de colonização micorrízica variou de 33,4 a 48,7%, com as raízes da área de uso-sustentável mostrando maiores valores em ambas as estações ($p < 0,001$) (Figura 6). O número de esporos e propágulos infectivos de FMA também seguiram o mesmo padrão, com menores valores na área de proteção-integral (0,18 e 0,32 esporos g^{-1} e 20 e 24 propágulos cm^{-3}) e maiores na área de uso-sustentável (0,25 e 0,81 esporos g^{-1} e 45 e 54 propágulos cm^{-3}). Em ambas as áreas esses valores, especialmente os de esporos, foram maiores na estação seca (Figura 6).

Figura 6 – a) Colonização micorrízica; b) número de esporos de FMA durante as estações seca e chuvosa nas Unidades de Conservação de Fernando de Noronha. Pernambuco-Brasil: Parque Nacional Marinho de Fernando de Noronha (proteção integral) e Área de Proteção de Fernando de Noronha (uso sustentável)



Fonte: a autora (2017).

Composição das comunidades de FMA e índices ecológicos

Dezesseis espécies de FMA pertencentes a 10 gêneros foram identificadas nas duas áreas de proteção de Fernando de Noronha, nove na de proteção-integral e 12 na de uso-sustentável (Tabela 6). Espécies adicionais, diferentes das identificadas nas amostras de campo, não foram encontradas nas culturas armadilhas. *Acaulospora* representou 70% das espécies identificadas, enquanto *Cetraspora*, *Dentiscutata*, *Diversispora*, *Entrophospora*, *Glomus*, *Pacispora*, *Racocetra*, *Sclerocystis* e *Scutellospora* representam 3,33% cada (Tabela 6). Oito táxons foram identificados somente em nível de gênero, a maioria pertencente a *Acaulospora* (3). A área de proteção-integral foi mais homogênea em relação à distribuição geral de FMA do que a área de uso-sustentável (Tabela 6).

Tabela 6 – Abundância relativa de FMA durante as estações seca e chuvosa nas Unidades de Conservação de Fernando de Noronha. Pernambuco-Brasil: Parque Nacional Marinho de Fernando de Noronha (proteção-integral - SP) e Área de Proteção de Fernando de Noronha (uso-sustentável - SU)

Espécies de FMA	Abundância relativa (%)			
	SP		SU	
	chuvoso	seco	chuvoso	seco
<i>Acaulospora foveata</i>	-	-	0,18	0,72
<i>Acaulospora morrowiae</i>	-	-	0,18	-
<i>Acaulosporareducta</i>	-	-	0,18	-
<i>Acaulospora</i> sp.1	5,54	9,43	5,26	7,98
<i>Acaulospora</i> sp.2	4,00	2,35	7,98	38,65
<i>Acaulospora</i> sp.3	-	3,26	0,18	0,54
<i>Acaulospora tuberculata</i>	-	-	0,18	0,36
<i>Cetraspora</i> sp.1	-	-	0,36	-
<i>Dentiscutata cerradensis</i>	-	0,36	-	-
<i>Diversispora</i> sp.1	-	0,18	0,36	-
<i>Entrophospora infrequens</i>	-	-	0,18	-
<i>Sclerocystis sinuosa</i>	1,27	3,62	1,08	3,44
<i>Glomus</i> sp.1	0,18	0,18	-	-
<i>Pacispora</i> sp.1	0,36	0,54	-	-
<i>Racocetra gregaria</i>	-	-	0,18	-
<i>Scutellospora</i> sp.1	0,36	0,36	-	-
Riqueza de espécies	6	9	12	6

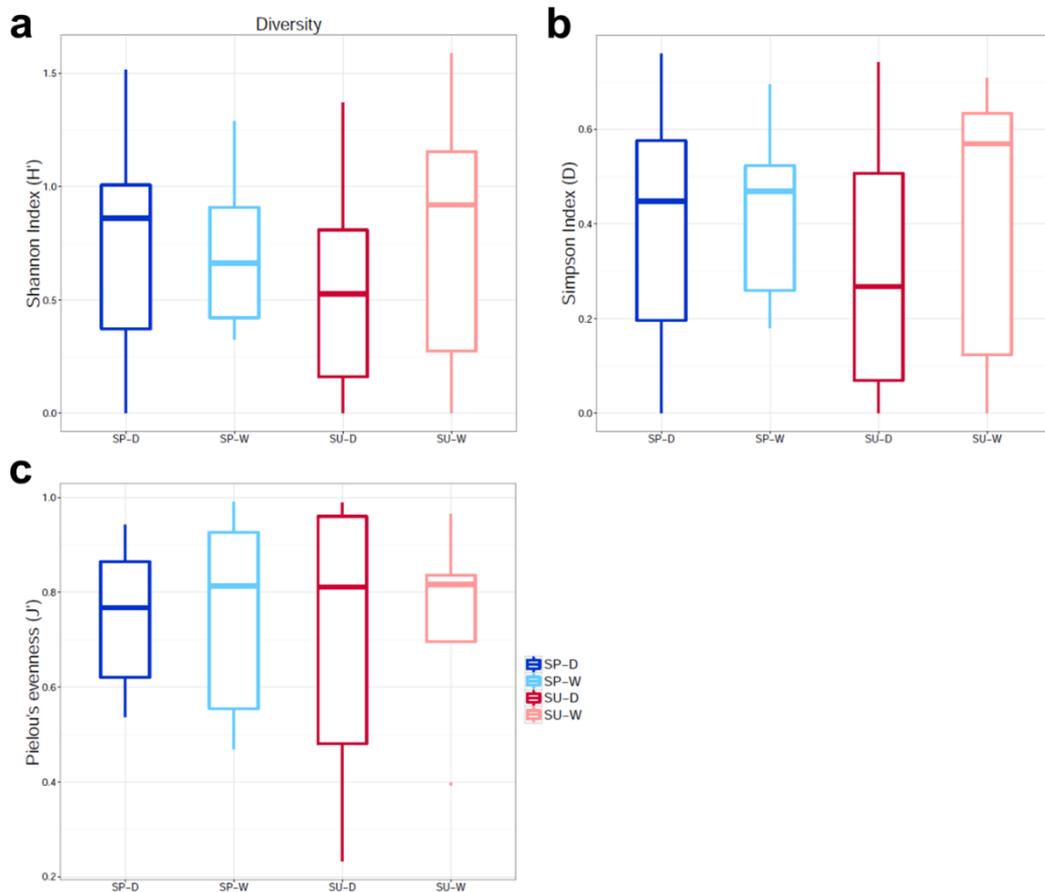
Fonte: a autora (2017).

A similaridade das comunidades de FMA entre as duas Unidades de Conservação foi de 47,6% e cinco espécies foram compartilhadas em ambas as áreas (*Acaulospora* sp.1, *Acaulospora* sp.2, *Acaulospora* sp.3, *Diversispora* sp.1 e *Sclerocystis sinuosa*). A área de proteção-integral teve quatro espécies únicas

(*Dentiscutata cerradensis*, *Glomus* sp.1, *Pacispora* sp.1 e *Scutellospora* sp.1), enquanto sete espécies exclusivas foram registradas para a área de uso-sustentável (*Acaulospora foveata*, *Acaulospora morrowiae*, *A. reducta*, *A. tuberculata*, *Cetraspora* sp.1, *Entrophospora infrequens* e *Racocetra gregaria*). Em geral, *A. morrowiae*, *A. reducta*, *Cetraspora* sp.1, *E. Infrequense* e *R. gregaria* foram encontradas apenas na estação chuvosa, e apenas *D. cerradensis* foi detectada exclusivamente na estação seca. Espécies de *Acaulospora* foram dominantes em ambas as áreas e períodos. A análise de espécie indicadora mostrou que *Acaulospora* sp.1 ($p=0,01$), *Acaulospora* sp.2 ($p<0,007$) e *Sclerocystis sinuosa* ($p<0,002$) foram mais abundantes na estação chuvosa do que na estação seca em ambas as áreas, sugerindo um padrão de maior esporulação na estação chuvosa. *Acaulospora* sp.2 ($p<0,003$) foi indicadora de menores teores de Mn no solo e *Scutellospora* sp.1 ($p=0,04$) indicou maiores valores de pH do solo.

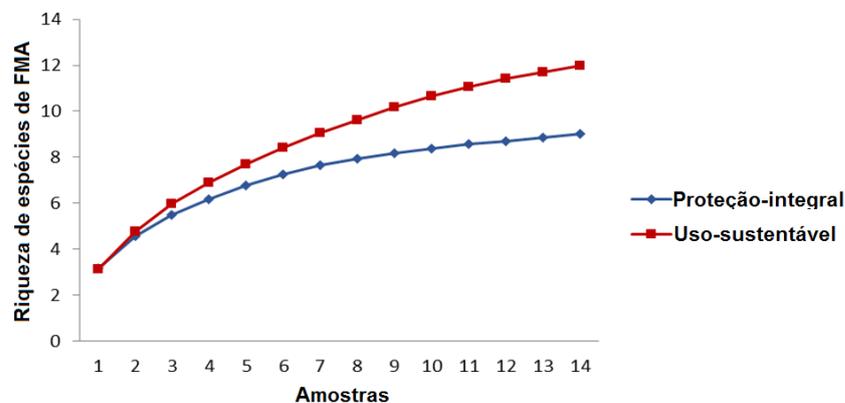
Os índices de diversidade de Shannon ($H'= 1,51$ e $H'=1,02$), equitabilidade de Pielou ($J'= 0,69$ e $J'=0,41$) e dominância de Simpson ($D=0,29$ e $D=0,61$) foram estatisticamente iguais ($p<0,05$) nas áreas de proteção-integral e a uso-sustentável, respectivamente (Figura7). A curva de acumulação de espécies não atingiu o platô, indicando a necessidade de amostragens adicionais (Figura 8).

Figura 7 – a) índice de diversidade de Shannon (H'); b) índice de dominância de Simpson (D); c) equitabilidade de Pielou (J') das comunidades de FMA nas Unidades de Conservação de Fernando de Noronha, Pernambuco-Brasil: Parque Nacional Marinho de Fernando de Noronha (proteção-integral - SP) e Área de Proteção de Fernando de Noronha (uso-sustentável – SU)



Fonte: a autora (2017).

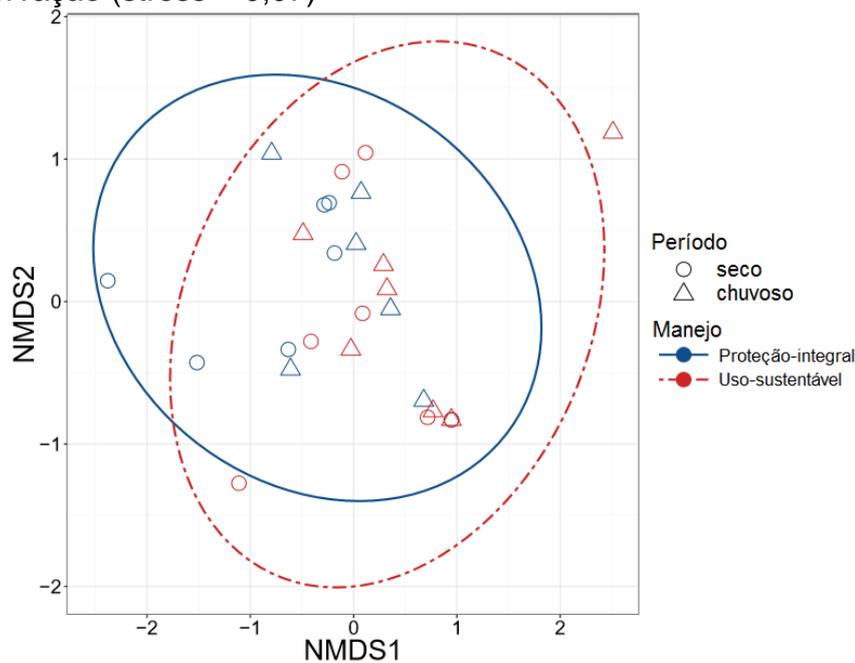
Figura 8 – Curva de acumulação de espécies de FMA nas Unidades de Conservação de Fernando de Noronha, Pernambuco-Brasil: Parque Nacional Marinho de Fernando de Noronha (proteção-integral - SP) e Área de Proteção de Fernando de Noronha (uso-sustentável – SU)



Fonte: a autora (2017).

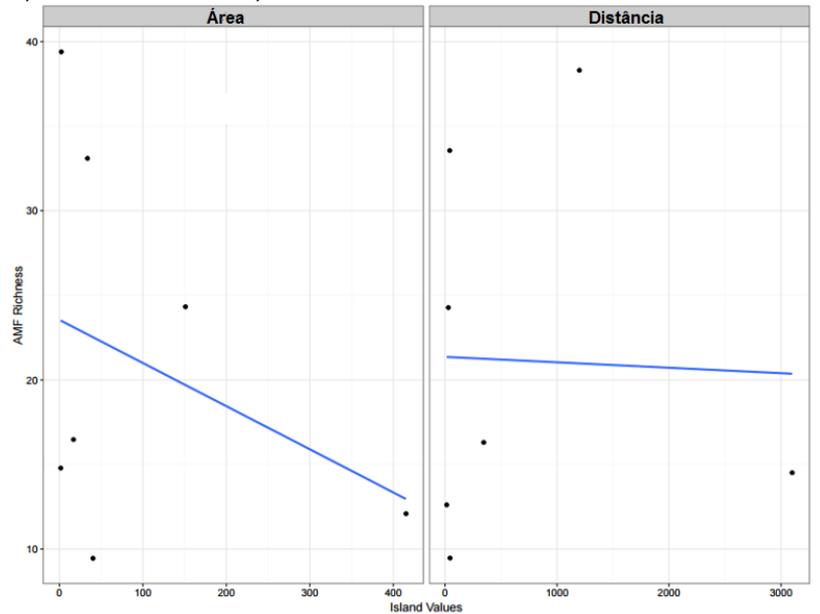
As comunidades de FMA nas áreas de proteção-integral e uso-sustentável não diferiram estatisticamente de acordo com a PERMANOVA ($p > 0,05$). A ordenação NMDS também demonstram que as comunidades de fungos MA foram semelhantes entre as Unidades de Conservação (Figura 9). No entanto, a análise env.fit mostrou que Mn e pH foram correlacionados com a comunidade de FMA e considerados fatores de estruturação dessas comunidades ($r_s = 0,413$, $p < 0,05$). Além disso, considerando os nossos dados com outros de riqueza de FMA em diferentes ilhas ao redor do mundo, uma regressão linear mostrou que o número de espécies de FMA em ilha não é relacionado ao tamanho e/ou a distância ilha-continente ($p < 0,05$) (Figura 10).

Figura 9 – Análise multidimensional não-métrica (NMDS) da variação entre solo e comunidades de fungos micorrízicos arbusculares por categorias de Unidades de Conservação (stress = 0,07)



Fonte: a autora (2017).

Figura 10 – Riqueza total de espécies de FMA em função da área da ilha e distância para o continente (Área: $F=0.4112$, $P=0.5496$. $Adj.R-Squar=-0.1088$. Interaction: $F=1.37$. $p<0.000$; Distancia: $F= 0.1753$. $P= 0.6928$. $Adj.R-Squar= -0.1593$. Interaction: $F= 1.173$. $P< 0.006$).O gráfico é baseado em dados deste trabalho e de KOSKE; HALVORSON, 1989; STÜRMER; BELLEI, 1994; TRUFEM et al. 1994; KOSKE; GEMMA, 1996; SHI et al. 2006; MELO et al. 2014

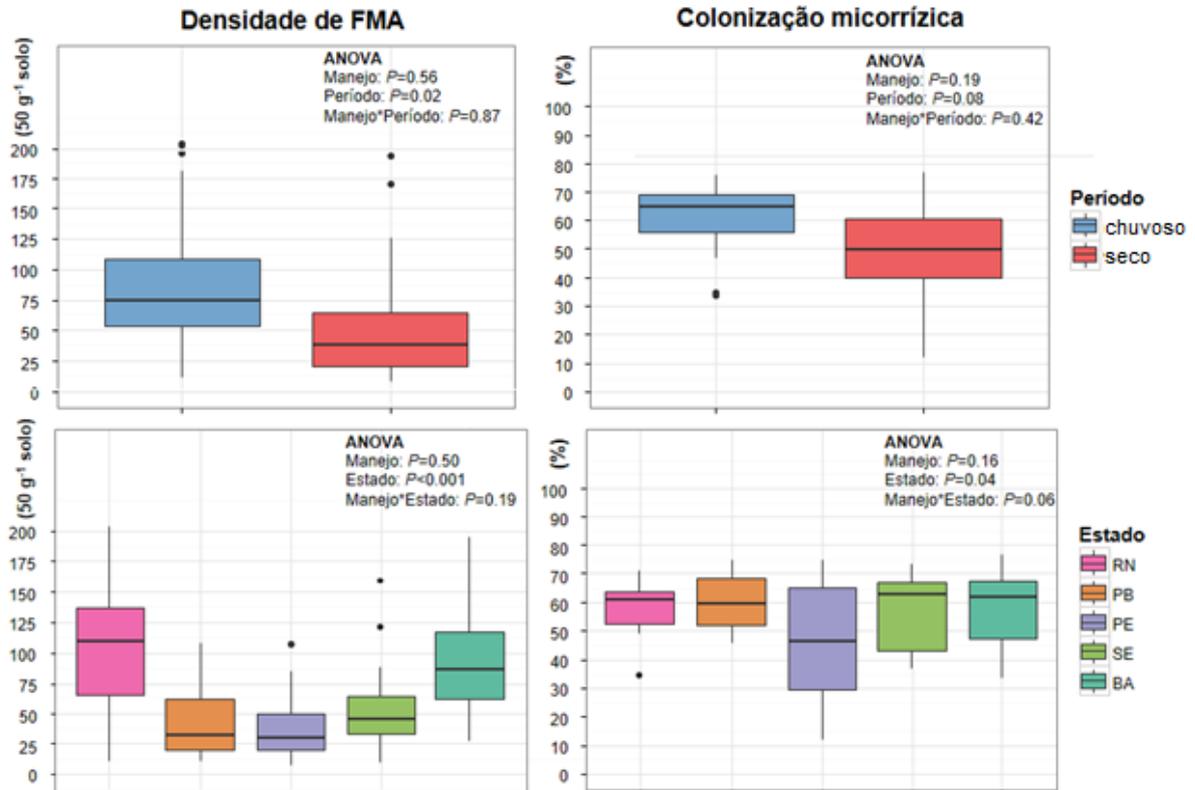


Fonte: a autora (2017).

4.2 FMA EM UNIDADES DE CONSERVAÇÃO DA FLORESTA ATLÂNTICA NO NORDESTE DO BRASIL

A densidade de FMA no solo apresentou considerável variação ao longo do transecto em todas as áreas protegidas; no entanto, diferenças significativas entre os dois manejos florestais não foram observadas (Figura 11). Maiores abundâncias foram observadas na estação seca em ambos os manejos ($p=0,02$) e nos estados do RN e BA ($p<0,001$). A colonização micorrízica seguiu padrão similar ao da densidade de esporos de FMA, não diferindo estatisticamente entre os dois manejos ($p=0,19$). Diferenças na colonização, entre estações ($p=0,08$) não foram observadas e apenas nas UCs de PE as raízes estavam significativamente menos colonizadas ($p=0,04$) (Fig 11). Em ambas as análises, interações estatísticas entre manejo e estação e manejo e Estado não foram significativas (Figura 11).

Figura 11 – Densidade de esporos de FMA e colonização micorrízica em áreas protegidas de Floresta Atlântica, sob diferentes manejos, no Nordeste Brasileiro



Fonte: a autora (2017).

Cinquenta e seis morfoespécies de FMA foram registradas; dessas, 31 corresponderam a espécies conhecidas (Tabela 7). No total, 39,3% pertence a Glomerales (22 táxons), 35,7% a Gigasporales (20 táxons), 14,3% a Diversisporales (oito táxons), 7,1% a Archaeosporales (quatro táxons) e 3,6% a Paraglomerales (dois táxons). O gênero mais representativo em termos de número de espécies foi *Glomus* (14 taxa), seguido por *Acaulospora* (oito táxons), *Scutellospora* (cinco táxons) e *Ambispora*, *Gigaspora* e *Sclerocystis* (quatro táxons cada), *Glomus* sp.1 (similar a *Glomus macrocarpum*) mostrou distribuição ampla em todos os locais e *Glomus brohultii*, *Glomus glomerulatum*, *Racocetra weresubiae* e *Acaulospora foveata*, presentes em mais de 70% das áreas, podem ser consideradas generalistas (Tabela 7).

Quarenta táxons de FMA foram recuperadas nas áreas de Proteção-integral e 45 nas de Uso-sustentável (Tabela 7). Os dados referentes às comunidades de FMA são apresentados sem distinção de estações, pois não houve diferença estatística (adonis: $p=0,23$). A curva de acumulação de espécies baseada no número de

indivíduos mostrou que o esforço amostral foi suficiente para recuperar mais de 85% das espécies presentes nas áreas de Proteção-integral (número esperado: 46,7) e mais de 93% nas áreas de Uso-sustentável (número esperado: 48,0) (Figura 12).

Para entender como os diferentes regimes de manejo nas Unidades de Conservação afetam a esporulação das comunidades da FMA, comparamos taxa de *turnover* de espécies (diversidade β), e foi possível observar maior média de dissimilaridade entre as áreas de Proteção-integral do que nas de Uso-sustentável (Tabela 8). Em concordância, o índice ecológico (Tabela 8) de diversidade α de Shannon (H') foi em média maior nas áreas de Proteção-integral. Apesar da variação dos índices ecológicos entre os Estados (longitudes), em geral as áreas sob manejo de Uso-sustentável apresentaram maior semelhança e comunidades mais homogêneas quando comparadas às localizadas nas parcelas de Proteção-integral.

De forma geral, de acordo com a ordenação NMDS, as estruturas das comunidades de FMA entre os diferentes manejos de conservação foram significativamente diferentes pelo teste *adonis* ($F = 2,31, p = 0,01$) e também entre os Estados (longitudes) ($F = 2,95, p < 0,001$). De forma contrária, as comunidades não diferiram entre as estações seca e chuvosa ($F = 1,20, p = 0,23$). A análise *env.fit* revelou que nenhum dos parâmetros físicos e químicos do solo analisados foi responsável pela estruturação da comunidade, com correlações baixas ou não significativas ($p > 0,05$).

<i>Racocetra tropicana</i>	▪					▪	▪			
<i>R. weresubiae</i>	▪	▪		▪	▪	▪	▪		▪	▪
<i>Scutellospora</i> sp.1									▪	
<i>S. sp.2</i>	▪									
<i>S. sp.3</i>		▪					▪			
<i>S. sp.4</i>		▪					▪			
<i>S. spinosissima</i>										
Diversisporales										
<i>Acaulospora foveata</i>	▪		▪		▪	□	▪	▪		▪
<i>A. reducta</i>										
<i>A. rehmi</i>	▪									
<i>A. spinosa</i>				▪	▪	▪				▪
<i>A. sp.1</i>			▪		▪			▪	▪	▪
<i>A. sp.2</i>				▪		▪		▪		
<i>A. sp.3</i>				▪	□	□	▪	▪	▪	▪
<i>A. sp.4</i>					▪	▪			□	▪
Número de esporos identificados por área	651	126	148	290	196	484	193	134	165	651

Abundâncias relativas dos esporos estão simbolizadas da seguinte forma:

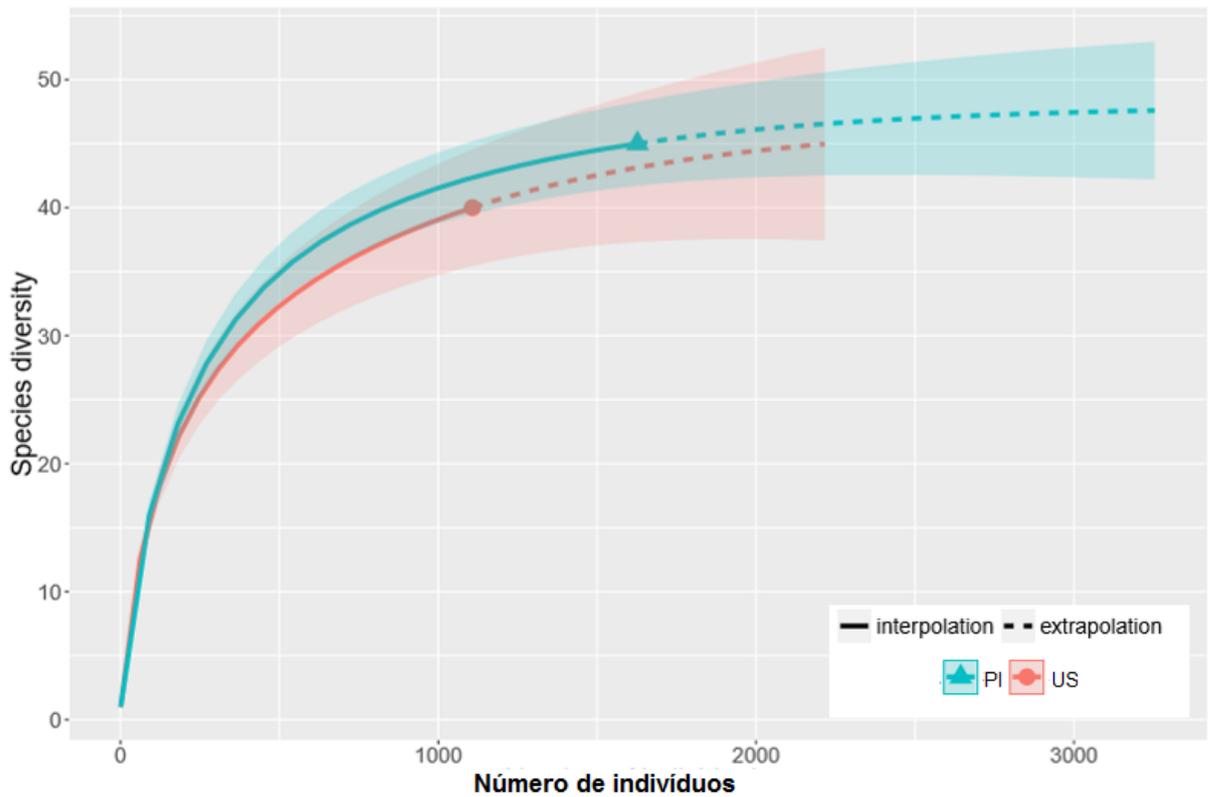
- 0-0,5%; □ 0,5-1%; ■ 1-5%. □ 5-10%; ■ 10-15%; ■ >15%; of total spore numbers.

Tabela 8 – α -diversidade de Shannon-Winner (H') e β diversidade (turnover de espécies) das comunidades de fungos micorrízicos arbusculares em áreas protegidas de Floresta Atlântica, sob diferentes manejos, no Nordeste Brasileiro. Médias seguidas da mesma letra minúscula na linha (Estados) não diferem estatisticamente pelo Teste t ($p < 0,05$). RN=Rio Grande do Norte; PB=Paraíba; PE=Pernambuco; SE=Sergipe; BA=Bahia

Manejos	α -diversidade (H')					β -diversidade
	RN	PB	PE	SE	BA	
Proteção-integral	1,34a	2,05a	1,20a	0,96b	1,68a	0,55a
Uso-sustentável	1,21a	1,47b	1,22a	1,95a	1,03b	0,52b
<i>P</i>	0,223	0,004	0,930	0,001	0,001	0,03

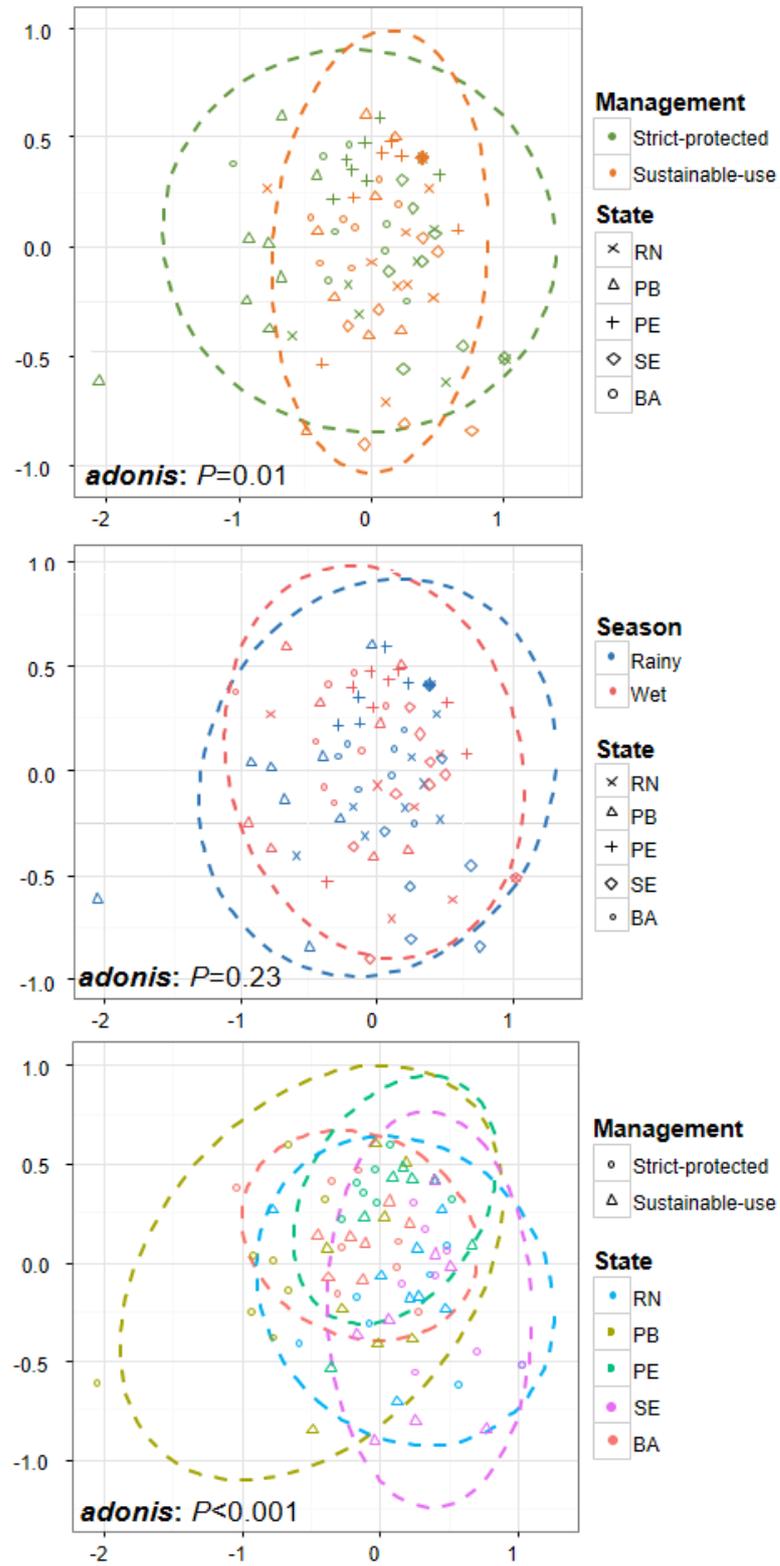
Fonte: a autora (2017).

Figura 12 – Curva de acumulação de espécies baseada na riqueza e abundância de indivíduos. A linha contínua mostra o número de espécies encontradas e a linha tracejada mostra a extrapolação, PI=Proteção-integral e US=Uso-sustentável



Fonte: a autora (2017).

Figura 13 – Escalonamentomultidimensional não-métrico (NMDS) das comunidades de FMA sob diferentes manejos, estações e Estados nas Unidades de Conservação de Floresta Atlântica no Nordeste do Brasil

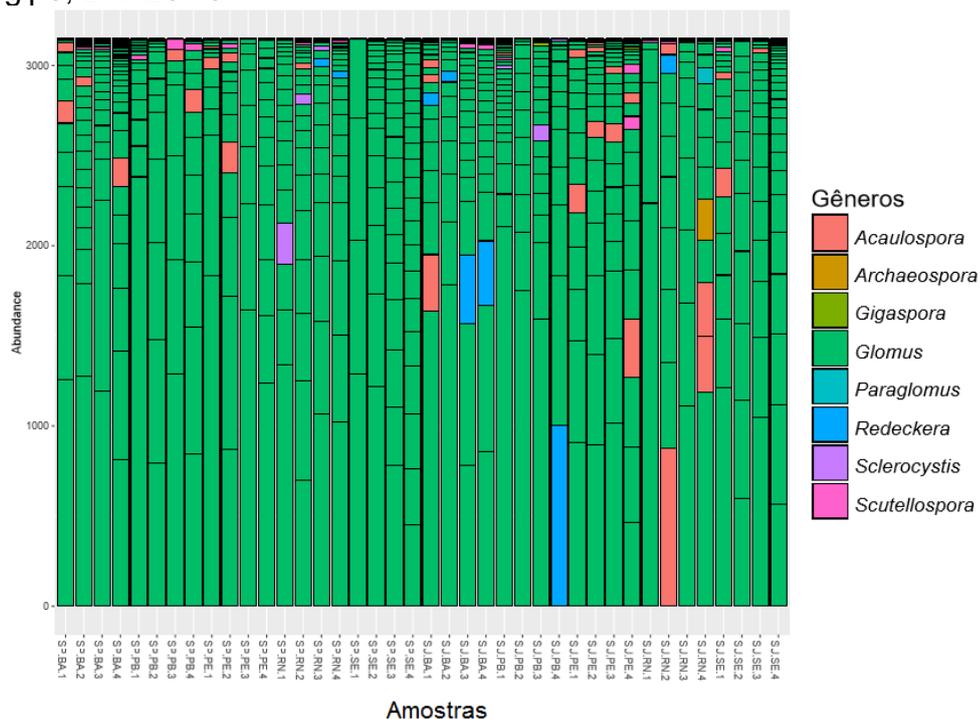


Fonte: a autora (2017).

4.3 PADRÕES DE DISTRIBUIÇÃO DE FMA EM UNIDADES DE CONSERVAÇÃO DA FLORESTA ATLÂNTICA BRASILEIRA

A partir do método de identificação molecular Illumina Miseq obtivemos um total de 4.223.164 sequências brutas em todas as amostras de raízes para o par de *primers* NS31 e AML2 (SSU). O número de leituras decresceu para 3.171.660 depois do paired-end assembly e finalmente para 1.412.077 depois do demultiplex e detecção de chimeras. O agrupamento satélite de similaridade a 97% feito a partir dessas leituras resultou em 91 OTUs de Glomeromycota distribuídas ao longo das 40 amostras de raízes coletadas nas 10 Unidades de Conservação de Mata Atlântica, no Nordeste Brasileiro. O blast contra os bancos de dados MaarjAM revelou 69 “virtual táxons” (VTs) e as 22 sequências consensos restantes foram confirmadas como Glomeromycota a partir do blast contra o Genbank. De forma geral, as OTUs se agrupam majoritariamente no gênero *Glomus lato sensu* (84,6%), seguidas por *Acaulospora* (5,4%), *Scutellospora* (4,4%), e *Sclerocystis*, *Gigaspora*, *Redeckera*, *Paraglomus* e *Archaeospora* com 1,1% cada (Figura 14).

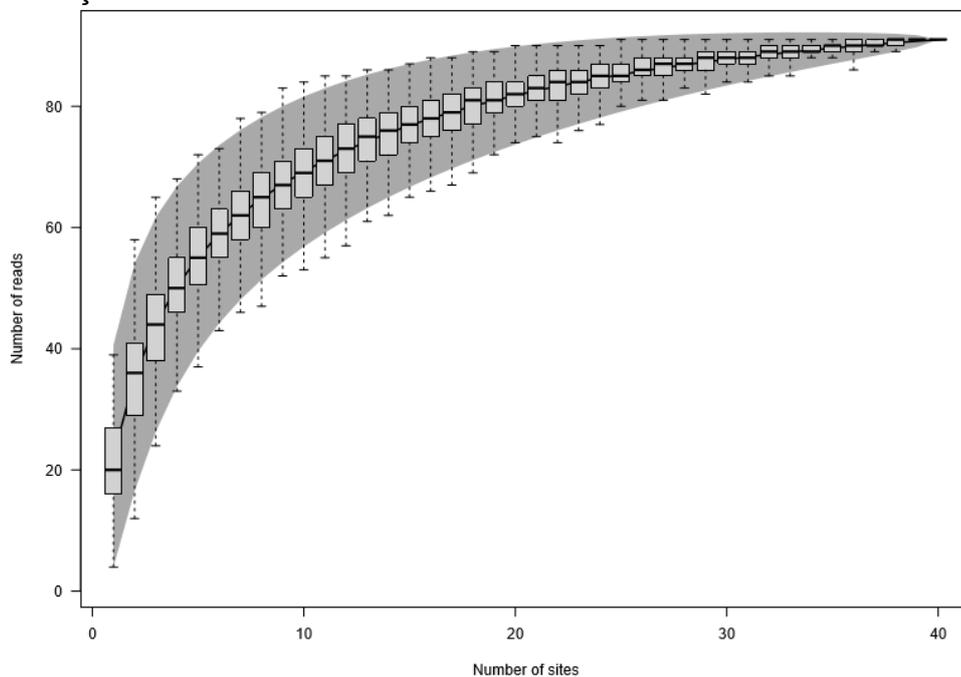
Figura 14 – Abundância de OTUs de FMA nas Unidades de conservação de Floresta Atlântica no Nordeste do Brasil sob diferentes manejos: SP=Proteção Integral e SU=Uso sustentável; RN=Rio Grande do Norte; PB=Paraíba; PE=Pernambuco; SE=Sergipe; BA=Bahia



Fonte: a autora (2017).

De acordo com a curva de acumulação de espécies o esforço amostral foi suficiente para recuperar 100% das OTUs presentes nas áreas estudadas (Figura 15). O mesmo resultado foi confirmado pelos atributos de riqueza Chao1 e ACE (Figura 16). É possível notar ainda na mesma figura, que os índices de diversidade de Shannon, Simpson e InvSimpson são estatisticamente iguais para ambos os manejos.

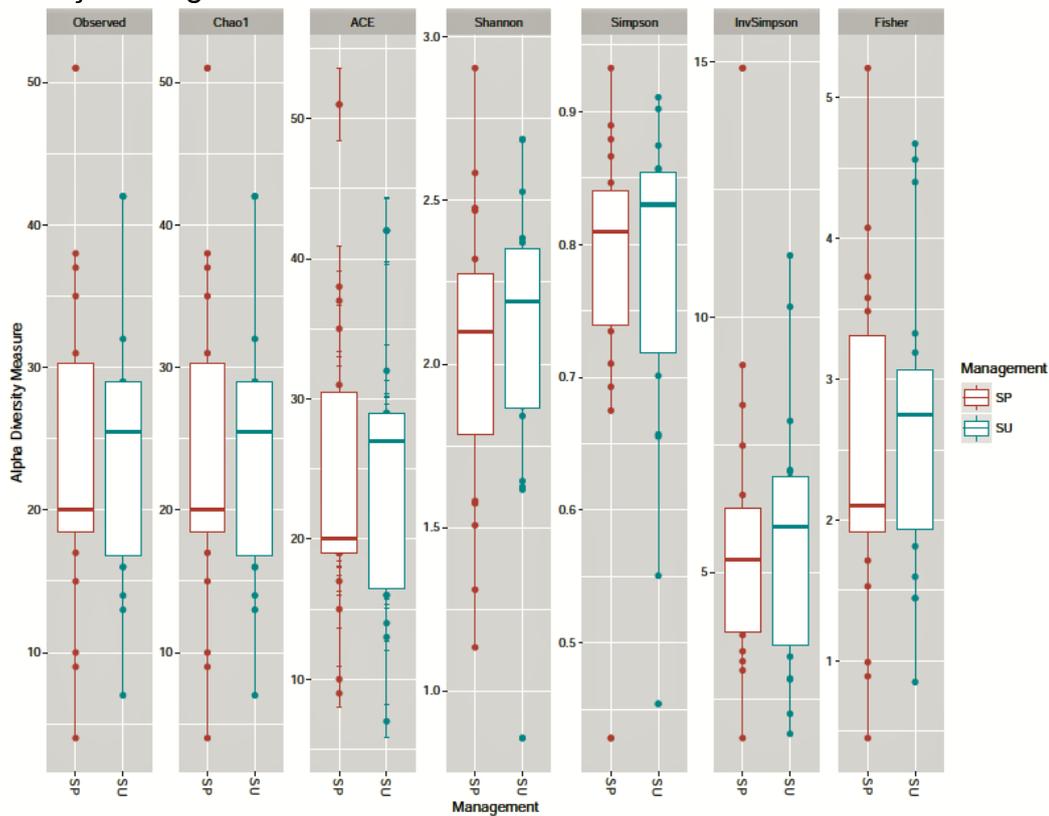
Figura 15 – Curva de acumulação de espécies utilizando o método de rarefação das OTUs de FMA (método de sequenciamento Illumina Miseq) coletados em Unidades de Conservação da Mata Atlântica no Nordeste do Brasil



Fonte: a autora (2017).

As variáveis categóricas: espaciais (Estados e áreas), vegetação, tipo de solo e clima foram responsáveis pela formação da estrutura em larga escala nas comunidades de FMA dentro das raízes (baseado em OTUs), com 23,8% de explicação para o eixo 1 e 12,4% para o eixo 2 (Figura 17). A análise PERMANOVA (adonis) revelou que com exceção dos manejos ($P=0,07$), as demais variáveis testadas foram consideradas estruturadoras das comunidades (Figura 17; $P<0,05$). Quando consideradas juntamente com essas variáveis categóricas testadas, algumas das variáveis físico-químicas do solo medidas (Fe, Cu, Mn, P e K) também influenciaram a estrutura das comunidades fúngicas, como revelado pela análise de redundância, que explica 11,6% da variância total (Figura 18).

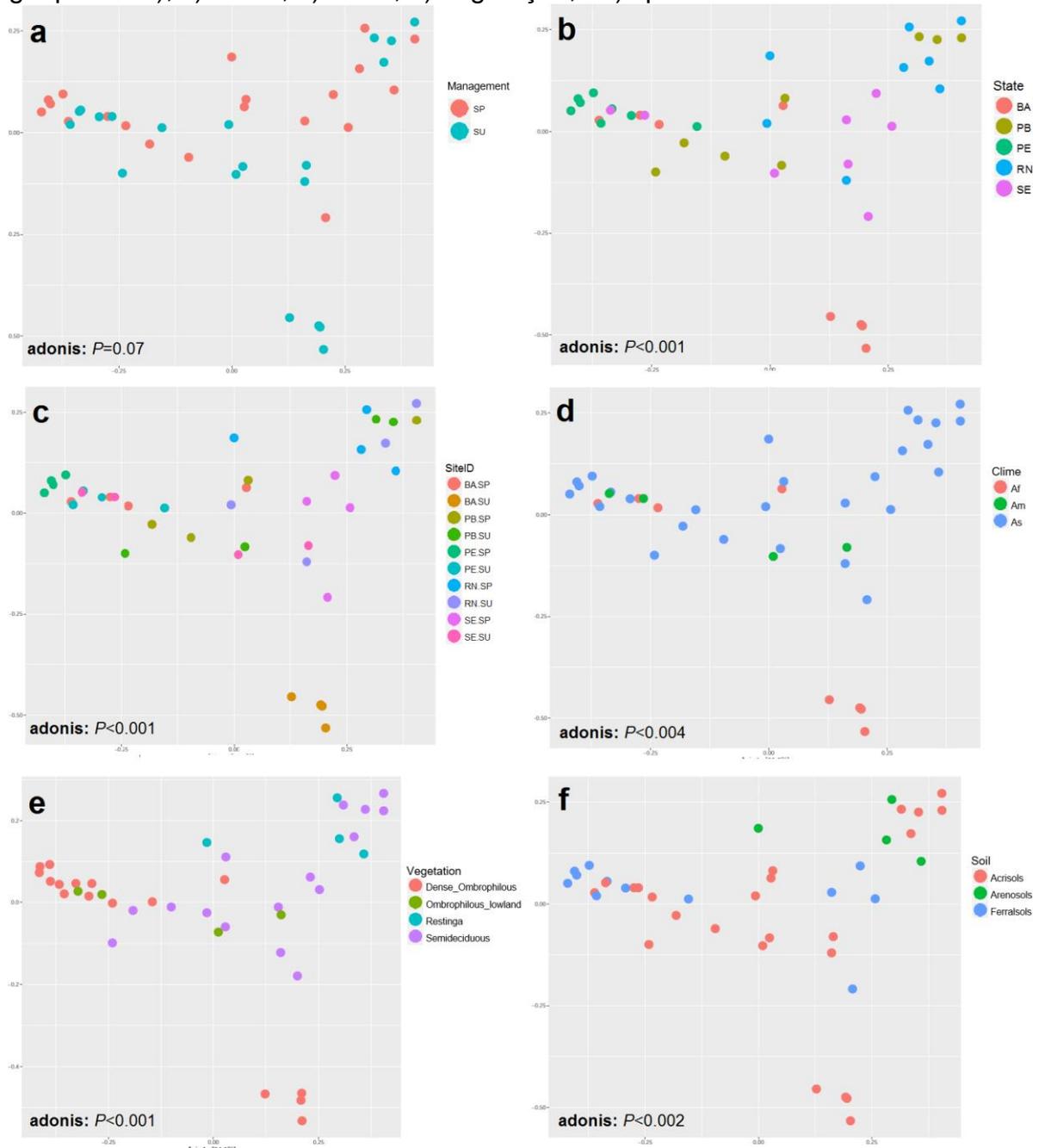
Figura 16 – Diversidade Alfa de OTUs de FMA observada e estimada nas Unidades de Conservação de Floresta Atlântica do Nordeste no Brasil, sob diferentes manejos: SP=Proteção-integral e SU=Uso-sustentável



Fonte: a autora (2017).

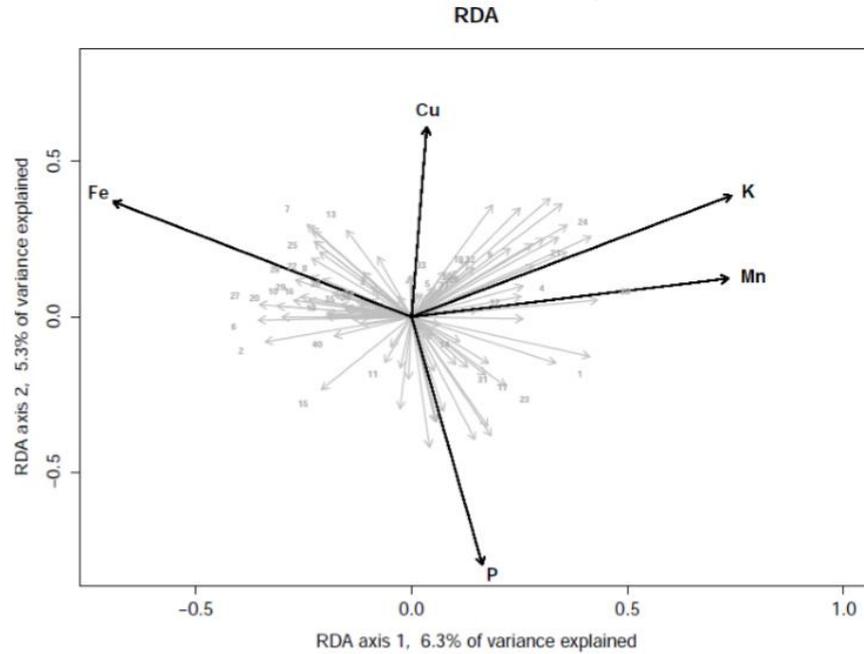
Embora algumas variáveis físico-químicas do solo tenham sido consideradas preditoras da estrutura das comunidades fúngicas, foi realizada uma investigação mais aprofundada da variação inexplicada na estrutura das comunidades associadas às raízes, por meio da simulação de comunidades reunidas sob dinâmica puramente neutra usando parâmetros de distribuição de dissimilaridades das comunidades observadas. A análise sugere que a dinâmica das comunidades observadas pode ser explicada por fatores majoritariamente determinísticos, uma vez que as comunidades neutras apresentam valores médios de dissimilaridades menores (Figura 19).

Figura 17 – Escalonamento multidimensional não-métrico (NMDS) das comunidades de FMA (OTUs) nas Unidades de Conservação de Floresta Atlântica no Nordeste do Brasil apresentada sob as seguintes categorias: a) manejos; b) Estados (divisões geopolíticas); c) áreas; d) clima; e) vegetação; e f) tipo de solo



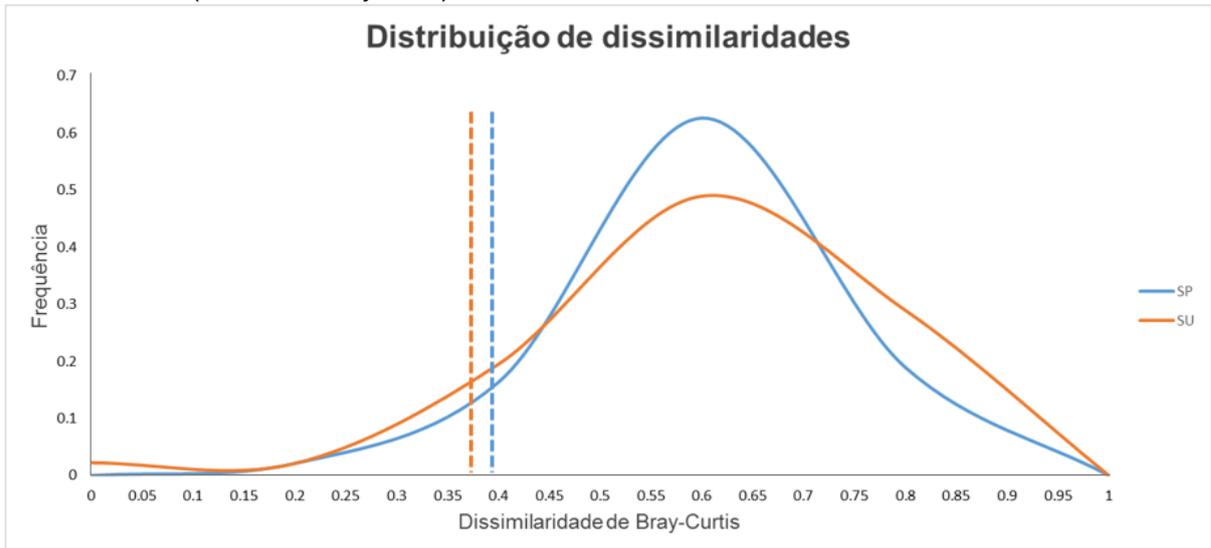
Fonte: a autora (2017).

Figura 18 – Análises de Redundância entre a distribuição das OTUs de FMA e as características físico-químicas do solo das Unidades de conservação de Floresta Atlântica no Nordeste do Brasil, sob diferentes manejos



Fonte: a autora (2017).

Figura 19 – Distribuição de dissimilaridades (distância de Bray-Curtis) das comunidades de FMA observadas (linhas sólidas) e simuladas nos pressupostos da neutralidade (linhas tracejadas)



Fonte: a autora (2017).

4.4 *Acaulospora papillosa*, NOVA ESPÉCIE DE FMA DA FLORESTA ATLÂNTICA BRASILEIRA

Taxonomia

***Acaulospora papillosa* C.M.R.Pereira & Oehl.sp. nov. (Figura 20)**

Mycobank MB 814407

Diagnose:—Difere de *Acaulospora ignota*, *A. spinosissima* and *A. spinosapor* ter papilas evanescentes na superfície do esporo em vez de espinhos persistentes ou verrugas.

Holotipo:—BRASIL, Pernambuco, Tamandaré; isolado de solo rizosférico em potes cultivados com *Zea mays* em casa de vegetação na UFPE em Recife. Solos provenientes da Reserva Biológica Saltinho, Tamandaré (8°43'39"–8°43'34"S e 35°10'28"–35°10'30"W). A data de coleta foi 1.4.2015 (C.M.R. Pereira). Holotipo depositado no Herbário PE. Camille Torrend, Pernambuco - URM (URM 87964) e isotipos no URM (87965-87967) e Z+ZT, Zurich (ZT Myc 55192).

Etimologia:—O nome da espécie é referente às papilas responsáveis pela superfície rugosa dos esporos da nova espécie.

Descrição:—Sáculos esporíferos hialinos e individualmente formados na extremidade da hifa micelial, globosos a subglobosos (70–100 × 65–95 µm), com 1-2 camadas na parede, no total com 1,3–2,6 µm de espessura. O pescoço do sáculo se distancia da porção terminal do sáculo em 16–28 µm, cerca de 8–16 µm no ponto de formação do esporo, e afunila para 6–12 µm em uma distância de 120–150 µm do esporo para o micélio. O sáculo normalmente colapsa após a parede do esporo ser formada e geralmente é perdido em esporos maduros. Esporos formados lateralmente sobre o pescoço da hifa do sáculo esporífero a 50–140 µm de distância do sáculo; coloração amarelo claro a amarelo escuro a creme, globosos a subglobosos, 69–100(–110) × 65–93(–101) µm de diâmetro; com três paredes (externa, média e interna).

A parede externa (OW) consiste em três camadas (OWL1–OWL3). A primeira camada (OWL1) é hialina a subhialina, 0,7–1,7 µm de espessura, evanescente a semi-persistente e com superfície rugosa devido à presença de pequenas papilas (0,5–1,1

µm de diâmetro e 0,5–1,2 µm de altura), as quais estão 0,5–1,1 µm de distância uma das outras. A segunda camada (OWL2) é amarela clara a amarela escuro a creme, laminada, 1,7–4,3 µm de espessura. A camada interna da parede externa (OWL3) é da mesma cor da OWL2, cerca de 0,5–1,1 µm de espessura, e muitas vezes difícil de se observar, especialmente quando a camada média não se separa facilmente. Nenhuma das camadas apresenta reação ao Reagente de Melzer.

A parede média é hialina, apresenta duas camadas finas; 1,0–2,1 µm de espessura no total. Ambas as camadas (MWL1 e MWL2) são semi-flexíveis, fortemente aderidas, aparentando muitas vezes ser apenas uma camada. Não apresentam reação ao Reagente de Melzer em nenhuma das camadas.

A parede interna é hialina, com duas a três camadas (IWL1–IWL3). A IWL1 tem cerca de 0,5–1,1 µm espessura com a 'beaded', estrutura granular que muitas vezes desaparece quando mantida em ácido láctico e quando forte pressão é aplicada antes da quebra do esporo. IWL2 apresenta 0,6–2,4 µm de espessura e cora de roxo a preto quando exposta ao Reagente de Melzer. IWL3 é muito fina (<0,8 µm) e geralmente muito difícil de detectar, uma vez que está intimamente aderida à IWL2.

Cicatriz (Figura 20) permanece após desprendimento da hifa do sáculo esporífero e apresenta 7,0–10,8 × 6,5–8,7 µm de largura. O poro é fechado pelas camadas OWL2 e OWL3.

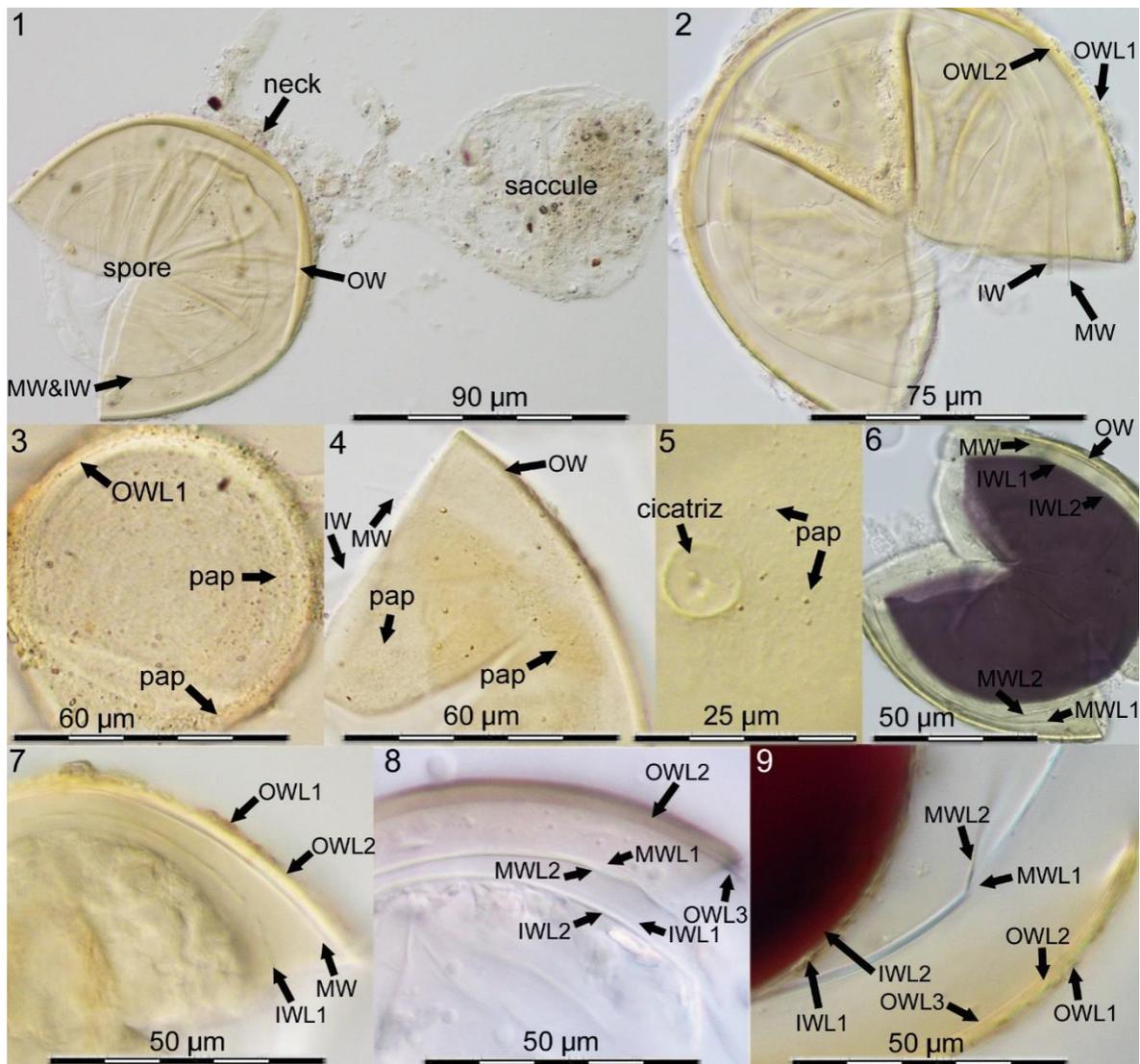
Formação da micorriza:—*Acaulospora papillosa* forma associação micorrízica arbuscular com *Zea mays*, como planta hospedeira em potes de cultura. As estruturas micorrízicas consistem em arbúsculos, vesículas, e hifas intra e extraradiculares que são coradas de azul escuro em azul de Trypan 0,05%.

Análise molecular e filogenética:—A análise filogenética das sequências das regiões ITS e LSU rDNA colocaram o novo táxon num clado separado de Acaulosporaceae, perto de *A. longula* (LSU rDNA) e *A. morrowiae* (ITS rDNA) (Figuras 21–22). Os valores de suporte para os cladogramas da nova espécie foram acima de 75% em todas as análises. Na análise BLASTn, as sequências ambientais de LSU e ITS rDNA que mais se assemelharam (97% de identidade) à *A. papillosa* foram encontradas em raízes de milho (KF849639) numa estação experimental em Guangzhou, China (ZENG et al., 2014).

Distribuição:—Até agora, o novo fungo foi encontrado apenas na localização tipo, em Tamandaré. Ocorre na Reserva Biológica Saltinho juntamente com outras espécies

de FMA como *Acaulospora scrobiculata*, *Fuscutata heterogama*, *Gigaspora margarita*, *Glomus macrocarpum* e *Paraglomus occultum*.

Figura 20 – *Acaulospora papillosa*. 1–2. Esporos quebrados e mostrando a formação lateralmente sobre o pescoço do sáculo esporífero, apresentando três paredes (externa, média e interna; OW, MW, IW). A camada mais externa da parede externa (OWL1) é hialina e se degrada rapidamente, e a segunda camada é estrutural e pigmentada (OWL2). 3–4. Estrutura papilar formada na superfície exterior da camada evanescente OWL1. 5. Estruturas de papilas podem, em parte, desaparecer quando montadas em ácido láctico. Cicatriz sem papilas na base do esporo. 6–9. Estrutura das paredes de esporos: OW três camadas (OWL1-3), parede média em duas camadas (MWL1-2), IW com duas camadas visíveis (IWL1-2); IWL2 coloração púrpura a púrpura escura no reagente de Melzer



Fonte: Pereira et al. (2016)

Figura 21 – Árvore filogenética de Acaulosporaceae obtida a partir da análise de sequências da região ITS (ITS1, 5.8S rDNA e ITS2) de diferentes *Acaulospora* spp. As sequências são rotulados com seus números de acesso de banco de dados. Valores de suporte (de cima) são de máxima parcimônia (MP), máxima verossimilhança (ML) e análise Bayesiana, respectivamente. Sequências obtidas neste estudo estão em negrito. Apenas valores de suporte de pelo menos 50% são mostrados. Ramos grossos representam clados com mais de 90% de suporte em todas as análises. A árvore teve como outgroup o *Claroideoglosum etunicatum*. (Índice de consistência = 0,51; Índice de retenção = 0,87)

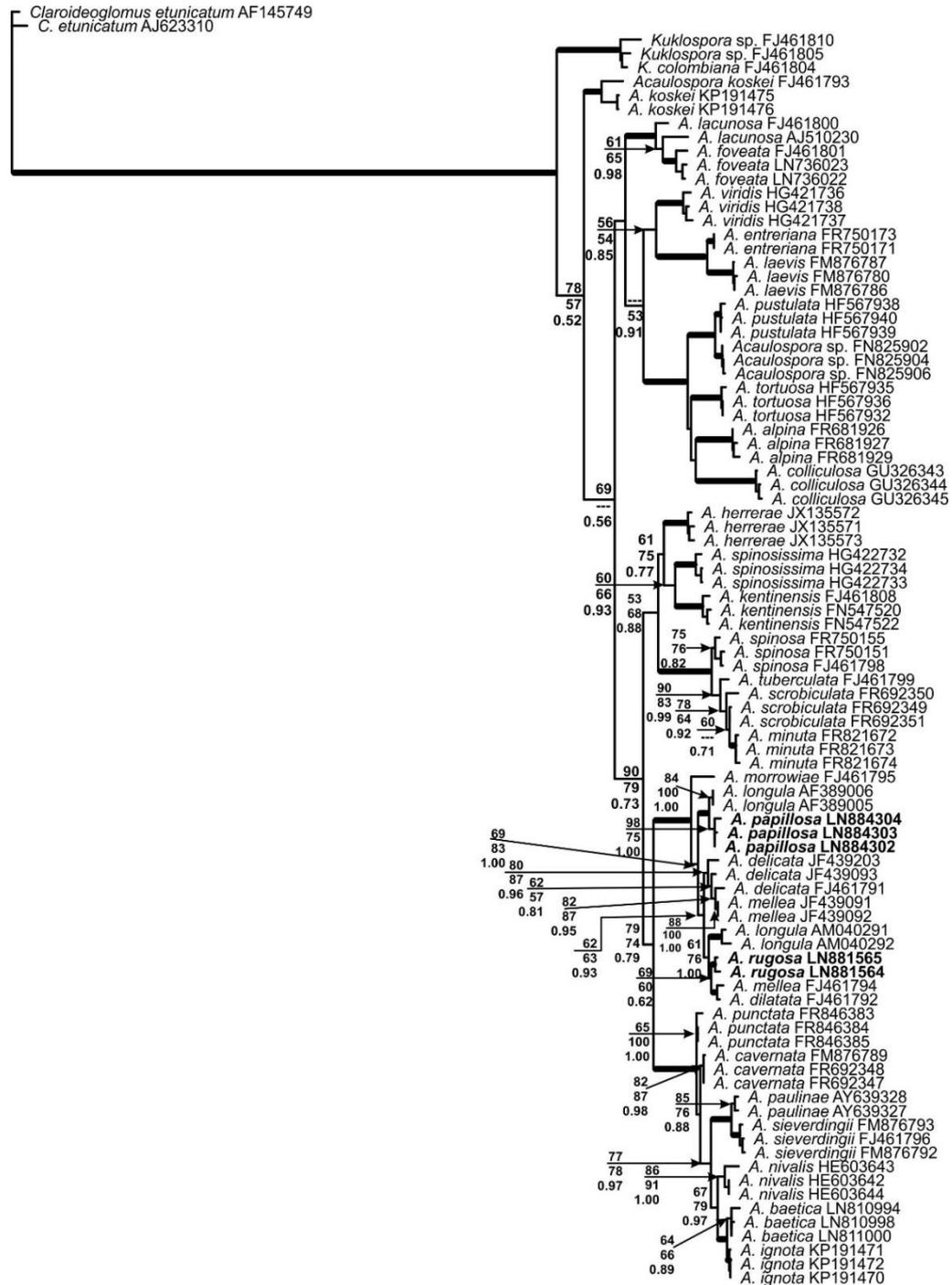


Figura 22 – Árvore filogenética de Acaulosporaceae obtida a partir da análise de sequências da região LSU de diferentes *Acaulospora* spp. As sequências são rotuladas com seus números de acesso de banco de dados. Valores de suporte (de cima para baixo) são de máxima parcimônia (MP), máxima verossimilhança (ML) e análise Bayesiana, respectivamente. Sequências obtidas neste estudo estão em negrito. Apenas valores de suporte de pelo menos 50% são mostrados. Os ramos espessos representam clados com mais de 90% de suporte em todas as análises. A árvore teve como grupo externo *Claroideoglopus etunicatum*. (Índice de consistência = 0,49; Índice de retenção = 0,866).



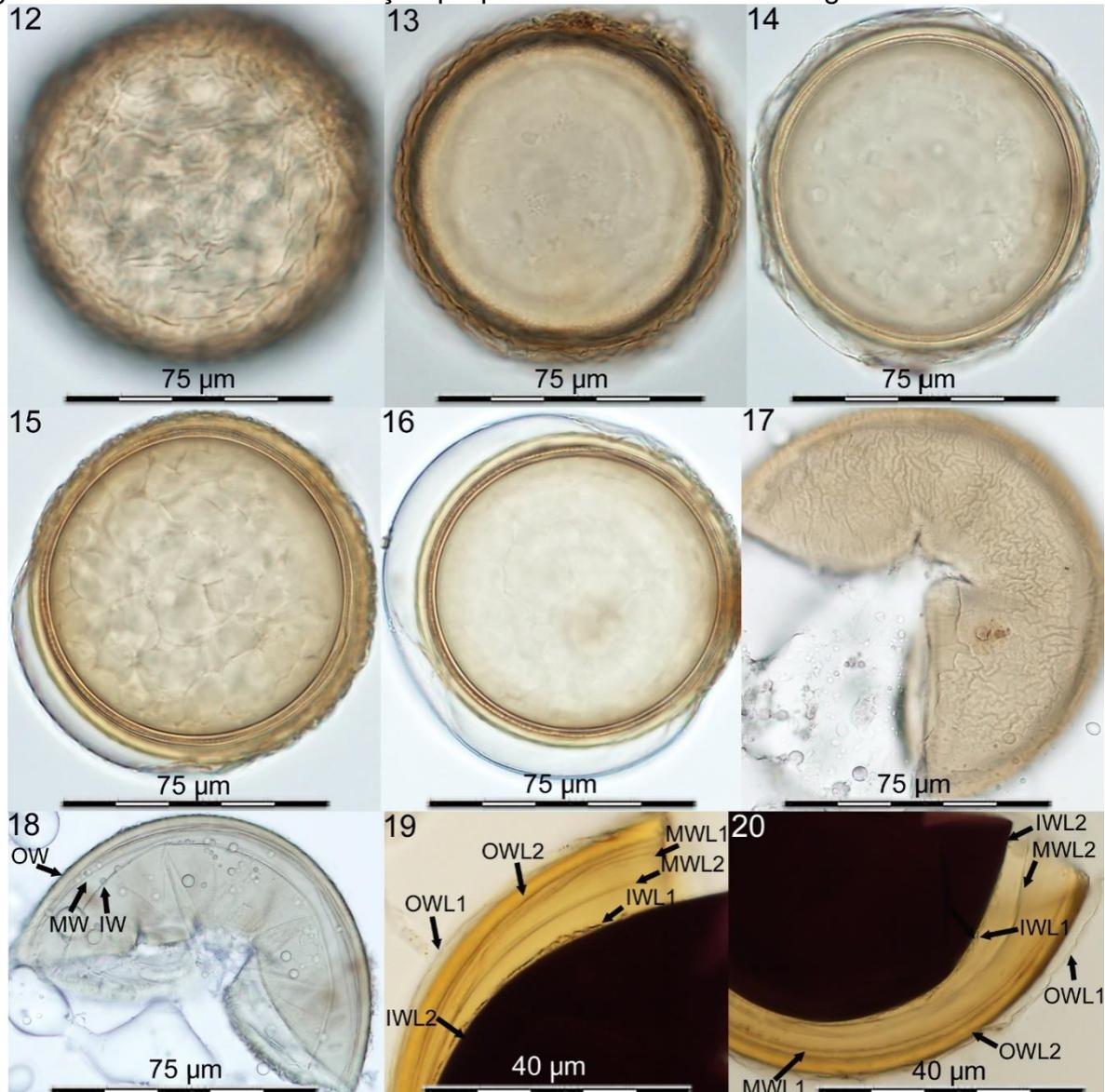
0.1

Fonte: Pereira et al. (2016).

Notas:— *Acaulospora rugosa* Morton foi originalmente descrita a partir de solo com pH baixo e altos teores de alumínio, na rizosfera de *Andropogon virginicus*, em uma mina de carvão abandonada em West Virginia, Estados Unidos da América (MORTON, 1986). Mais tarde, o autor aparentemente teve dúvidas sobre a identidade da espécie por ele descrita (<http://invam.wvu.edu/the-fungi/classification/acaulosporaceae/acaulospora/rugosa>).

O nosso isolado também se originou a partir de um ambiente ácido, especificamente a partir dos ácidos sedimentos do lago Drivenesvatn no sul da Noruega. Apesar de serem provenientes de ambientes completamente diferentes, nosso isolado apresenta mesma morfologia daquele originalmente descrito como *A. rugosa* em West Virginia, bem como semelhança com as ilustrações originais da publicação. Esta é a primeira vez que a morfologia dos esporos de *A. rugosa* são mostrados em fotografias coloridas (Figura 23; espécimes depositados no Z+ZT sob número de acesso ZT Myc 55212), enquanto que, simultaneamente, as primeiras sequências de *A. rugosa* também são apresentadas. Nossas análises moleculares e resultados filogenéticos sugerem fortemente que *A. rugosa* não é sinônimo de *A. morrowiae*, pois nas árvores filogenéticas, *A. rugosa* está perto de *A. delicata* (ITS tree), e *A. mellea* (LSU tree). A análise BLASTn do fragmento LSU rDNA revelou muitas sequências ambientais próximas a *A. rugosa*. Sequências provenientes de raízes de *Miscanthus sinensis* e *Lotus japonicus* coletadas em Hokkaido, Japão (AN et al., 2008; CHENG et al., 2013), mostraram 99% (AB369791) e 98% de identidade (AB369788, AB369790, AB369792, AB547184). Sequências de raízes de *Hedera rhombea* e *Rubus parvifolius* (AHULU; ANDOH; NONAKA, 2007; MATEKWOR AHULU et al., 2006) também foram próximas a *A. rugosa* (98% de identidade). Para a região ITS rDNA, sequências de raízes de macrófitas aquáticas (AM420373, AM420378) coletadas na Holanda (BAAR et al., 2011) mostraram 97–98% de identidade com as sequências de *A. rugosa*.

Figura 23 – *Acaulospora rugosa*. 12–13. Esporos com superfície externa rugosa devido ao enrugamento de camada de parede exterior do esporo, que muitas vezes mostra várias dobras. 14–16. A camada de parede mais externa separa-se bem em circundaros esporos sob pressão crescente das lâminulas. 17. Estrutura rugosa de dobras sobre a camada da parede externa de um esporo esmagado. 18. Esporo esmagado com três paredes (paredes externa, média, interna: OW, MW, IW). 19–20. Segmentos de esporos esmagados em PVLG + reagente de Melzer mostrando múltiplas camadas das três paredes: OWL1-2, MWL1-2, IWL1-2, OWL1 bem separada da OWL2; MWL1 localmente separanda da MWL2; IWL1 com 'beaded', estrutura granulada e IWL2 com coloração púrpura a roxo escuro no reagente de Melzer



Fonte: Pereira et al. (2016).

5 DISCUSSÃO

5.1 FMA EM UNIDADES DE CONSERVAÇÃO NA ILHA DE FERNANDO NORONHA

A composição das comunidades de FMA não diferiu em função dos regimes de manejo em áreas protegidas da Ilha de Fernando de Noronha. Mn e pH influenciaram a composição das comunidades de FMA, indicando que o solo exerce forte influência sobre essas comunidades em ambientes insulares. Esse padrão sugere que os fatores ambientais podem ter maior influência na determinação regional da comunidade de fungos MA em comparação com os regimes de manejo ou mudanças sazonais, na Ilha de Fernando de Noronha.

Assim, nossa primeira hipótese foi refutada. De acordo com a análise PERMANOVA, a composição das comunidades de FMA foi similar nas duas áreas estudadas. Vale ressaltar que 70% da comunidade de FMA é composta por espécies de *Acaulospora*. Estudos anteriores mostraram o sucesso da colonização deste gênero em solos com pH variando de 4 a 6 (OEHL et al., 2011b, 2011c) e isso levou-nos a acreditar que talvez o baixo pH tenha contribuído mais do que os outros fatores para estabelecimento das comunidades de FMA na Ilha, como indicado pela análise env.fit. Outro ponto de destaque foi a presença exclusiva de *A. foveata*, *A. morrowiae*, *A. reducta* e *A. tuberculata* na área de uso sustentável. Essas espécies têm sido relatadas em vários estudos como generalistas (GOMES; TRUFEM, 1998; PEREIRA et al., 2014; SILVA et al., 2006; STÜRMER; SIQUEIRA, 2011). As espécies de Acaulosporaceae são adaptadas a períodos de sucessão inicial, suportam ampla faixa de pH e apresentam resposta rápida ao estresse, produzindo muitos esporos, o que permite sua persistência e dominância em ambientes perturbados (HART; READER, 2002; JEFWA et al., 2009; MELO et al., 2014). Além disso, essas espécies podem ser classificadas como ruderais devido às altas taxas de crescimento e cicatrização de hifas mais eficiente, levando a mecanismos mais eficazes de dispersão e maior proteção de hospedeiros contra patógenos e herbívoros (CHAGNON et al., 2013).

Embora o fósforo não tenha sido um modulador das comunidades de FMA, possivelmente o elevado teor deste componente químico no solo também influenciou o estabelecimento e a persistência dos FMA nesses ambientes. Uma das principais tarefas do fungo na associação é capturar componentes químicos de baixa mobilidade no solo, tais como P. Quando este componente é abundantemente disponível para as

plantas, a associação pode ser inibida e assim os níveis de colonização micorrízica e densidade podem diminuir (COLLINS; FOSTER, 2009; YANG et al., 2014).

Nossa segunda hipótese foi confirmada pela falta de diferenças na estrutura e composição das comunidades da FMA, refletindo algum tipo de perturbação nas duas áreas. É amplamente conhecido que a comunidade vegetal pode ter influência direta sobre as comunidades de FMA e/ou vice-versa (ZOBEL; ÖPIK, 2014) e mudanças na composição da comunidade vegetal refletirão nas comunidades da FMA. A ausência de diferenças entre as comunidades de FMA observadas entre as áreas sob diferentes práticas de manejo deve-se provavelmente ao processo de homogeneização que tem ocorrido na biota das florestas tropicais, como apontado por LÔBO et al. (2011). Conforme esses autores, a homogeneização leva a maior similaridade e dominância de espécies generalistas.

Embora as diferenças sazonais também não tenham sido significativas de acordo com a ordenação de NMDS, a amostragem em ambas as estações fornece uma visão mais abrangente das comunidades, pois contempla o registro de algumas espécies apresentando diferentes comportamentos de esporulação (BONFIM et al., 2016). O esforço amostral foi suficiente para recuperar mais de 75% das espécies de FMA presentes nas áreas protegidas de Fernando de Noronha, o que é considerado uma boa proporção quando comparada a estudos anteriores usando a mesma técnica (LOVELOCK; ANDERSEN; MORTON, 2003; STÜRMER; SIQUEIRA, 2011). Quanto à identificação morfológica, oito das 16 espécies de FMA presentes em ambas as áreas foram identificadas apenas em nível de gênero. Possivelmente essas espécies constituem novos táxons para a ciência, resultado que era esperado, pois trata-se de um estudo pioneiro realizado em uma área isolada, nunca estudada em relação à diversidade de FMA. Embora as culturas armadilha não tenham adicionado nenhuma espécie àquelas encontradas nas amostras de campo, esta análise foi importante para o estudo taxonômico e auxiliou na identificação das espécies.

Em geral, o número de espécies de FMA encontradas na ilha pode ser considerado alto, dada a sua pequena área (17 km²) e a sua distância do continente (345 km). A teoria da biogeografia afirma que existe um equilíbrio dinâmico entre extinção e imigração, seguido de suposições de que as comunidades insulares são mais pobres do que as comunidades continentais e que a riqueza aumenta com o tamanho da ilha e diminui com o aumento do isolamento da ilha (MACARTHUR; WILSON, 1967). É possível observar, a partir dos estudos de diversidade de espécies

de FMA em ilhas, incluindo este estudo, que não há uma correlação explícita entre riqueza de espécies e o tamanho da ilha e a distância para o continente. Apesar disso, a comparação entre os resultados de várias pesquisas é difícil, considerando que o número de espécies conhecidas aumentou consideravelmente nos últimos anos e alguns dados são de mais de 20 anos. No estudo mais recente, em Açores/Portugal, ilha com 2.346 km² e 1.200 km de distância para o continente foram encontradas 39 espécies de FMA (0,02 espécies por km²) (MELO et al., 2014), enquanto no presente trabalho, em Fernando de Noronha, 16 táxons, alguns dos quais provavelmente novos para a ciência, foram identificados, mostrando uma proporção de 0,94 espécies por km². No entanto, o fato da teoria não levar em consideração o estado de conservação das áreas, que já é conhecido por modificar a diversidade de FMA, pode comprometer a eficácia do modelo neste caso. Os resultados indicam que a situação pode não ser tão simples, e mais estudos são necessários para entender melhor como os FMAs se ajustam na teoria da biogeografia de ilhas.

A ilha de Fernando de Noronha perdeu grande parte da vegetação original devido ao desmatamento e manejo inadequado, refletindo a habitação contínua por mais de 400 anos. Além disso, a área de uso sustentável, que se estende por toda a parte habitada da cidade, tem apenas um pequeno e severamente impactado fragmento florestal (SERAFINI; FRANÇA; ANDRIGUETTO-FILHO, 2010; TEIXEIRA, 2003) claramente dominado pela invasora *Leucena leucocephala* (para mais detalhes consulte MELLO; OLIVEIRA, 2016). Embora uma relação próxima entre a diversidade de plantas e fungos às vezes seja menos importante para a estruturação das comunidades locais de FMA do que outros fatores (LEKBERG; WALLER, 2016), a invasão de plantas micotróficas pode ser um dos principais moduladores das comunidades de FMA (LEKBERG et al., 2013). A associação micorrízica pode auxiliar o processo de invasão de plantas porque a alta colonização micorrízica pode produzir grandes benefícios para as plantas invasoras, facilitando assim o processo (LEKBERG et al., 2013; PAUDEL; BAER; BATTAGLIA, 2014). Os impactos antropogênicos e a presença de *L. leucocephala* podem ter contribuído para aumentar a atividade dos FMA na área de uso sustentável, uma vez que, em geral, a atividade foi maior nesta área em ambas as estações. Isso sugere que as plantas na área de proteção integral podem ter se tornado mais independentes da associação micorrízica em comparação com aquelas em áreas de uso sustentável. As áreas naturais nos estágios iniciais de sucessão e/ou impactadas, como as parcelas na área de uso

sustentável, exibem espécies de plantas pioneiras dominantes, que são mais eficientes para a multiplicação dos FMA, levando a um alto potencial micorrízico no solo (ZANGARO et al., 2013). O mesmo padrão foi encontrado em gradientes de sucessão nas Florestas Atlântica, de Araucária e Pantanal, onde as plantas pioneiras (fase inicial de sucessão) apresentaram maiores taxas de colonização e quantidade de propágulos infectivos de FMA na rizosfera do que aquelas em estágio sucessional avançado (floresta madura) (ZANGARO et al., 2007, 2012a, 2012b). Os FMAs são capazes de colonizar o ambiente a partir de suas várias estruturas, tais como esporos, fragmentos de hifas e raízes colonizadas, e o bioensaio NMP é um método eficaz para medir a abundância de todos os propágulos viáveis de FMA no solo (CHAUDHARY et al., 2014; HART; READER, 2004; MCGEE et al., 1997).

Apesar do crescente número de áreas protegidas criadas no Brasil, o estabelecimento dessas Unidades não garante necessariamente sua eficiência (ESTIMA et al., 2014). Os ambientes autônomos, como as ilhas, responsáveis por resguardar processos fundamentais e interações ecológicas, parecem vulneráveis quando os impactos a longo prazo os atingem e apenas uma gestão integrada asseguraria a conservação da biodiversidade nestes ambientes (KIER et al., 2009).

Nosso estudo tem caráter pioneiro e os resultados ampliam o conhecimento sobre as comunidades e a atividade dos FMA em ambientes naturais insulares. Apesar da diferente gestão aplicada nas duas áreas de proteção da Ilha de Fernando de Noronha, a comunidade de FMA não diferiu significativamente. No entanto, observaram-se diferenças claras na atividade destes microrganismos em ambas as épocas, como colonização micorrízica, densidade de glomerosporos e NMP de propágulos infectivos, com maior valor nas áreas de uso sustentável, sugerindo que a perturbação ambiental combinada com a dominância de uma espécie de planta invasora promoveu tais mudanças na atividade dos FMA.

5.2 FMA EM UNIDADES DE CONSERVAÇÃO DA FLORESTA ATLÂNTICA DO NORDESTE DO BRASIL

As práticas de manejo nas Unidades de Conservação da Mata Atlântica no Brasil parecem influenciar a diversidade e a estrutura geral das comunidades de FMA ao reduzir a diversidade β nas áreas sob uso-sustentável. Outros estudos comparando a

atividade, a distribuição e a composição de espécies de FMA em áreas de Floresta Tropical em estágios sucessionais (BONFIM et al., 2013; CASTILLO et al., 2006), fragmentadas (BRUNDRETT; ASHWATH, 2013; MANGAN et al., 2004; SANTOS; CARRENHO, 2011) ou desflorestadas (DA SILVA et al., 2015; PEREIRA et al., 2014; ZHANG; GUO; LIU, 2004) já demonstraram que a diversidade de FMA pode ser afetada por diferentes tipos de manejo. Embora alguns desses relatos considerem perturbações antrópicas substanciais, nossos resultados sobre a estrutura das comunidades de FMA mostraram surpreendentemente o mesmo padrão, com menor diversidade e uniformidade em geral nas áreas de uso-sustentável, apesar da riqueza de espécies permanecer inalterada.

A diversidade β descreve o padrão espacial de substituição de espécies entre locais (turnover) e perda de espécies de local para local (nestedness) (BASELGA; ORME, 2012; SOCOLAR et al., 2015). Neste estudo, o índice de β -diversidade (pairwise dissimilarity) indicou uma tendência semelhante para uma menor heterogeneidade em áreas de uso-sustentável (Tabela 8). Os demais fatores que podem influenciar o padrão das comunidades: estações e variáveis ambientais tiveram menor influência no padrão, deixando os diferentes manejos florestais e a distância geográfica como os principais fatores que influenciaram os padrões das comunidades de FMA, ou mesmo efeitos estocásticos. Resultados suportam a ideia de que existe um continuum, onde os processos de nicho e neutros podem determinar a composição das comunidades fúngicas, mas isso irá depender do contexto ambiental (BECK et al., 2015; CARUSO; POWELL; RILLIG, 2012).

Estudos prévios mostram que a composição de comunidades de FMA é mais afetada pelos diferentes usos do solo (impactos antropogênicos) do que por características físicas e químicas do solo (OEHL et al., 2003; PEREIRA et al., 2014). O maior *turnover* de espécies em parcelas de proteção-integral entre regiões é interessante. Diferenças apenas nos fatores ambientais podem não explicar completamente as diferenças nas comunidades, visto que as características físico-químicas do solo, por exemplo, foram pobres preditoras da composição da comunidade. Isso sugere que os fatores ambientais não são os principais condutores na montagem da comunidade de FMA e que os processos neutros podem ser um fator principal explicando os padrões observados (POWELL; BENNETT, 2015).

Mesmo pequenas diferenças nas práticas de manejo florestal parecem influenciar os padrões de distribuição local e regional da estrutura das comunidades de

FMA. As práticas de manejo em áreas sob uso-sustentável impõem alguma perturbação nas florestas. Essa intensidade de perturbação crescente pode levar à perda de espécies raras das comunidades locais ou imposição de filtros ambientais, com conseqüente diminuição da diversidade. A perda de diversidade e a homogeneidade taxonômica em ambientes florestais fragmentados e/ou impactados são tipicamente alcançadas quando as espécies adaptadas às perturbações, generalistas e pioneiras, tornam-se cada vez mais dominantes (TABARELLI et al., 2010). No presente estudo, apenas cinco das 57 espécies de FMA foram encontradas em pelo menos 70% de todas as áreas florestais estudadas (*A. foveata*, *Glomus* sp.1 – aff. *G. macrocarpum*, *G. brohultii*, *G. glomerulatum* e *R. weresubiae*). Assim, estas cinco espécies podem ser consideradas generalistas pois são capazes de sobreviver e se estabelecer em condições muito diferentes (Tabela 7). Algumas espécies também foram exclusivas de apenas uma das áreas, como por exemplo, *Glomus* sp. 6, 7 e 8 e algumas espécies de Gigasporales. Isso sugere que essas espécies apresentam dificuldade de dispersão, o que é improvável para Glomeromycota (DAVISON et al., 2015), ou não são capazes de passar pelo filtro ambiental imposto (KIVLIN et al., 2014).

É geralmente aceito que uma grande diversidade de FMA é benéfica para a comunidade vegetal, embora as conseqüências da perda de diversidade ainda não sejam conhecidas (BREARLEY et al., 2016; VAN DER HEIJDEN et al., 1998a). A diversidade relativamente elevada de FMA em florestas tropicais poderia ter um impacto significativo no recrutamento, estabelecimento e composição de hospedeiro vegetal (HUSBAND et al., 2002), e a diminuição da diversidade nas comunidades da FMA, como resultado das atividades humanas nas áreas de uso-sustentável, pode ter conseqüências negativas para a diversidade de plantas nas áreas florestais. Embora a diversidade, a equitabilidade e a riqueza de FMA em algumas áreas da Mata Atlântica possam ser menores em comparação com as áreas circunvizinhas convertidas em culturas agrícolas, uma seleção de espécies ocorre, levando ao aumento de espécies generalistas e à perda de espécies importantes e raras em áreas que representam *hotspots* da biodiversidade (PEREIRA et al., 2014). A perda de biodiversidade devido à atividade humana em florestas tropicais naturais poderia ser particularmente relevante para as comunidades de FMA, pois tais ambientes naturais contêm significativamente menos táxons cultiváveis em comparação com os locais afetados antropogenicamente (OHSOWSKI et al., 2014). Se esses habitats florestais

forem perdidos, várias espécies de FMA também poderão ser perdidas, muitas delas antes mesmo de serem descritas (TURRINI; GIOVANNETTI, 2012).

Embora a prática de manejo pareça impor o mesmo efeito sobre o padrão da comunidade em ambas as estações, a variação sazonal também pode ser notada, confirmando as diferenças temporais entre algumas espécies de FMA. Apesar da grande variação entre o número de esporos de FMA ao longo do transecto, observou-se uma abundância significativamente maior durante a estação chuvosa em todas as áreas. Outros estudos na floresta tropical do Sudeste do Brasil indicaram que maiores níveis de densidade de esporos de FMA também ocorrem na estação chuvosa (BONFIM et al., 2013; ZANGARO et al., 2013). O maior nível de produção de esporos por fungos MA no período chuvoso ao longo do transecto nas áreas de Mata Atlântica no Nordeste do Brasil pode ter sido favorecido pela maior umidade do solo e temperaturas mais altas que normalmente ocorrem durante esta estação, o que aumenta a atividade metabólica das plantas (ZANGARO et al., 2013). Não encontramos diferenças significativas na colonização micorrízica entre as áreas, conforme relatado em outros estudos na Floresta Tropical. No entanto, esses estudos compararam vegetação natural com áreas altamente perturbadas (STÜRMER; SIQUEIRA, 2011; VASCONCELLOS et al., 2013; VIOLI et al., 2008), enquanto o nosso estudo incluiu apenas áreas florestadas.

O presente estudo foi baseado na amostragem de esporos de FMA e na identificação morfológica das espécies de FMA, considerada um método econômico e confiável para avaliar as comunidades de FMA em amostras de solo de campo (OEHL et al., 2003). Além disso, foi demonstrado que, quando comparado com métodos moleculares, a identificação morfológica pode permitir melhor diferenciação dos táxons de FMA e pode ser mais sensível para detectar alterações na composição da comunidade (WETZEL et al., 2014). A abordagem morfológica não cobre a diversidade total, já que várias espécies de FMA podem estar presentes como outras formas de propágulos, especialmente em ambientes florestais (ROSENDAHL, 2008; SCHALAMUK; CABELLO, 2010). No entanto, nosso esforço de amostragem recuperou mais de 72% das morfoespécies de FMA presentes nas áreas protegidas, o que é maior do que o registrado em estudos anteriores (DA SILVA et al., 2015; PICONE, 2000b; STÜRMER; SIQUEIRA, 2011). Estudos futuros devem incluir o perfil molecular das comunidades de FMA para revelar a diversidade desconhecida dessas áreas protegidas.

5.3 PADRÕES DE DISTRIBUIÇÃO DE FMA EM UNIDADES DE CONSERVAÇÃO DA FLORESTA ATLÂNTICA BRASILEIRA

A crescente disponibilidade de métodos moleculares para o estudo da ecologia de FMA levou a um grande aumento nos levantamentos das comunidades fúngicas em diversas áreas naturais e sob distúrbios antropogênicos (ÖPIK et al., 2014). Todavia, ainda existe uma grande lacuna de conhecimento sobre os padrões de distribuição e quais os possíveis mecanismos estruturadores das comunidades de FMA no que diz respeito ao Brasil, um país megadiverso, onde até o presente momento nenhum trabalho em nível regional, levando em consideração métodos baseados em DNA, foi publicado (ÖPIK; DAVISON, 2016).

Por isso a escolha do Domínio Mata Atlântica como objeto de estudo veio num momento oportuno. Por ser parte do bioma Floresta tropical úmida, o mais antigo e diverso do mundo (PENNINGTON; HUGHES; MOONLIGHT, 2015), e ser um ambiente extremamente ameaçado, esse *hotspot* de biodiversidade ainda permanece inexplorado em relação aos padrões de distribuição dos FMA (MYERS et al., 2000; ÖPIK; DAVISON, 2016). Por exemplo, a maioria das 22 OTUs confirmadas como Glomeromycota que não constavam no MaarJAM (VT – virtual taxa), maior banco de dados específico para FMA, foram suportadas por 1.000 a mais de 21.000 leituras cada e podem ser consideradas possíveis novos VTs para a plataforma.

O aproveitamento das sequências 37% do total foi similar ao encontrado por XU et al. (2016), único trabalho publicado até o momento utilizando a técnica Illumina de sequenciamento para Glomeromycota. Por se tratar de uma técnica emergente, ainda existem questões em aberto, como qual região do DNA e qual conjunto de *primers* devem ser considerados. Aqui, escolhemos a região SSU rDNA (18S), que fornece variação intraespecífica comparável ao gene LSU em Glomeromycota e geralmente fornece sinal filogenético suficiente para permitir a delimitação de grupos de seqüências que correspondem aproximadamente ao nível de espécie ou ligeiramente acima. Ainda, corresponde ao maior e mais geograficamente diverso banco de sequências disponíveis de Glomeromycota nas plataformas de dados, principalmente utilizando-se os primers NS31 e AML2 (LEE; LEE; YOUNG, 2008; ÖPIK et al., 2013, 2014).

Apesar do foco deste trabalho ser sobre os padrões de distribuição das comunidades de FMA ao longo de transecto de 800 km, em áreas de Mata Atlântica,

é notável que a grande maioria das sequências pertence ao gênero *Glomus latu senso*. A predominância desse gênero se dá provavelmente por dois motivos: primeiro, muitas espécies pertencentes a esse gênero produzem grandes quantidades de hifas e esporos intrarradicais (contendo grandes quantidades de DNA) e, portanto, pode fornecer um sinal de DNA desproporcional, como por exemplo *G. intraradices*; e segundo, o par de primers escolhidos podem ter influenciado no resultado, uma vez que ainda há disponível um que contemple a todas ordens e famílias de forma igualitária (KOHOUT et al., 2014).

As variáveis espaciais (distâncias geográficas e áreas) e os tipos de vegetação, solo e clima, de acordo com a ordenação NMDS, foram os responsáveis por modelar a distribuição das comunidades de FMA presentes em áreas remanescentes de Mata Atlântica no Nordeste do Brasil. Isso sugere que a composição das comunidades de FMA resulta dos filtros ambientais impostos, como consequência dos efeitos cumulativos de processos estocásticos e determinísticos locais, mais do que por limitação de dispersão, como já evidenciado por KIVLIN et al. (2014) e VÁLYI et al. (2016). De acordo com CARUSO; POWELL; RILLIG (2012), a proporção dos processos determinísticos e estocásticos envolvidos na formação das comunidades de FMA depende do contexto ambiental. Uma forma simples de mensurar qual dos processos está exercendo maior influência como *driver* das comunidades é testar as dissimilaridades (β -diversidade) observadas quanto à hipótese nula. Assim, se a estrutura e dinâmica da comunidade for moldada primariamente por processos estocásticos, a composição observada não deve diferir quanto às expectativas com base na montagem da comunidade aleatória. Já se o filtro ambiental é o processo que mais influencia deterministicamente, os táxons coexistentes devem ser mais relacionados e o *turnover* maior ou menor do que o esperado pelo acaso (SCHIMANN et al., 2016).

Da mesma forma, quando aplicados às comunidades de FMA, os dados se mostram consistentes com a neutralidade ou divergem ou convergem em relação aos níveis de dissimilaridade composicional esperados sob neutralidade (CARUSO; POWELL; RILLIG, 2012; POWELL; BENNETT, 2015). Nesse estudo, observamos que houve divergência entre os dados de dissimilaridade das comunidades de FMA observados e previstos sob neutralidade, para ambos os manejos das Unidades de Conservação de Mata Atlântica. É estabelecido que a divergência ocorre em sistemas onde o efeito da dispersão limitada é subjugado por perturbação antropogênica ou por

extrema heterogeneidade biológica e ambiental (CARUSO; POWELL; RILLIG, 2012). Ambos os fatos poderiam explicar os resultados aqui encontrados. Primeiramente, pelo espectro do trabalho ter sido em nível regional, os ambientes inevitavelmente mudam significativamente quanto às características vegetacionais e climáticas, como mostrado previamente pelas ordenações. E segundo, o fato das comunidades ativas de FMA não ter diferido nas áreas protegidas sob diferentes manejos, quando se sabe que os FMA são indicadores de qualidade do solo, sugere que há impacto antropogênico aparente. Isso porque as áreas sob a categoria de uso-sustentável enfrentam maiores pressões demográfica, econômica e política do que as de proteção-integral em geral.

Neste estudo, realizado em grande escala regional, quantificamos simultaneamente a contribuição relativa de fatores bióticos, abióticos e espaciais ao padrão biogeográfico dos FMA. Descobrimos que a distribuição dos FMA na Mata Atlântica brasileira foi moldado principalmente por mudanças espaciais, vegetacionais e climáticas, os quais portanto, atendiam principalmente a processos determinísticos. A detecção e a caracterização da biogeografia dos FMA em Unidades de Conservação pode contribuir para aumento da conscientização da importância desses locais como reservas genéticas ou repositórios para conservação de longo prazo e manutenção de simbiontes micorrízicos em seus habitats naturais.

5.4 *Acaulospora papillosa*, UM NOVO FMA DA FLORESTA ATLÂNTICA DO NORDESTE DO BRASIL

Acaulospora papillosa pode ser facilmente distinguida morfológicamente de todas as outras espécies de *Acaulospora* pela combinação de fatores como formação, cor e tamanho dos esporos além da superfície rugosa dos esporos que consiste em inúmeras papilas formadas sobre a camada mais externa da parede do esporo. Não existem outras espécies neste gênero com a mesma estrutura e tamanho semelhante dos esporos, *Acaulospora spinosa* e *A. spinosissima* tem esporos maiores do que *A. papillosa* e espinhos persistentes sobre a camada mais externa da parede dos esporos em vez de papilas rugosas evanescentes semipersistentes (OEHL et al., 2014). *Acaulospora ignota* tem verrugas, mas estas são formadas na superfície da segunda parede exterior dos esporos (BŁASZKOWSKI; CHWAT; GÓRALSKA, 2015)

e não na camada mais externa como encontrado em *A. papillosa*. Filogeneticamente, todas estas espécies formam clados bem separados do clado *A. papillosa*.

Além de *A. papillosa*, duas outras espécies de *Acaulospora* apresentam superfícies rugosas na família Acaulosporaceae: *A. dilatata* e *A. rugosa*. Contudo, *A. dilatata* forma sáculo esporífero maior do que *A. papillosa*, e esporos também maiores, os quais são cobertos com pequenos buracos, enquanto *A. rugosa* apresenta superfície rugosa que forma sulcos profundos de 2-10 µm em ácido láctico e Lactofenol (MORTON, 1986). Curiosamente, estas duas espécies, *A. dilatata* e *A. rugosa*, se agrupam no mesmo clado filogenético de *Acaulospora* como *A. papillosa* (Figuras 15-16). *Acaulospora rugosa* mostrou 92% e 96% de identidade com *A. papillosa* na análise BLASTn para sequências de ITS e LSU rDNA, respectivamente, enquanto para *A. dilatata* a identidade máxima foi de 96% para o LSU rDNA.

Acaulospora rugosa foi originalmente isolada a partir de solos com baixo pH numa mina de carvão abandonada em West Virginia (EUA), associada com *Andropogon virginicus* (MORTON, 1986). O autor apresentou algumas dúvidas sobre a identidade da espécie, quando comparada com *A. morrowiae* (<http://invam.wvu.edu/the-fungi/classification/acaulosporaceae/acaulospora/rugosa>). Nosso isolado de *A. rugosa* também se originou a partir de um ambiente ácido, mas a partir de sedimentos rizosféricos do lago Drivenesvatn, na Noruega. O isolado, embora proveniente de um habitat diferente, apresenta morfologia dos esporos idêntica ao do protólogo da *A. rugosa*. Nós fornecemos dados morfológicos dos esporos de *A. rugosa* em fotografias a cores e as primeiras sequências de *A. rugosa*. Nossas análises filogenéticas, morfológicas e moleculares indicam fortemente que *A. rugosa* não é sinónimo de *A. morrowiae* (SCHENCK et al., 1984).

O novo fungo foi isolado e cultivado a partir de coleta de solo em uma Reserva Biológica do Domínio Mata Atlântica, em Pernambuco (Nordeste do Brasil). Esse é um exemplo da diversidade inexplorada dos FMAs especialmente em áreas protegidas e da necessidade de proteger esses 'hotspots' para conservação da diversidade de FMA *in-situ*, apoiado pelas conclusões de Turrini et al. (2010) e Ohsowski et al. (2014). É também um exemplo de que esses ambientes naturais devem ser estudados mais profundamente quanto à diversidade de FMAs, ainda pouco conhecida (OHSOWSKI et al., 2014; SUDOVÁ et al., 2015).

6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) são microrganismos simbióticos que vivem em associação com membros de quase todas as famílias de plantas vasculares (BONFANTE; GENRE, 2010). Considerado um grupo ecológico chave para a manutenção dos ecossistemas terrestres, sua atividade contribui para manter a diversidade de plantas influenciando a composição, a variabilidade e a produtividade dos hospedeiros (VAN DER HEIJDEN et al., 1998a, 2015a). Os padrões de distribuição e os possíveis fatores determinantes da composição das comunidades de FMA em relação a *hotspots* de biodiversidade como a Mata Atlântica, e também, a ambientes neotropicais ameaçados, como a Ilha de Fernando de Noronha, ainda são lacunas no conhecimento que precisam ser elucidadas.

Apesar de métodos moleculares (baseados em DNA, como por exemplo ÖPIK; DAVISON, 2016) terem sido incorporados recentemente aos estudos taxonômicos e ecológicos dos FMA, os métodos morfológicos de identificação permanecem importantes e informativos como evidenciado neste trabalho.

No primeiro tópico, que aborda as comunidades de FMA em duas Unidades de Conservação na Ilha de Fernando de Nononha, os resultados sugerem que a atividade dos FMA é afetada pelas práticas de manejo e que a perturbação ambiental combinada com a dominância de uma espécie de planta invasora (*L. Leucocephala*) pode promover mudanças na atividade dos FMA. No entanto, a comunidade de FMA não foi significativamente afetada pelas práticas de manejo e isso provavelmente se deve ao processo de homogeneização que vem ocorrendo na biota das florestas tropicais.

O segundo tópico trata da abordagem morfológica das comunidades de FMA em dez Unidades de Conservação ao longo de um transecto de 800 km, no Nordeste Brasileiro. Os resultados revelam que as práticas de manejo parecem influenciar a diversidade e a estrutura geral das comunidades de FMA ao reduzir a β -diversidade nas áreas sob uso-sustentável. E de acordo com a abordagem molecular, proveniente do sequenciamento Illumina Miseq, os dados de dissimilaridade das comunidades de FMA foram divergentes quanto aos previstos sob neutralidade, indicando algum tipo de perturbação antropogênica ou extrema heterogeneidade biológica e ambiental. Foi possível também concluir que as variáveis espaciais (distâncias geográficas e áreas) e os tipos de vegetação, solo e clima são responsáveis por modelar regionalmente a

distribuição das comunidades de FMA em áreas remanescentes de Mata Atlântica no Nordeste do Brasil.

A caracterização dos FMA em Unidades de Conservação no Nordeste Brasileiro revelou um padrão até então desconhecido de distribuição das comunidades, assim como oito novas ocorrências de morfoespécies para o Bioma Floresta Tropical Úmida, 22 possíveis novos táxons virtuais para o banco de dados mundial MaarjAM (ÖPIK et al., 2010) e potenciais novas espécies, sendo uma dessas já descrita, publicada e apresentada no último tópico (*Acaulospora papillosa*). Os resultados gerados nesse estudo, bem como as sequências ambientais registradas serão incorporadas às plataformas públicas de dados disponíveis e certamente terão um papel decisivo nos trabalhos que tentam elucidar os padrões globais de distribuição dos Glomeromycota, visto que existe uma grande lacuna de conhecimento para a América do Sul.

Os dados gerados neste trabalho também poderão subsidiar políticas de preservação e auxiliar na implementação de planos de manejo que contemplem ações voltadas à recuperação de ambientes em áreas protegidas de Mata Atlântica, através da identificação de áreas mais prioritárias e adoção de medidas de conservação e/ou recuperação das áreas.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AHULU, E. M.; ANDOH, H.; NONAKA, M. Host-related variability in arbuscular mycorrhizal fungal structures in roots of *Hedera rhombea*, *Rubus parvifolius*, and *Rosa multiflora* under controlled conditions. **Mycorrhiza**, v. 17, n. 2, p. 93–101, 2007.
- AL-KARAKI, G.; MCMICHAEL, B.; ZAK, J. Field response of wheat to arbuscular mycorrhizal fungi and drought stress. **Mycorrhiza**, v. 14, n. 4, p. 263–269, 2004.
- ALGUACIL, M. M.; ROLDÁN, A.; TORRES, M. P. Assessing the diversity of AM fungi in arid gypsophilous plant communities. **Environmental Microbiology**, v. 11, n. 10, p. 2649–2659, 2009.
- ALTSCHUL, S. F. et al. Basic local alignment search tool. **Journal of molecular biology**, v. 215, n. 3, p. 403–10, 1990.
- AN, G. H. et al. Community structure of arbuscular mycorrhizal fungi associated with pioneer grass species *Miscanthus sinensis* in acid sulfate soils: Habitat segregation along pH gradients. **Soil Science and Plant Nutrition**, v. 54, n. 4, p. 517–528, 2008.
- AVIO, L. et al. Genetic and phenotypic diversity of geographically different isolates of *Glomus mosseae*. **Canadian journal of microbiology**, v. 55, n. 3, p. 242–253, 2009.
- BAAR, J. et al. Molecular analysis of AMF diversity in aquatic macrophytes: A comparison of oligotrophic and ultra-oligotrophic lakes. **Aquatic Botany**, v. 94, n. 2, p. 53–61, 2011.
- BAHRAM, M.; PEAY, K. G.; TEDERSOO, L. Local-scale biogeography and spatiotemporal variability in communities of mycorrhizal fungi. **New Phytologist**, v. 205, n. 4, p. 1454–1463, 2015.
- BÁLINT, M. et al. An Illumina metabarcoding pipeline for fungi. **Ecology and Evolution**, v. 4, n. 13, p. 2642–2653, 2014.
- BARBOSA, M. R. D. V et al. Checklist of the vascular plants of the Guaribas Biological Reserve, Paraíba, Brazil. **Revista Nordestina de Biologia**, v. 20, n. 2, p. 79–106, 2011.
- BASELGA, A.; ORME, C. D. L. Betapart: An R package for the study of beta diversity. **Methods in Ecology and Evolution**, v. 3, n. 5, p. 808–812, 2012.
- BECK, S. et al. The role of stochasticity differs in the assembly of soil- and root-associated fungal communities. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 80, p. 18–25, 2015.
- BEDINI, S. et al. Changes in soil aggregation and glomalin-related soil protein content as affected by the arbuscular mycorrhizal fungal species *Glomus mosseae* and *Glomus intraradices*. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 41, n. 7, p. 1491–1496, 2009.
- BENSUSAN, N. **Conservação da Biodiversidade Em Áreas Protegidas**. Rio de

Janeiro: FGV, 2006.

BEVER, J. D. et al. Arbuscular Mycorrhizal Fungi: More Diverse than Meets the Eye, and the Ecological Tale of Why. **BioScience**, v. 51, n. 11, p. 923–932, 2001.

BLANKINSHIP, J. C.; NIKLAUS, P. A.; HUNGATE, B. A. A meta-analysis of responses of soil biota to global change. **Oecologia**, v. 165, p. 553–565, 2011.

BŁASZKOWSKI, J.; CHWAT, G.; GÓRALSKA, A. *Acaulospora ignota* and *Claroideoglossum hanlinii*, two new species of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota) from Brazil and Cuba. **Mycological Progress**, v. 14, n. 4, 2015.

BODDINGTON, C. L.; DODD, J. C. The effect of agricultural practices on the development of indigenous arbuscular mycorrhizal fungi. I. Field studies in an Indonesian ultisol. **Plant and Soil**, v. 218, p. 137–144, 2000.

BONFANTE, P.; GENRE, A. Mechanisms underlying beneficial plant-fungus interactions in mycorrhizal symbiosis. **Nature communications**, v. 1, n. 4, p. 48, 2010.

BONFIM, J. A. et al. Diversity of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in a Brazilian Atlantic Forest Toposequence. **Microbial Ecology**, v. 71, n. 1, p. 164–177, 2016.

BONFIM, J. A. A. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi in the Brazilian Atlantic forest: A gradient of environmental restoration. **Applied Soil Ecology**, v. 71, p. 7–14, 2013.

BOYER, F. et al. obitools: A unix-inspired software package for DNA metabarcoding. **Molecular Ecology Resources**, v. 16, n. 1, p. 176–182, 2016.

BRADFORD, M. A. Good dirt with good friends. **Nature news & Views**, v. 6, n. 3, p. 486–487, 2014.

BRASIL. **Plano de Manejo do PARNA Marinho de Fernando de Noronha**. IBAMA/FUNATURA. 253p, 1990.

BRASIL. SNUC - Sistema nacional de unidades de conservação. In: **Cadernos da Reserva da Biosfera da Mata Atlântica: série conservação e áreas protegidas**. 2ª edição ampliada, p. 76, 2000.

BRASIL. **Plano de manejo da APA de Fernando de Noronha - Rocas - São Pedro e São Paulo**. Disponível em: <<http://www.icmbio.gov.br/portal/biodiversidade/unidades-de-conservacao/biomas-brasileiros/marinho/unidades-de-conservacao-marinho/2242-apa-de-fernando-de-noronha.html>>.

BRASIL. Plano de Manejo Reserva Biológica Saltinho-PE. **Ministério do Meio Ambiente**, v. Brasília, 2008.

BRASIL. **Plano de Manejo Área de Proteção Ambiental Barra do Rio Mamanguape**. Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio), Brasília, DF, 2014.

BREARLEY, F. Q. et al. Arbuscular mycorrhizal community structure on co-existing tropical legume trees in French Guiana. **Plant and Soil**, p. 1–13, 2016.

BRUNDRETT, M. C. Mycorrhizal associations and other means of nutrition of vascular plants: Understanding the global diversity of host plants by resolving conflicting information and developing reliable means of diagnosis. **Plant and Soil**, v. 320, n. 1–2, p. 37–77, 2009.

BRUNDRETT, M. C.; ASHWATH, N. Glomeromycotan mycorrhizal fungi from tropical Australia III. Measuring diversity in natural and disturbed habitats. **Plant and Soil**, v. 370, n. 1–2, p. 419–433, 21 fev. 2013.

BRUNER, A. G. et al. Effectiveness of Parks in Protecting Tropical Biodiversity. **Science (New York, N.Y.)**, v. 291, n. January, p. 125–128, 2001.

CACERES, M. D. M. DE; JANSEN, F.; CACERES, M. D. M. DE. Package “indicspecies”. **Probability.ca**, p. 1–16, 2011.

CÂMARA, I. DE G. Brief history of conservation in the Atlantic Forest. In: **The Atlantic Forest of South America : biodiversity status, threats, and outlook**. [s.l: s.n.]. p. 31–42.

CARDOSO DA SILVA, J. M.; TABARELLI, M. Tree species impoverishment and the future flora of the Atlantic forest of northeast Brazil. **Nature**, v. 404, n. 6773, p. 72–4, 2000.

CARRENHO, R.; GOMES-DA-COSTA, S. M. Environmental degradation impact on native communities of arbuscular mycorrhizal fungi in an urban fragment of semideciduous plateau forest. **Acta Botanica Brasilica**, v. 25, n. 2, p. 373–379, 2011.

CARUSO, T.; POWELL, J. R.; RILLIG, M. C. Compositional divergence and convergence in local communities and spatially structured landscapes. **PLoS ONE**, v. 7, n. 4, p. 1115–1124, 2012.

CARVALHO, M. C. D. C. G. DE; SILVA, D. C. G. DA. Sequenciamento de DNA de nova geração e suas aplicações na genômica de plantas. **Ciência Rural**, v. 40, n. 3, p. 735–744, 2010.

CASTILLO, C. G. et al. Diversity of mycorrhizal plant species and arbuscular mycorrhizal fungi in evergreen forest , deciduous forest and grassland ecosystems of Southern Chile. **Journal of Applied Botany and Food Quality**, v. 47, p. 40–47, 2006.

CHAGNON, P. L. et al. A trait-based framework to understand life history of mycorrhizal fungi. **Trends in Plant Science**, v. 18, n. 9, p. 484–491, 2013.

CHAPE, S. et al. Measuring the extent and effectiveness of protected areas as an indicator for meeting global biodiversity targets. **Philosophical transactions of the Royal Society of London. Series B, Biological sciences**, v. 360, n. 1454, p. 443–455, 2005.

CHARNEY, N.; RECORD, S. Jost Diversity Measures for Community Data. Package “vegetarian”. **R package 2.3-3**, p. Available at: cran.r-project.org/web/packages/veget, 2015.

CHAUDHARY, V. B. et al. Multiscale patterns of arbuscular mycorrhizal fungal abundance and diversity in semiarid shrublands. **Fungal Ecology**, v. 12, n. C, p. 32–43, 2014.

CHENG, Y. et al. Ninety-year-, but not single, application of phosphorus fertilizer has a major impact on arbuscular mycorrhizal fungal communities. **Plant and Soil**, v. 365, n. 1–2, p. 397–407, 2013.

COLLINS, C. D.; FOSTER, B. L. Community-level consequences of mycorrhizae depend on phosphorus availability. **Ecology**, v. 90, n. 9, p. 2567–2576, 2009.

COTTON, T. E. A. et al. Fungi in the future: Interannual variation and effects of atmospheric change on arbuscular mycorrhizal fungal communities. **New Phytologist**, v. 205, n. 4, p. 1598–1607, 2015.

CPRH. Revisão do plano de manejo da Área de Proteção Ambiental (APA) de Guadalupe. **Agência Estadual de Meio Ambiente**, n. 81, p. 387, 2010.

DA SILVA, D. K. A. et al. The community of arbuscular mycorrhizal fungi in natural and revegetated coastal areas (Atlantic Forest) in northeastern Brazil. **Biodiversity and Conservation**, v. 24, n. 9, p. 2213–2226, 2015.

DAVISON, J. et al. Global assessment of arbuscular mycorrhizal fungus diversity reveals very low endemism. **Science**, v. 127, n. 6251, p. 970–973, 2015.

DE OLIVEIRA FREITAS, R. et al. Arbuscular mycorrhizal fungal communities along a pedo-hydrological gradient in a Central Amazonian terra firme forest. **Mycorrhiza**, v. 24, n. 1, p. 21–32, 2014.

DE SOUZA, F. A. et al. PCR-Denaturing Gradient Gel Electrophoresis Profiling of Inter- and Intraspecific 18S rRNA Gene Sequence Heterogeneity Is an Accurate and Sensitive Method To Assess Species Diversity of Arbuscular Mycorrhizal Fungi of the Genus. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 70, n. 3, p. 1413–1424, 2004.

DEFRIES, R. et al. Increasing isolation of protected areas in tropical forests over the past twenty years. **Ecological Applications**, v. 15, n. 1, p. 19–26, fev. 2005.

DICKIE, I. A. et al. Evolving insights to understanding mycorrhizas. **New Phytologist**, v. 205, n. 4, p. 1369–1374, 2015.

DICKIE, I. A.; FITZJOHN, R. G. Using terminal restriction fragment length polymorphism (T-RFLP) to identify mycorrhizal fungi: A methods review. **Mycorrhiza**, v. 17, n. 4, p. 259–270, 2007.

DOCILE, T. N. et al. Macroinvertebrate diversity loss in urban streams from tropical

forests. **Environmental Monitoring and Assessment**, v. 188, n. 4, p. 237, 2016.

DRIGO, B. et al. Shifting carbon flow from roots into associated microbial communities in response to elevated atmospheric CO₂. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v. 107, n. 24, p. 10938–42, 2010.

ECOA. Animais e plantas do parque metropolitano de pituaçu. **Centro de Ecologia e Conservação Animal**, 2010.

EDGAR, R. C. et al. UCHIME improves sensitivity and speed of chimera detection. **Bioinformatics**, v. 27, n. 16, p. 2194–2200, 2011.

EGAN, C.; LI, D. W.; KLIRONOMOS, J. Detection of arbuscular mycorrhizal fungal spores in the air across different biomes and ecoregions. **Fungal Ecology**, v. 12, p. 26–31, 2014.

EMBRAPA. **Manual de Métodos de Análise de Solo**. 2. ed. Rio de Janeiro: Centro Nacional de Pesquisa de Solos, 1997.

ESTIMA, D. C. et al. Concession in tourism services and partnerships in the Marine National Park of Fernando de Noronha, Brazil. **Revista de Gestão Costeira Integrada**, v. 14, n. 2, p. 215–232, 2014.

EVELIN, H.; KAPOOR, R.; GIRI, B. Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress: A review. **Annals of Botany**, v. 104, n. 7, p. 1263–1280, 2009.

FITTER, A. H.; HELGASON, T.; HODGE, A. Nutritional exchanges in the arbuscular mycorrhizal symbiosis: Implications for sustainable agriculture. **Fungal Biology Reviews**, v. 25, n. 1, p. 68–72, 2011.

FURRAZOLA, E. et al. *Acaulospora herrerae*, a new pitted species in the Glomeromycetes from Cuba and Brazil. **Nova Hedwigia**, v. 97, n. 3–4, p. 401–413, 2013.

GALINDO-LEAL, C.; CÂMARA, I. G. Atlantic Forest hotspots status: an overview. In: **The Atlantic Forest of south america: biodiversity status, threats, and outlook**. Center for Applied Biodiversity Science e Island Press, Washington, D.C, p. 3–11, 2003.

GERDEMANN, J. W.; NICOLSON, T. H. Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 46, n. 2, p. 235–244, 1963.

GIANINAZZI, S. et al. Agroecology: The key role of arbuscular mycorrhizas in ecosystem services. **Mycorrhiza**, v. 20, n. 8, p. 519–530, 2010.

GIOVANNETTI, M.; MOSSE, B. An evaluation of techniques for measuring vesicular-arbuscular mycorrhizal infection in roots. **New Phytologist**, v. 84, n. 3, p. 489–500, 1980.

GOMES, L. A. et al. **Flora do Refúgio de Vida Silvestre Mata do Junco, Sergipe**. 64º Congresso Nacional de Botânica, 2013

GOMES, S. D. P.; TRUFEM, S. F. B. Fungos Micorrízicos Arbusculares (Glomales, Zygomycota) na Ilha dos Eucaliptos. **Acta Botanica Brasilica**, v. 12, n. 49, p. 393–401, 1998.

GORZELAK, M. A.; HAMBLETON, S.; MASSICOTTE, H. B. Community structure of ericoid mycorrhizas and root-associated fungi of *Vaccinium membranaceum* across an elevation gradient in the Canadian Rocky Mountains. **Fungal Ecology**, v. 5, n. 1, p. 36–45, 2012.

GUADARRAMA, P.; ÁLVAREZ-SÁNCHEZ, F. J. Abundance of arbuscular mycorrhizal fungi spores in different environments in a tropical rain forest , Veracruz , Mexico. **Mycorrhiza**, v. 8, p. 267–270, 1999.

GUIMARÃES, A. L. O desafio de Conservar e Recuperar a Mata Atlântica: Construindo Corredores de Biodiversidade. In: BATISTA, E.; CAVALCANTI, R. B.; FUJIHARA, M. A. (Eds.) **Caminhos da Sustentabilidade no Brasil**. Terra das Artes, 2005. p. 247.

GUINDON, S.; GASCUEL, O. A simple, fast, and accurate algorithm to estimate large phylogenies by maximum likelihood. **Systematic Biology**, v. 52, n. 5, p. 696–704, 2003.

HART, M. M.; READER, R. J. Taxonomic basis for variation in the colonization strategy of arbuscular mycorrhizal fungi. **New Phytologist**, v. 153, p. 335–344, 2002.

HART, M. M.; READER, R. J. Do arbuscular mycorrhizal fungi recover from soil disturbance differently? **Tropical Ecology**, v. 45, n. 1 SPEC. ISS., p. 97–111, 2004.

HART, M. M.; READER, R. J.; KLIRONOMOS, J. N. Life-History Strategies of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in Relation to Their Successional Dynamics. **Mycologia**, v. 93, n. 6, p. 1186–1194, 2001.

HAZARD, C. et al. The role of local environment and geographical distance in determining community composition of arbuscular mycorrhizal fungi at the landscape scale. **The ISME journal**, v. 7, n. 3, p. 498–508, 2013.

HILDEBRANDT, U.; REGVAR, M.; BOTHE, H. Arbuscular mycorrhiza and heavy metal tolerance. **Phytochemistry**, v. 68, n. 1, p. 139-46, 2007.

HSIEH, T. C.; MA, K. H.; CHAO, A. iNEXT: An R package for interpolation and extrapolation in measuring species diversity. **Methods in Ecology and Evolution**, p. 1–18, 2016.

HUMPHREYS, C. P. et al. Mutualistic mycorrhiza-like symbiosis in the most ancient group of land plants. **Nature communications**, v. 1, n. 8, p. 103, 2010.

HUSBAND, R. et al. Molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi and patterns of host association over time and space in a tropical forest. **Molecular ecology**, v. 11,

n. 12, p. 2669–78, 2002.

IBAMA. **Plano de Manejo Reserva Biológica Guaribas**. Brasília, 520pp, 2003.

IBGE. **Atlas da Evolução dos Remanescentes Florestais e Ecossistemas Associados do Domínio da Mata Atlântica no Período 1985-1990**. Fundação S ed. São Paulo, 20pp, 1992.

IDEMA. Plano de manejo Parque Estadual Mata da Pipa. **Instituto de Desenvolvimento Sustentável e Meio Ambiente do RN**, p. 283, 2014.

IESB, I. D. E. S. D. S. D. B. **Levantamento da Cobertura Vegetal Nativa do Bioma Mata Atlântica**. Instituto ed. Brasília: Relatório final. PROBIO 03/2004, 2007.

ILLUMINA. Illumina sequencing technology. **Technology Spotlight: Illumina Sequencing**, p. 1–5, 2010.

IUCN. **IUCN Red List of Threatened Species**. Website: <www.iucnredlist.org>, Versão 2013.

JEFFRIES, P.; GIANINAZZI, S.; PEROTTO, S. The contribution of arbuscular mycorrhizal fungi in sustainable maintenance of plant health and soil fertility. **Biology and Fertility of Soils**, v. 37, p. 1–16, 2003.

JEFWA, J. M. et al. Influence of land use types on occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi in the high altitude regions of Mt. Kenya. **Tropical and Subtropical Agroecosystems**, v. 11, p. 277–290, 2009.

JENKINS, W. R. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. **Plant Disease Report**, v. 48, p. 692, 1964.

JOLY, C. A.; METZGER, J. P.; TABARELLI, M. Experiences from the Brazilian Atlantic Forest: Ecological findings and conservation initiatives. **New Phytologist**, v.204, n.3, p. 459–473, 2014.

KENNEDY, C., WILKINSON, J., BALCH, J. Conservation thresholds for land use planners. **Environmental Law Institute**, Washington, DC, 2003.

KIER, G. et al. A global assessment of endemism and species richness across island and mainland regions. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v. 106, n. 23, p. 9322–7, 2009.

KIVLIN, S. N. et al. Environmental filtering affects soil fungal community composition more than dispersal limitation at regional scales. **Fungal Ecology**, v. 12, n. C, p. 14–25, 2014.

KIVLIN, S. N.; HAWKES, C. V.; TRESEDER, K. K. Global diversity and distribution of arbuscular mycorrhizal fungi. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 43, n. 11, p. 2294–2303, 2011.

- KOHOUT, P. et al. Comparison of commonly used primer sets for evaluating arbuscular mycorrhizal fungal communities: Is there a universal solution? **Soil Biology and Biochemistry**, v. 68, p. 482–493, 2014.
- KOSKE, R. E.; GEMMA, J. N. Arbuscular mycorrhizal fungi in Hawaiian sand dunes: Island of Kaua'i. **Pacific Science**, v. 50, n. 1, p. 36–45, 1996.
- KOSKE, R. E.; HALVORSON, W. L. Mycorrhizal Associations of Selected Plant Species from San Miguel Island, Channel Islands National Park, California. **Pacific Science**, v. 43, n. 1, p. 32–40, 1989.
- KOWALCHUK, G. A.; DE SOUZA, F. A.; VAN VEEN, J. A. Community analysis of arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Ammophila arenaria* in Dutch coastal sand dunes. **Molecular Ecology**, v. 11, n. 3, p. 571–581, 2002.
- KRÜGER, M. et al. DNA-based species level detection of Glomeromycota: One PCR primer set for all arbuscular mycorrhizal fungi. **New Phytologist**, v. 183, n. 1, p. 212–223, 2009.
- LANDIM, M. F. et al. Floristic characterization of an Atlantic Rainforest remnant in Southern Sergipe: Crasto forest. **Biota Neotropica**, v. 15, n. 1, p. 1–16, 2015.
- LANFRANCO, L. et al. A combined morphological and molecular approach to characterize isolates of arbuscular mycorrhizal fungi in *Gigaspora* (Glomales). **New Phytologist**, v. 152, n. 1, p. 169–179, 2001.
- LARKIN, M. A. et al. Clustal W and Clustal X version 2.0. **Bioinformatics**, v. 23, n. 21, p. 2947–2948, 2007.
- LEAL, P. L.; SIQUEIRA, J. O.; STÜRMER, S. L. Switch of tropical Amazon forest to pasture affects taxonomic composition but not species abundance and diversity of arbuscular mycorrhizal fungal community. **Applied Soil Ecology**, v. 71, p. 72–80, 2013.
- LEE, J.; LEE, S.; YOUNG, J. P. W. Improved PCR primers for the detection and identification of arbuscular mycorrhizal fungi. **Fems Microbiology Ecology**, v. 65, n. 2, p. 339–349, 2008.
- LEGENDRE, P.; GALLAGHER, E. D. Ecologically meaningful transformations for ordination of species data. **Oecologia**, v. 129, n. 2, p. 271–280, 2001.
- LEIBOLD, M. A. et al. The metacommunity concept: A framework for multi-scale community ecology. **Ecology Letters**, 2004.
- LEKBERG, Y. et al. Importance of dispersal and thermal environment for mycorrhizal communities: lessons from Yellowstone National Park. **Ecology**, v. 92, n. 6, p. 1292–302, 2011.
- LEKBERG, Y. et al. Severe plant invasions can increase mycorrhizal fungal abundance and diversity. **The ISME journal**, v. 7, n. 7, p. 1424–33, 2013.

LEKBERG, Y.; WALLER, L. P. What drives differences in arbuscular mycorrhizal fungal communities among plant species? **Fungal Ecology**, p. 10–13, 2016.

LINDAHL, B. D. et al. Fungal community analysis by high-throughput sequencing of amplified markers--a user's guide. **The New phytologist**, v. 199, n. 1, p. 288–99, 2013.

LIU, L. et al. Comparison of next-generation sequencing systems. **Journal of Biomedicine and Biotechnology**, v. 2012, p.1–11, 2012.

LÔBO, D. et al. Forest fragmentation drives Atlantic forest of northeastern Brazil to biotic homogenization. **Diversity and Distributions**, v. 17, n. 2, p. 287–296, 2011.

LOVELOCK, C. E.; ANDERSEN, K.; MORTON, J. B. Arbuscular mycorrhizal communities in tropical forests are affected by host tree species and environment. **Oecologia**, v. 135, n. 2, p. 268–79, 2003.

MACARTHUR, R. H.; WILSON, E. O. **The theory of island biogeography**. Princeton, NJ: Princeton University Press, p. 224, 1967.

MAGNAGO, L. F. S. et al. Functional attributes change but functional richness is unchanged after fragmentation of Brazilian Atlantic forests. **Journal of Ecology**, v. 102, n. 2, p. 475–485, 2014.

MAGURRAN, A. E. Ecological diversity and its measurements. **Princeton University Press. New Jersey.**, p. 177pp., 1988.

MAHÉ, F. et al. Swarm: robust and fast clustering method for amplicon-based studies. **PeerJ**, v. 2, p. e593, 2014.

MANGAN, S. A. et al. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi across a fragmented forest in Panama: Insular spore communities differ from mainland communities. **Oecologia**, v. 141, n. 4, p. 687–700, 2004.

MATEKWOR AHULU, E. et al. Cooccurring plants forming distinct arbuscular mycorrhizal morphologies harbor similar AM fungal species. **Mycorrhiza**, v. 17, n. 1, p. 37–49, 2006.

MCGEE, P. A. et al. Survival of used propagules fungi to in grow soils of arbuscular in eastern mycorrhizal Australia cotton. **New Phytologist**, v. 135, n. 4, p. 773–780, 1997.

MCMURDIE, P. J.; HOLMES, S. Phyloseq: a bioconductor package for handling and analysis of high-throughput phylogenetic sequence data. **Pacific Symposium on Biocomputing. Pacific Symposium on Biocomputing**, p. 235–246, 2012.

MELLO, C. M. A. et al. *Paraglomus pernambucanum* sp. nov. and *Paraglomus bolivianum* comb. nov., and biogeographic distribution of *Paraglomus* and *Pacispora*. **Journal of applied botany and food quality**, v. 86, p. 113–125, 2013.

MELLO, T. J.; OLIVEIRA, A. A. DE. Making a Bad Situation Worse: An Invasive

Species Altering the Balance of Interactions between Local Species. **PloS one**, v. 11, n. 3, p. 1–17, 2016.

MELO, C. D. et al. Species composition of arbuscular mycorrhizal fungi differ in semi-natural and intensively managed pastures in an isolated oceanic island (Terceira, Azores). **Symbiosis**, v. 64, n. 2, p. 73–85, 2014.

MERGULHÃO, A. C. DO E. S. et al. Potencial de infectividade de fungos micorrízicos arbusculares em áreas nativas e impactadas por mineração gesseira no semi-árido brasileiro. **Hoehnea**, v. 34, n. 3, p. 341–348, 2007.

MESQUITA, C. A. B.; COLE, A. S.; LEITE, A. O papel do setor florestal na conservação da biodiversidade na Mata Atlântica. In: **Biodiversidade: para comer, vestir ou passar no cabelo? Para mudar o mundo!** Editora Peirópolis, p. 175–193, 2006.

MILNE, I. et al. TOPALi: Software for automatic identification of recombinant sequences within DNA multiple alignments. **Bioinformatics**, v. 20, n. 11, p. 1806–1807, 2004.

MITTERMEIER, R. A. et al. A Brief History of Biodiversity Conservation in Brazil. **Conservation Biology**, v. 19, n. 3, p. 601–607, 2005.

MITTERMEIER, R. A. et al. Global Biodiversity Conservation: The Critical Role of Hotspots. In: **Biodiversity Hotspots**. Springer Berlin Heidelberg p. 3–22, 2011.

MOORA, M. et al. Anthropogenic land use shapes the composition and phylogenetic structure of soil arbuscular mycorrhizal fungal communities. **FEMS Microbiology Ecology**, v. 90, n. 3, p. 609–621, 2014.

MORELLATO, L. P. C.; HADDAD, C. F. B. Introduction: The Brazilian Atlantic Forest. **Biotropica**, v. 32, p. 786–792, 2000.

MORLEY, R. J. **Origin and evolution of tropical rain forests**. John Wiley & Sons, 378pp., 2000.

MORTON, J. B. Three New Species of *Acaulospora* (Endogonaceae) from High Aluminum, Low pH Soils in West Virginia. **Mycologia**, v. 78, n. 4, p. 641–648, 1986.

MOSSE, B. The establishment of vesicular-arbuscular mycorrhiza under aseptic conditions. **Journal of general microbiology**, v. 27, n. 1062, p. 509–520, 1962.

MUSOKO, M.; LAST, F. T.; MASON, P. A. Populations of spores of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in undisturbed soils of secondary semideciduous moist tropical forest in Cameroon. **Forest Ecology and Management**, v. 63, p. 359–377, 1994.

MUYZER, G.; DE WAAL, E. C.; UITTERLINDEN, A. G. Profiling of complex microbial populations by denaturing gradient gel electrophoresis analysis of polymerase chain reaction-amplified genes coding for 16S rRNA. **Applied and Environmental**

Microbiology, v. 59, n. 3, p. 695–700, 1993.

MYERS, N. et al. Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Nature**, v. 403, n. 6772, p. 853–8, 24 2000.

ODUM, E. P. **Fundamentos de Ecologia** Editora Guanabara, 2007.

OEHL, F. et al. Impact of Land Use Intensity on the Species Diversity of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in Agroecosystems of Central Europe Impact of Land Use Intensity on the Species Diversity of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in Agroecosystems of Central Europe. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 69, n. 5, p. 2816, 2003.

OEHL, F. et al. at fungi of arbuscular mycorrhizal structure Community in extensively soil and intensively different depths managed agroecosystems. **New Phytologist**, v. 165, p. 273–283, 2005.

OEHL, F. et al. Advances in Glomeromycota taxonomy and classification. **IMA Fungus**, v. 2, n. 2, p. 191–199, 2011a.

OEHL, F. et al. Succession of arbuscular mycorrhizal communities in the foreland of the retreating Morteratsch glacier in the Central Alps. **Pedobiologia**, v. 54, n. 5–6, p. 321–331, 2011b.

OEHL, F. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi as bio-indicators in Swiss agricultural soils. **Agrarforschung Schweiz**, v. 2, n. 7–8, p. 304–311, 2011c.

OEHL, F. et al. *Acaulospora nivalis*, a new fungus in the Glomeromycetes, characteristic for high alpine and nival altitudes of the Swiss Alps. **Nova Hedwigia**, v. 95, n. 1–2, p. 105–121, 2012.

OEHL, F. et al. *Acaulospora spinosissima*, a new arbuscular mycorrhizal fungus from the Southern Guinea savanna in Benin. **Sydowia**, v. 66, n. 1, p. 29–42, 2014.

OEHL, F. et al. *Palaeospora spainii*, a new arbuscular mycorrhizal fungus from Swiss agricultural soils. **Nova Hedwigia**, v. 101, n. 1, p. 89–102, 2015.

OHSOWSKI, B. M. et al. Where the wild things are: Looking for uncultured Glomeromycota. **New Phytologist**, v. 204, n. 1, p. 171–179, 2014.

OKSANEN, J. et al. Vegan: community ecology package. **R package 2.3-3**, p. Available at:cran.r-project.org/web/packages/veget, 2016.

OLDROYD, G. E. D. Speak, friend, and enter: signalling systems that promote beneficial symbiotic associations in plants. **Nature reviews Microbiology**, v. 11, n. 4, p. 252–63, 2013.

OLIVEIRA, I. S. S. et al. Indicadores de sustentabilidade : diretrizes para a gestão do turismo na APA Litoral Sul de Sergipe. **Caderno Virtual de Turismo**, v. 8, 2008.

ÖPIK, M. et al. The online database MaarjAM reveals global and ecosystemic

distribution patterns in arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota). **New Phytologist**, v. 188, n. 1, p. 223–241, 2010.

ÖPIK, M. et al. Global sampling of plant roots expands the described molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi. **Mycorrhiza**, v. 23, n. 5, p. 411–30, jul. 2013.

ÖPIK, M. et al. DNA-based detection and identification of Glomeromycota : the virtual taxonomy of environmental sequences. **Botany**, v. 92, n. August 2013, p. 135–147, 2014.

ÖPIK, M.; DAVISON, J. Uniting species- and community-oriented approaches to understand arbuscular mycorrhizal fungal diversity. **Fungal Ecology**, 2016.

PALENZUELA, J. et al. *Septoglomus altomontanum*, a new arbuscular mycorrhizal fungus from mountainous and alpine areas in andalucía (southern Spain). **IMA Fungus**, v. 4, n. 2, p. 243–249, 2013.

PARNISKE, M. Arbuscular mycorrhiza: the mother of plant root endosymbioses. **Nature reviews Microbiology**, v. 6, n. 10, p. 763–75, 2008.

PAUDEL, S.; BAER, S. G.; BATTAGLIA, L. L. Arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) and success of *Triadica sebifera* invasion in coastal transition ecosystems along the northern Gulf of Mexico. **Plant and Soil**, v. 378, n. 1–2, p. 337–349, 2014.

PENNINGTON, R. T.; HUGHES, M.; MOONLIGHT, P. W. The Origins of Tropical Rainforest Hyperdiversity. **Trends in Plant Science**, v. 20, n. 11, p. 693–695, 2015.

PEREIRA, C. M. R. et al. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in Atlantic forest areas under different land uses. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 185, p. 245–252, 2014.

PEREIRA, M. DO S.; ALVES, R. R. DA N. Composição Florística de um remanescente de Mata Atlântica na Área de Proteção Ambiental Barra do Rio Mamanguape, Paraíba, Brasil. **Revista de Biologia e Ciências da Terra**, v. 6, n. 16, p. 357–366, 2006.

PHILLIPS, J. M.; HAYMAN, D. S. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 55, n. 1, p. 158–161, 1970.

PICONE, C. Diversity and Abundance of Arbuscular-Mycorrhizal Fungus Spores in Tropical Forest and Pasture. **Biotropica**, v. 32, n. 4, p. 734–750, 2000.

PINTO, L. P.; BRITO, M. C. W. Dinâmica da perda da biodiversidade na Mata Atlântica brasileira: uma introdução. In: GALINDO-LEAL, C.; CÂMARA, I. DE G. (Eds.) **Mata Atlântica: biodiversidade, ameaças e perspectivas**. São Paulo: Fundação SOS Mata Atlântica – Belo Horizonte: Conservação Internacional, 2005. p. 27–30.

PORTER, T. M.; GOLDING, G. B. Factors that affect large subunit ribosomal DNA amplicon sequencing studies of fungal communities: Classification method, primer choice, and error. **PLoS ONE**, v. 7, n. 4, 2012.

POWELL, J. R.; BENNETT, A. E. Unpredictable assembly of arbuscular mycorrhizal fungal communities. **Pedobiologia**, v. 59, n. 1, p. 11–15, 2015.

R DEVELOPEMENT CORE TEAM. R: A Language and Environment for Statistical Computing. **R Foundation for Statistical Computing**, v. 1, p. 409, 2015.

RIBEIRO, M. C. et al. The Brazilian Atlantic Forest: How much is left, and how is the remaining forest distributed? Implications for conservation. **Biological Conservation**, v. 142, n. 6, p. 1141–1153, jun. 2009.

RICKLEFS, R. E. **Econômia da Natureza**. 5. ed. Rio de Janeiro, Guanabara-Koogan, 2003.

RILLIG, M. C. et al. Large contribution of arbuscular mycorrhizal fungi to soil carbon pools in tropical forest soils. **Plant and Soil**, v. 233, n. 2, p. 167–177, 2001.

RODRIGUES, G. S. et al. Gestão Ambiental Territorial na Área de Proteção Ambiental da Barra do Rio Mamanguape (PB). **Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente**, p. 89, 2008.

ROESCH, L. et al. Pyrosequencing enumerates and contrasts soil microbial diversity. **The ISME Journal**, v. 1, n. 4, p. 283–290, 2007.

ROGNES, T. et al. VSEARCH: a versatile open source tool for metagenomics. **PeerJ Preprints**, v. 4, p. e2409v1, 2016.

RONAGHI, M. Pyrosequencing sheds light on DNA sequencing. **Genome Research**, v. 11, n. 1, p. 3–11, 2001.

RONAGHI, M.; UHLÉN, M.; NYRÉN, P. PyroSequencing: A DNA sequencing method based on real-time pyrophosphate detection. **Science**, v. 281, p. 363–365, 1998.

RONQUIST, F.; HUELSENBECK, J. P. MrBayes 3: Bayesian phylogenetic inference under mixed models. **Bioinformatics**, v. 19, n. 12, p. 1572–1574, 2003.

ROSENDAHL, S. Communities, populations and individuals of arbuscular mycorrhizal fungi. **The New phytologist**, v. 178, n. 2, p. 253–66, jan. 2008.

ROSIER, A. et al. A perspective on inter-kingdom signaling in plant–beneficial microbe interactions. **Plant Molecular Biology**, v. 90, n. 6, p. 537–548, 2016.

RUSSO, G. Biodiversity's bright spot. **Nature - Biodiversity**, v. 462, p. 266–269, 2009.

RYLANDS, A. B.; BRANDON, K. Uma breve história da conservação da biodiversidade no Brasil. **Megadiversidade**, v. 1, p. 14–21, 2005.

SANTOS, B. A. et al. Drastic erosion in functional attributes of tree assemblages in Atlantic forest fragments of northeastern Brazil. **Biological Conservation**, v. 141, n. 1, p. 249–260, 2008.

SANTOS, F. E. F. DOS; CARRENHO, R. Diversidade de fungos micorrízicos arbusculares em remanescente florestal impactado (Parque Cinquentenário - Maringá, Paraná, Brasil). **Acta Botanica Brasilica**, v. 25, n. 2, p. 508–516, 2011.

SCHALAMUK, S.; CABELLO, M. Arbuscular mycorrhizal fungal propagules from tillage and no-tillage systems: possible effects on Glomeromycota diversity. **Mycologia**, v. 102, n. 2, p. 261–268, 2010.

SCHENCK, N. C. et al. Several new and unreported vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi (Endogonaceae) from Colombia. **Mycologia (USA)**, v. 76, p.685-699, 1984.

SCHENCK, N. C.; PÉREZ, Y. **Manual for the Identification of Va Mycorrhizal Fungi**. 3rd. ed. Gainesville, FL: Synergistic Publications, 1990.

SCHIMANN, H. et al. Diversity and Structure of Fungal Communities in Neotropical Rainforest Soils: The Effect of Host Recurrence. **Microbial Ecology**, 2016.

SCHMIDT, P. A. et al. Illumina metabarcoding of a soil fungal community. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 65, p. 128–132, 2013.

SCHOCH, C. L. et al. Nuclear ribosomal internal transcribed spacer (ITS) region as a universal DNA barcode marker for Fungi. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v. 109, n. 16, p. 1–6, 2012.

SEMARH. Elaboração da proposta de zoneamento da Área De Proteção Ambiental Bonfim-Guarairá e definição de diretrizes para o plano de manejo. **Secretaria do Meio ambiente e dos Recursos Hídricos**, p. 375, 2014.

SERAFINI, T. Z.; FRANÇA, G. B. DE; ANDRIGUETTO-FILHO, J. M. Brazilian oceanic islands: known biodiversity and its relation to the history of human use and occupation. **Revista da Gestão Costeira Integrada**, v. 10, n. 3, p. 281–301, 2010.

SHI, Z. Y. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi associated with the Meliaceae on Hainan island, China. **Mycorrhiza**, v. 16, n. 2, p. 81–87, 2006.

SILVA, C. F. et al. Fungos micorrízicos arbusculares em áreas no entorno do parque estadual da serra do mar em Ubatuba (SP). **Revista Caatinga**, v. 19, n. 1, p. 1–10, 2006.

SIMARD, S. W. et al. Mycorrhizal networks: Mechanisms, ecology and modelling. **Fungal Biology Reviews**, v. 26, n. 1, p. 39–60, 2012.

SIMON, L.; LALONDE, M.; BRUNS, T. D. Specific amplification of 18S fungal ribosomal genes from vesicular- arbuscular endomycorrhizal fungi colonizing roots. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 58, n. 1, p. 291–295, 1992.

SIKES, B. A. When do arbuscular mycorrhizal fungi protect plant roots from pathogens? **Plant signaling & behavior**, v. 5, n. 6, p. 763–5, 2010.

SMITH, S. E. E.; READ, D. J. **Mycorrhizal Symbiosis**. 3° ed. Academic Press, Londres, 2008.

SMITH, T. B. A Role for Ecotones in Generating Rainforest Biodiversity. **Science**, v. 276, n. June, p. 1855–1857, 1997.

SOCOLAR, J. B. et al. How Should Beta-Diversity Inform Biodiversity Conservation? **Trends in Ecology and Evolution**, v. 31, n. 1, p. 67–80, 2015.

STEHMANN, J. R. et al. **Plantas da Floresta Atlântica**. Rio de Janeiro: Jardim Botânico do Rio de Janeiro, p. 516, 2009.

STUKENBROCK, E. H.; ROSENDAHL, S. Development and amplification of multiple co-dominant genetic markers from single spores of arbuscular mycorrhizal fungi by nested multiplex PCR. **Fungal genetics and biology : FG & B**, v. 42, n. 1, p. 73–80, jan. 2005.

STÜRMER, S. L.; BELLEI, M. M. Composition and seasonal variation of spore populations of arbuscular mycorrhizal fungi in dune soils on the island of Santa Catarina, Brazil. **Canadian Journal of Botany**, v. 72, p. 359–363, 1994.

STÜRMER, S. L.; SIQUEIRA, J. O. Species richness and spore abundance of arbuscular mycorrhizal fungi across distinct land uses in western Brazilian Amazon. **Mycorrhiza**, v. 21, n. 4, p. 255–67, 2011.

SUDOVÁ, R. et al. *Rhizoglossum melanum*, a new arbuscular mycorrhizal fungal species associated with submerged plants in freshwater lake Avsjøen in Norway. **Mycological Progress**, v. 14, n. 3, 2015.

SWOFFORD, D. L. Phylogenetic Analysis Using Parsimony. **Options**, v. 42, p. 294–307, 2003.

TABARELLI, M. et al. Challenges and Opportunities for Biodiversity Conservation in the Brazilian Atlantic Forest. **Conservation Biology**, v. 19, n. 3, p. 695–700, 2005.

TABARELLI, M. et al. Prospects for biodiversity conservation in the Atlantic Forest: Lessons from aging human-modified landscapes. **Biological Conservation**, v. 143, n. 10, p. 2328–2340, 2010.

TABARELLI, M.; MELO, M. DAS D. DE V. C.; LIRA, O. C. DE. A MATA ATLÂNTICA DO NORDESTE. In: CAMPANILI MPM (Ed.) **Mata Atlântica: uma rede pela floresta**. Atthaláia Gráfica e Editora Ltda, 2006. p. 149–164.

TEIXEIRA, W. **Arquipélago Fernando de Noronha: o paraíso do vulcão**. Terra Virgem Editora, 2003.

TERBORGH, J.; SCHAIK, C. VAN. Por que o mundo necessita de parques. In: TERBORGH, J. et al. (Eds.) **Tornando os parques eficientes. Estratégias para a conservação da natureza nos trópicos**. Curitiba: Fundação O Boticário, 2002. p.

25–36.

TRAVESET, A.; RICHARDSON, D. M. Mutualistic Interactions and Biological Invasions. **Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics**, v. 45, n. 1, p. 89–113, 2014.

TRESEDER, K. K.; TURNER, K. M. Glomalin in Ecosystems. **Soil Science Society of America Journal**, v. 71, n. 4, p. 1257, 2007.

TRUFEM, S. F. B.; MALATINSZKY, S. M. M.; OTOMO, H. S. Fungos micorrízicos arbusculares em rizosferas de plantas do litoral arenoso do Parque Estadual da Ilha do Cardoso, SP, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 8, n. 2, p. 219–229, 1994.

TURRINI, A.; GIOVANNETTI, M. Arbuscular mycorrhizal fungi in national parks, nature reserves and protected areas worldwide: a strategic perspective for their *in situ* conservation. **Mycorrhiza**, v. 22, n. 2, p. 81–97, fev. 2012.

VÁLYI, K. et al. Community assembly and coexistence in communities of arbuscular mycorrhizal fungi. **The ISME Journal**, p. 1–11, 2016.

VAN DER HEIJDEN, M. G. A. et al. Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. **Nature**, v. 396, n. 6706, p. 69–72, 1998a.

VAN DER HEIJDEN, M. G. A. et al. Different arbuscular mycorrhizal fungal species are potential determinants of plant community structure. **Ecology**, v. 79, n. 6, p. 2082–2091, set. 1998b.

VAN DER HEIJDEN, M. G. A. Mycorrhizal fungi reduce nutrient loss from model grassland ecosystems. **Ecology**, v. 91, n. 4, p. 1163–1171, 2010.

VAN DER HEIJDEN, M. G. A. et al. Mycorrhizal ecology and evolution: the past, the present, and the future. **New Phytologist**, v. 205, n. 4, p. 1406–1423, 2015.

VAN DER HEIJDEN, M. G. A.; BARDGETT, R. D.; VAN STRAALLEN, N. M. The unseen majority: Soil microbes as drivers of plant diversity and productivity in terrestrial ecosystems. **Ecology Letters**, v. 11, n. 3, p. 296–310, 2008.

VASCONCELLOS, R. L. F. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) and glomalin related soil protein (GRSP) as potential indicators of soil quality in a recuperation gradient of the Atlantic forest in Brazil. **Land Degradation and Development**, v. 27, n. 2, p. 325–334, 2013.

VIOLI, H. A. et al. Disturbance changes arbuscular mycorrhizal fungal phenology and soil glomalin concentrations but not fungal spore composition in montane rainforests in Veracruz and Chiapas, Mexico. **Forest Ecology and Management**, v. 254, n. 2, p. 276–290, 2008.

WETZEL, K. et al. Superior differentiation of arbuscular mycorrhizal fungal communities from till and no-till plots by morphological spore identification when

compared to T-RFLP. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 72, p. 88–96, maio 2014.

WHITTAKER, R. H. Communities and ecosystems. **Communities and ecosystems**, 1975.

WICKHAM, H. **ggplot2, Elegant Graphics for Data Analysis**. Springer-Verlag New York, p. 213, 2009.

WRIGHT, S. F.; UPADHYAYA, A. A survey of soils for aggregate stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi. **Plant and Soil**, v. 198, n. 1, p. 97–107, 1998.

XU, T. et al. Plant community, geographic distance and abiotic factors play different roles in predicting AMF biogeography at the regional scale in northern China. **Environmental Microbiology Reports**, v. 8, p. 1048–1057, 2016.

YANG, G. et al. The interaction between arbuscular mycorrhizal fungi and soil phosphorus availability influences plant community productivity and ecosystem stability. **Journal of Ecology**, v. 102, n. 4, p. 1072–1082, 2014.

ZANGARO, W. et al. Root mycorrhizal colonization and plant responsiveness are related to root plasticity, soil fertility and successional status of native woody species in southern Brazil. **Journal of Tropical Ecology**, v. 23, n. 1, p. 53, 2007.

ZANGARO, W. et al. Investment in Fine Roots and Arbuscular Mycorrhizal Fungi Decrease During Succession in Three Brazilian Ecosystems. **Biotropica**, v. 44, n. 2, p. 141–150, 2012a.

ZANGARO, W. et al. Infection intensity, spore density and inoculum potential of arbuscular mycorrhizal fungi decrease during secondary succession in tropical Brazilian ecosystems. **Journal of Tropical Ecology**, v. 28, p. 453–462, 2012b.

ZANGARO, W. et al. Root colonization and spore abundance of arbuscular mycorrhizal fungi in distinct successional stages from an Atlantic rainforest biome in southern Brazil. **Mycorrhiza**, v. 23, n. 3, p. 221–33, abr. 2013.

ZENG, H. et al. Effects of cultivation and return of *Bacillus thuringiensis* maize on the diversity of the arbuscular mycorrhizal community in soils and roots of subsequently cultivated conventional maize. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 75, p. 254–263, 2014.

ZHANG, Y.; GUO, L.-D.; LIU, R.-J. Survey of arbuscular mycorrhizal fungi in deforested and natural forest land in the subtropical region of Duijiangyan, southwest China. **Plant and Soil**, v. 261, n. 1/2, p. 257–263, abr. 2004.

ZHAO, Z. W. et al. Arbuscular mycorrhizal status of plants and the spore density of arbuscular mycorrhizal fungi in the tropical rain forest of Xishuangbanna, southwest China. **Mycorrhiza**, v. 11, n. 3, p. 159–62, ago. 2001.

ZHAO, Z. W.; WANG, G. H.; YANG, L. Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in

a tropical rainforest of Xishuangbanna , southwest China. **Fungal Diversity**, p. 233–242, 2003.

ZOBEL, M.; ÖPIK, M. Plant and arbuscular mycorrhizal fungal (AMF) communities - which drives which? **Journal of Vegetation Science**, v. 25, n. 5, p. 1133–1140, 2014.

ANEXO A – ARTIGO PUBLICADO



Article



<http://dx.doi.org/10.11646/phytotaxa.260.1.2>

***Acaulospora papillosa*, a new mycorrhizal fungus from NE Brazil, and *Acaulospora rugosa* from Norway**

CAMILLA M.R. PEREIRA¹, LEONOR C. MAIA¹, IVÁN SÁNCHEZ-CASTRO², JAVIER PALENZUELA³, DANIELLE K.A. SILVA⁴, RADKA SUDOVÁ⁵, ZUZANA KOLAŘÍKOVÁ⁵, JANA RYDLOVÁ⁵, MARTINA ČTVRTLÍKOVÁ⁶, BRUNO T. GOTO⁷, GLADSTONE A. SILVA¹ & FRITZ OEHL^{1,8,9}

¹Departamento de Micologia, CCB, Universidade Federal de Pernambuco, Av. da Engenharia s/n, Cidade Universitária, 50740-600, Recife, PE, Brazil

²Departamento de Microbiología, Campus de Fuentenueva, Universidad de Granada, E-18071 Granada, Spain

³Departamento de Microbiología del Suelo y Sistemas Simbióticos, Estación Experimental del Zaidín, CSIC, Profesor Albareda 1, E-18008 Granada, Spain

⁴Universidade Federal do Vale do São Francisco, Campus de Ciências Agrárias, Colegiado de Zootecnia, 56300-990, Petrolina, PE, Brazil

⁵Institute of Botany, The Czech Academy of Sciences, CZ-242 43 Průhonice, Czech Republic

⁶Biology Centre, Institute of Hydrobiology, The Czech Academy of Sciences, CZ-370 05 České Budějovice, Czech Republic

⁷Departamento de Botânica e Zoologia, CB, Universidade Federal do Rio Grande do Norte, Campus Universitário, 59072-970, Natal, RN, Brazil

⁸Agroscope, Federal Research Institute for Sustainability Sciences, Plant-Soil-Interactions, Reckenholzstrasse 191, CH-8046 Zürich, Switzerland

⁹E-mail fritz.oehl@gmail.com

Abstract

A new arbuscular mycorrhizal species, *Acaulospora papillosa*, was isolated from the biological reserve ‘Saltinho’ within a coastal tropical Atlantic forest of the ‘Mata Atlântica’ biome in Pernambuco State of Northeastern Brazil. It was trapped and propagated as single species cultures on *Zea mays*. The spores are yellow white to light yellow to creamy, globose to subglobose, 69–100(–110) × 65–93(–101) μm. The spore surface is roughened as crowded with fine papillae, which are formed on the outermost, evanescent to semi-persistent spore wall layer. These papillae may disintegrate or completely disappear as the spores age and the layer becomes completely evanescent. Phylogenetically, the fungus clusters together with several small-spored *Acaulospora* species having smooth spore surfaces, such as *A. delicata*, *A. longula*, *A. morrowiae* and *A. mellea*. In the *Acaulospora* clade, *A. papillosa* is the third taxon known to have a roughened spore surface, in addition to *A. dilatata* and *A. rugosa*. The phylogenetic placement of *A. rugosa* is provided, together with colored illustrations of the spore morphology. The isolation of *A. papillosa* from such protected nature reserves as ‘Saltinho’ further supports the need to protect these areas and determine the biodiversity of beneficial microorganisms.

Key words: Acaulosporaceae, arbuscular mycorrhiza, biodiversity, Diversisporales, rDNA, Glomeromycota, rainforest, tropical forest

ANEXO B – AUTORIZAÇÕES DE COLETA



Ministério do Meio Ambiente - MMA
 Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio
 Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 40507-4	Data da Emissão: 12/11/2014 14:28	Data para Revalidação*: 12/12/2015
* De acordo com o art. 28 da IN 03/2014, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

Dados do titular

Nome: Camilla Maciel Rabelo Pereira	CPF: 070.000.000-00
Título do Projeto: Fungos micorrízicos arbusculares em unidades de conservação do Nordeste do Brasil	
Nome da Instituição: UFPE - UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO	CNPJ: 24.134.488/0001-08

Cronograma de atividades

#	Descrição da atividade	Início (mês/ano)	Fim (mês/ano)
1	Coleta de solo	08/2013	09/2015
2	Coleta de solo sa UC's de Fernando de Noronha	07/2014	07/2015

Observações e ressalvas

1	As atividades de campo exercidas por pessoa natural ou jurídica estrangeira, em todo o território nacional, que impliquem o deslocamento de recursos humanos e materiais, tendo por objeto coletar dados, materiais, espécimes biológicos e minerais, peças integrantes da cultura nativa e cultura popular, presente e passada, obtidos por meio de recursos e técnicas que se destinem ao estudo, à difusão ou à pesquisa, estão sujeitas a autorização do Ministério de Ciência e Tecnologia.
2	Esta autorização NÃO exime o pesquisador titular e os membros de sua equipe da necessidade de obter as anuências previstas em outros instrumentos legais, bem como do consentimento do responsável pela área, pública ou privada, onde será realizada a atividade, inclusive do órgão gestor de terra indígena (FUNAI), da unidade de conservação estadual, distrital ou municipal, ou do proprietário, arrendatário, posseiro ou morador de área dentro dos limites de unidade de conservação federal cujo processo de regularização fundiária encontra-se em curso.
3	Este documento somente poderá ser utilizado para os fins previstos na Instrução Normativa ICMBio nº 03/2014 ou na Instrução Normativa ICMBio nº 10/2010, no que especifica esta Autorização, não podendo ser utilizado para fins comerciais, industriais ou esportivos. O material biológico coletado deverá ser utilizado para atividades científicas ou didáticas no âmbito do ensino superior.
4	A autorização para envio ao exterior de material biológico não consignado deverá ser requerida por meio do endereço eletrônico www.ibama.gov.br (Serviços on-line - Licença para importação ou exportação de flora e fauna - CITES e não CITES).
5	O titular de licença ou autorização e os membros da sua equipe deverão optar por métodos de coleta e instrumentos de captura direcionados, sempre que possível, ao grupo taxonômico de interesse, evitando a morte ou dano significativo a outros grupos; e empregar esforço de coleta ou captura que não comprometa a viabilidade de populações do grupo taxonômico de interesse em condição in situ.
6	O titular de autorização ou de licença permanente, assim como os membros de sua equipe, quando da violação da legislação vigente, ou quando da inadequação, omissão ou falsa descrição de informações relevantes que subsidiaram a expedição do ato, poderá, mediante decisão motivada, ter a autorização ou licença suspensa ou revogada pelo ICMBio e o material biológico coletado apreendido nos termos da legislação brasileira em vigor.
7	Este documento não dispensa o cumprimento da legislação que dispõe sobre acesso a componente do patrimônio genético existente no território nacional, na plataforma continental e na zona econômica exclusiva, ou ao conhecimento tradicional associado ao patrimônio genético, para fins de pesquisa científica, bioprospeção e desenvolvimento tecnológico. Veja maiores informações em www.mma.gov.br/cgen .
8	Em caso de pesquisa em UNIDADE DE CONSERVAÇÃO, o pesquisador titular desta autorização deverá contactar a administração da unidade a fim de CONFIRMAR AS DATAS das expedições, as condições para realização das coletas e de uso da infra-estrutura da unidade.

Outras ressalvas

1	A pesquisadora deverá apresentar cronograma de atividades no escritório do ICMBio em Fernando de Noronha antes do início das coletas; A pesquisadora deverá procurar a chefia da APA para divulgação da pesquisa à comunidade de Fernando de Noronha com possível apresentação no auditório do Tamar-FN; A pesquisadora deverá encaminhar à APA de Fernando de Noronha cópia digital das publicações resultantes do Estudo.
2	Antes das atividades de campo, o pesquisador responsável deverá entregar, na sede do PARNAMAR de Fernando de Noronha, cronograma detalhado das atividades.
3	Marcações de campo, caso existam, devem ser retiradas na última expedição de coleta de dados na REBIO Guaribas.
4	Informar com antecedência o acesso à Unidade para a realização da pesquisa.

Equipe

#	Nome	Função	CPF	Doc. Identidade	Nacionalidade
1	Raul B...	Auxílio na coleta de campo	070.000.000-00	70000000-PE	Brasileira
2	NATALIA MINELLY FERREIRA DE SOUSA	Auxílio nas coletas de campo	070.000.000-00	70000000-PE	Brasileira

Este documento (Autorização para atividades com finalidade científica) foi expedido com base na Instrução Normativa nº 03/2014. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet (www.icmbio.gov.br/sisbio).

Código de autenticação: 17591951



Página 1/3



Ministério do Meio Ambiente - MMA
 Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio
 Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 40507-4	Data da Emissão: 12/11/2014 14:28	Data para Revalidação*: 12/12/2015
* De acordo com o art. 28 da IN 03/2014, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

Dados do titular

Nome: Camilla Maciel Rabelo Pereira	CPF: 073.812.228-88
Título do Projeto: Fungos micorrízicos arbusculares em unidades de conservação do Nordeste do Brasil	
Nome da Instituição : UFPE - UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO	CNPJ: 24.134.488/0001-08

Locais onde as atividades de campo serão executadas

#	Município	UF	Descrição do local	Tipo
1		PB	RESERVA BIOLÓGICA GUARIBAS	UC Federal
2		PB	ÁREA DE PROTEÇÃO AMBIENTAL DA BARRA DO RIO MAMANGUAPE	UC Federal
3		PE	RESERVA BIOLÓGICA DE SALTINHO	UC Federal
4		PE	ÁREA DE PROTEÇÃO AMBIENTAL DE FERNANDO DE NORONHA - ROCAS - SÃO PEDRO E SÃO PAULO	UC Federal
5		PE	PARQUE NACIONAL MARINHO DE FERNANDO DE NORONHA	UC Federal

Atividades X Táxons

#	Atividade	Táxons
1	Coleta/transporte de material botânico, fúngico ou microbiológico	Glomeromycota

Material e métodos

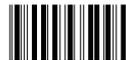
1	Amostras biológicas (Fungos)	Outras amostras biológicas
2	Método de captura/coleta (Fungos)	Coleta manual

Destino do material biológico coletado

#	Nome local destino	Tipo Destino
1	UFPE - UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO	

Este documento (Autorização para atividades com finalidade científica) foi expedido com base na Instrução Normativa nº 03/2014. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet (www.icmbio.gov.br/sisbio).

Código de autenticação: 17591951



Página 2/3



Ministério do Meio Ambiente - MMA
 Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio
 Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 40527-3	Data da Emissão: 01/09/2014 11:13	Data para Revalidação*: 01/10/2015
* De acordo com o art. 33 da IN 154/2009, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

Dados do titular

Nome: Camilla Maciel Rabelo Pereira	CPF: 07
Título do Projeto: Fungos micorrízicos arbusculares em unidades de conservação do Nordeste do Brasil	
Nome da Instituição : UFPE - UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO	CNPJ: 24.134.488/0001-08

Cronograma de atividades

#	Descrição da atividade	Início (mês/ano)	Fim (mês/ano)
1	Coleta de solo	08/2013	08/2015

Observações e ressalvas

1	As atividades de campo exercidas por pessoa natural ou jurídica estrangeira, em todo o território nacional, que impliquem o deslocamento de recursos humanos e materiais, tendo por objeto coletar dados, materiais, espécimes biológicos e minerais, peças integrantes da cultura nativa e cultura popular, presente e passada, obtidos por meio de recursos e técnicas que se destinem ao estudo, à difusão ou à pesquisa, estão sujeitas a autorização do Ministério de Ciência e Tecnologia.
2	Esta autorização NÃO exime o pesquisador titular e os membros de sua equipe da necessidade de obter as anuências previstas em outros instrumentos legais, bem como do consentimento do responsável pela área, pública ou privada, onde será realizada a atividade, inclusive do órgão gestor de terra indígena (FUNAI), da unidade de conservação estadual, distrital ou municipal, ou do proprietário, arrendatário, posseiro ou morador de área dentro dos limites de unidade de conservação federal cujo processo de regularização fundiária encontra-se em curso.
3	Este documento somente poderá ser utilizado para os fins previstos na Instrução Normativa IBAMA nº 154/2007 ou na Instrução Normativa ICMBio nº 10/2010, no que especifica esta Autorização, não podendo ser utilizado para fins comerciais, industriais ou esportivos. O material biológico coletado deverá ser utilizado para atividades científicas ou didáticas no âmbito do ensino superior.
4	A autorização para envio ao exterior de material biológico não consignado deverá ser requerida por meio do endereço eletrônico www.ibama.gov.br (Serviços on-line - Licença para importação ou exportação de flora e fauna - CITES e não CITES).
5	O titular de licença ou autorização e os membros da sua equipe deverão optar por métodos de coleta e instrumentos de captura direcionados, sempre que possível, ao grupo taxonômico de interesse, evitando a morte ou dano significativo a outros grupos; e empregar esforço de coleta ou captura que não comprometa a viabilidade de populações do grupo taxonômico de interesse em condição in situ.
6	O titular de autorização ou de licença permanente, assim como os membros de sua equipe, quando da violação da legislação vigente, ou quando da inadequação, omissão ou falsa descrição de informações relevantes que subsidiaram a expedição do ato, poderá, mediante decisão motivada, ter a autorização ou licença suspensa ou revogada pelo ICMBio e o material biológico coletado apreendido nos termos da legislação brasileira em vigor.
7	Este documento não dispensa o cumprimento da legislação que dispõe sobre acesso a componente do patrimônio genético existente no território nacional, na plataforma continental e na zona econômica exclusiva, ou ao conhecimento tradicional associado ao patrimônio genético, para fins de pesquisa científica, bioprospecção e desenvolvimento tecnológico. Veja maiores informações em www.mma.gov.br/cgen .
8	Em caso de pesquisa em UNIDADE DE CONSERVAÇÃO, o pesquisador titular desta autorização deverá contactar a administração da unidade a fim de CONFIRMAR AS DATAS das expedições, as condições para realização das coletas e de uso da infra-estrutura da unidade.

Locais onde as atividades de campo serão executadas

#	Município	UF	Descrição do local	Tipo
1	LAGOA NOVA	RN	Parque Estadual Mata da Pipa	Fora de UC Federal
2	CANGUARETAMA	RN	Área de Proteção Ambiental Piquiri-UNA	Fora de UC Federal
3	ITAPORANGA D'AJUDA	SE	Área de Proteção Ambiental do Litoral Sul	Fora de UC Federal
4		PE	RESERVA BIOLÓGICA DE SALTINHO	UC Federal
5	SIRINHAEM	PE	Área de Proteção Ambiental de Guadalupe	Fora de UC Federal
6	SANTO AMARO	BA	Monumento Natural dos Cânions do Subaé	Fora de UC Federal
7	SALVADOR	BA	Parque Metropolitano de Pituacú	Fora de UC Federal

Atividades X Táxons

#	Atividade	Táxons
1	Coleta/transporte de material botânico, fúngico ou microbiológico	Glomeromycota

Este documento (Autorização para atividades com finalidade científica) foi expedido com base na Instrução Normativa nº154/2007. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet (www.icmbio.gov.br/sisbio).

Código de autenticação: 99436376





Ministério do Meio Ambiente - MMA
 Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio
 Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 40527-3	Data da Emissão: 01/09/2014 11:13	Data para Revalidação*: 01/10/2015
* De acordo com o art. 33 da IN 154/2009, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

Dados do titular

Nome: Camilla Maciel Rabelo Pereira	CPF: 072
Título do Projeto: Fungos micorrízicos arbusculares em unidades de conservação do Nordeste do Brasil	
Nome da Instituição : UFPE - UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO	CNPJ: 24.134.488/0001-08

Material e métodos

1	Amostras biológicas (Fungos)	Outras amostras biológicas
2	Método de captura/coleta (Fungos)	Coleta manual

Destino do material biológico coletado

#	Nome local destino	Tipo Destino
1	UFPE - UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO	



GOVERNO DE SERGIPE
SECRETARIA DE ESTADO DO MEIO AMBIENTE E DOS RECURSOS HÍDRICOS
SUPERINTENDÊNCIA DE ÁREAS PROTEGIDAS BIODIVERSIDADE E FLORESTAS

<p>AUTORIDADE EXPEDIDORA (Assinatura e carimbo):</p> <p><i>[Handwritten signature]</i></p> <p>Valdineide Barbosa Santana Superintendente de Áreas Protegidas Biodiversidade e Florestas</p>	<p>DATA DE EMISSÃO:</p> <p>18/08/2014</p>
<p><i>[Handwritten signature]</i></p> <p>Paulo César Umbelino de Oliveira Área de Proteção Ambiental do Litoral Sul de Sergipe</p>	
<p><i>[Handwritten signature]</i></p> <p>Maria Augusta Barbosa dos Anjos RVS Mata do Junco</p>	

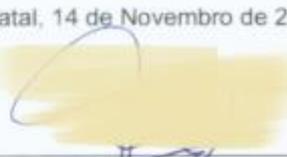
Esta autorização é válida somente para pesquisa na APA LITORAL SUL, com vigência no período de 2013 a 2017, a contar da presente data, devendo o requerente atender às normas e condições abaixo:

1. Esta autorização não se aplica a atividades com fins comerciais, esportivos e industriais;
2. O material biológico coletado deverá ser utilizado exclusivamente para atividades didáticas ou científicas sem potencial de uso econômico;
3. Este documento não autoriza o envio de material biológico a outros estados brasileiros ou ao exterior. Para tanto o pesquisador deve buscar a instituição federal responsável;
4. Este documento não dispensa a obtenção de autorização de acesso ao componente do patrimônio genético ou ao conhecimento tradicional associado nos termos da legislação vigente (MP 2.186-14/2001);
5. Esta autorização não autoriza a captura/coleta/transporte de espécies ameaçadas de extinção, salvo quando constante de projeto específico aprovado;
6. Ao pesquisador beneficiado cabe atentar-se às normas internas da unidade de conservação indicada, manter a ordem e o resguardo das instalações disponíveis, bem como retirar todo e qualquer equipamento ou instalação utilizados durante a pesquisa, ao seu término;
7. O pesquisador deverá estar ciente que a SEMARH acompanhará a realização das atividades de campo, cabendo ao coordenador da pesquisa informar à Coordenação Técnica da UC em questão, o cronograma de coletas/visitas, acompanhado dos nomes da equipe e respectivas funções;
8. Acompanha a presente Autorização o Termo de Compromisso que deverá ser assinado pelo coordenador da pesquisa (requerente da autorização) e entregue à SEMARH juntamente com o Formulário de solicitação de autorização de pesquisas científicas em Unidade de Conservação Estadual (disponíveis no site da SEMARH);

AUTORIZAÇÃO

Esta autorização refere-se à solicitação para realização de pesquisa científica no **Parque Estadual Mata da Pipa - PEMP**, intitulada "**Fungos Micorrizicos Arbusculares em Unidades de Conservação do Nordeste do Brasil**", de autoria de **Camila Maciel Rabelo Pereira**, CPF. **072.690.134-45**, RG.7.419.015 (SDS/PE), cujo objetivo geral é caracterizar com base em aspectos morfológicos e moleculares as espécies de FMA. Diante do exposto **AUTORIZO** a realização da referida pesquisa no **Parque Estadual Mata da Pipa - PEMP**, conforme anuência do Conselho Gestor desta Unidade de Conservação, em sua **17ª Reunião Ordinária, realizada no dia 13 de Novembro de 2013**.

Natal, 14 de Novembro de 2013



MANOEL JAMIR FERNANDES JUNIOR
Diretor Geral do Idema

	GOVERNO DO ESTADO DA BAHIA Instituto do Meio Ambiente e Recursos Hídricos da Bahia - INEMA Diretoria de Unidades de Conservação - DIRUC Coordenação de Gestão - COGES

**AUTORIZAÇÃO PARA REALIZAÇÃO DE PESQUISA CIENTÍFICA EM
UNIDADES DE CONSERVAÇÃO ESTADUAIS DA BAHIA**

Nº. 21/2013

1. Identificação

1.1 PROCESSO Nº. do protocolo: 2013-009571/TEC/PESQ-0037 Data do protocolo: 03/09/2013

1.2 IDENTIFICAÇÃO DO INTERESSADO

Nome: Camilla Maciel Rabelo Pereira

CPF: 072

Endereço profissional: Universidade Federal de Pernambuco. Av. Prof. Moraes Rego, 1235 - Cidade Universitária, Cidade: Recife Estado: Pernambuco CEP: 50670-901 UF: PE País: Brasil

1.3 DADOS DA ATIVIDADE / PESQUISA

Fungos Micorrízicos Arbusculares em Unidades de Conservação do Nordeste do Brasil

Município(s): Salvador.

Ambiente (s): Lagoa.

2 Autorização

Fica autorizado o acesso da pesquisadora Camilla Maciel Rabelo Pereira, da Universidade Federal de Pernambuco no Monumento Natural dos Canions do Subaé, do mês de setembro de 2013 até o mês abril de 2014.

Estão credenciados, para ter acesso à referida Unidade de Conservação, os seguintes membros da equipe do pesquisador:

Nome	CPF	Função	Nacionalidade
Daniel	06498	Estudante	Brasileira
Joiana Ramalho da Silva	310	Estudante	Brasileira
Juliana Souza de Farias	072	Estudante	Brasileira

3. Observações e ressalvas.

3.1 O acesso para realização desta pesquisa fica permitido no Monumento Natural dos Canions do Subaé cuja poligonal é definida pelo Decreto nº. 10.018 de 05 de junho de 2006;

3.2 De acordo com a Lei Federal nº. 9.985 de 18 de julho de 2000, que institui o Sistema Nacional de Unidades de Conservação da Natureza (SNUC):

- A Unidades de Conservação é um espaço territorial e seus recursos ambientais, incluindo as águas jurisdicionais, com características naturais relevantes, legalmente instituído pelo Poder Público, com objetivos de conservação e limites definidos, sob regime especial de administração, ao qual se aplicam garantias adequadas de proteção (art.02);
- O Monumento Natural pode ser constituído por áreas particulares, se enquadra na categoria de Unidade de Conservação de Proteção Integral, tendo como objetivo básico preservar sítios naturais raros, singulares ou de grande beleza cênica (art.12);

3.3 De acordo com a Lei Estadual 10.4131/2006, alterada pela lei 12.377/11:

- Compete ao Poder Público instituir, implantar e administrar, na forma da legislação pertinente, espaços territoriais e seus componentes representativos de todos os ecossistemas originais a serem protegidos, com vistas à manutenção e utilização racional do patrimônio biofísico e cultural de seu território, vedada qualquer utilização que comprometa a integridade dos atributos que justifiquem sua proteção (art. 71).
- Fica proibida na unidade de conservação quaisquer alterações, atividade ou modalidades de utilização em desacordo com os seus objetivos e com o seu plano de manejo (art. 84). Até que seja elaborado o Plano de Manejo, todas as atividades na Unidade de Conservação de Proteção Integral devem limitar-se àquelas destinadas a garantir a integridade dos recursos que a Unidade objetiva proteger, assegurando às populações tradicionais, porventura residentes na área, as condições e os meios imprescindíveis à satisfação de suas necessidades materiais e socioculturais (art. 85).

- c. O desenvolvimento da pesquisa científica no âmbito das Unidades de Conservação não pode colocar em risco a sobrevivência das espécies integrantes dos ecossistemas protegidos e depende de prévia aprovação do órgão executor da política estadual de biodiversidade, sujeitando-se à sua fiscalização e ao compartilhamento do seu resultado (art. 87).
- 3.4 De acordo com o Decreto Estadual 11.235/2008:
- Esta autorização não isenta o pesquisador de outras autorizações que possibilitem o seu acesso às áreas privadas ou às áreas de unidades de conservação ainda não desapropriadas (art. 275);
 - Fica proibida na unidade de conservação quaisquer alterações, atividade ou modalidades de utilização em desacordo com os seus objetivos e com o seu plano de manejo (art. 261).
 - O desenvolvimento da pesquisa científica no âmbito das unidades de conservação não pode colocar em risco a sobrevivência das espécies integrantes dos ecossistemas protegidos (art. 275).
- 3.5 As atividades contempladas nesta autorização NÃO abrangem espécies brasileiras constante de listas oficiais (de abrangência nacional, estadual ou municipal) de espécies ameaçadas de extinção, sobreexplotadas ou ameaçadas de sobreexplotação.
- 3.6 A captura, soltura, coleta e/ou transporte do material biológico só poderá ser realizada pela equipe técnica designada por esta autorização.
- 3.7 Esta autorização só é válida para transporte do material biológico que constam no projeto e que estejam identificados individualmente.
- 3.8 Em caso de coleta imprevista de material biológico ou de substrato não contemplado na autorização deverá ser anotada na mesma, em campo específico (em anexo), por ocasião da coleta, devendo esta coleta imprevista ser comunicada por meio do relatório de atividades.
- 3.9 Este documento não poderá ser utilizado para fins comerciais, industriais, esportivos ou para realização de atividades inerentes ao processo de licenciamento ambiental de empreendimentos.
- 3.10 Esta autorização não exime o pesquisador e sua equipe da necessidade de atender a legislação ambiental federal, estadual e municipal, vigente.
- 3.11 O pesquisador titular, desta autorização, será responsável pelos atos dos membros da equipe.
- 3.12 O titular desta autorização e os membros da sua equipe deverão:
- Optar por métodos de coleta e instrumentos de captura direcionados, sempre que possível, ao grupo taxonômico de interesse, evitando a morte ou dano significativo a outros grupos;
 - Empregar esforço de coleta ou captura que não comprometa a viabilidade de populações do grupo taxonômico de interesse em condição in situ.
- 3.13 Qualquer alteração na equipe deverá ser comunicada oficialmente a Diretoria de Unidade de Conservação.

4. Condicionantes.

- 4.1 O INEMA – através da Diretoria de Unidade de Conservação – DIRUC outorga ao pesquisador o acesso à UC, sujeitando-o à sua fiscalização e ao compartilhamento dos resultados da pesquisa.
- 4.2 Será deixada na sede da Unidade Conservação, sob responsabilidade da administração da mesma, cópia do documento da pesquisa, formato digital, em língua portuguesa, resultante desta atividade, podendo ser sigiloso se for de interesse do titular da pesquisa.
- 4.3 Ao término da vigência desta autorização o requerente deverá encaminhar, no prazo de 60 dias, relatório digital contendo:
- Caracterização do ambiente encontrado na área de influência da pesquisa com descrição dos tipos de habitats;
 - Classificação da biota e meio abiótico identificados;
 - Lista espécies identificadas;
 - O prazo estabelecido poderá ser prorrogado mediante a apresentação de documento contendo justificativa a ser analisada pela Diretoria de Unidade de Conservação - DIRUC/INEMA.
- 4.4 Deverá ser enviada ao Gestor da Unidade a programação de visitas à área, com antecedência mínima de 15 dias, visando POSSIBILIDADE de agendamento para acompanhamento das pesquisas em campo e provável uso da infraestrutura da unidade.

Salvador, 04 de setembro 2013.

Gestor do Monumento Natural dos
Cânions do Subaé
Ezivaldo Freitas da Silva

Coordenador de
Leonardo Estrela Pereira

Diretor (a) DIRUC
Jeanne Sofia T. Florence

INEMA/Itaigara - Av. ACM, nº 357 - Itaigara - CEP: 41.825-000 - Salvador - Bahia - Brasil -
Tel. (71) 3116-3200 / (71) 3116-3235 Fax. (71) 3355-1400 / 3116-5395

Ezivaldo Freitas da Silva
Especialista em Meio Ambiente
e Recursos Hídricos
Mat.: 10.312.829-8

Jeanne Sofia Tavares Florence
Diretora de Unidades de Conservação
Matrícula - 11.155.968-1
DIRUC/INEMA


GOVERNO DO ESTADO DA BAHIA

 Instituto do Meio Ambiente e Recursos Hídricos da Bahia - INEMA
 Diretoria de Unidades de Conservação - DIRUC
 Coordenação de Gestão - COGES

**AUTORIZAÇÃO PARA REALIZAÇÃO DE PESQUISA CIENTÍFICA EM
 UNIDADES DE CONSERVAÇÃO ESTADUAIS DA BAHIA**
Nº. 22/2013
1. Identificação
1.1 PROCESSO Nº. do protocolo: 2013-009568/TEC/PESQ-0035 **Data do protocolo:** 03/09/2013

1.2 IDENTIFICAÇÃO DO INTERESSADO

Nome: Camilla Maciel Rabelo Pereira

CPF: 073.693.124-45

Endereço profissional: Universidade Federal de Pernambuco. Av. Prof. Moraes Rego, 1235 - Cidade Universitária. Cidade: Recife Estado: Pernambuco CEP: 50670-901 UF: PE País: Brasil

1.3 DADOS DA ATIVIDADE / PESQUISA

Fungos Micorrízicos Arbusculares em Unidades de Conservação do Nordeste do Brasil

Município(s): Salvador.

Ambiente (s): Lagoa.

2 Autorização

Fica autorizado o acesso da pesquisadora Camilla Maciel Rabelo Pereira, da Universidade Federal de Pernambuco no Parque Metropolitano de Pituacu, do mês de setembro de 2013 até o mês abril de 2014.

Estão credenciados, para ter acesso à referida Unidade de Conservação, os seguintes membros da equipe do pesquisador:

Nome	CPF	Função	Nacionalidade
Danielle Maíra Azevedo de Assis	06498456418	Estudante	Brasileira
Iolanda Hamano da Silva	31043091896	Estudante	Brasileira
Juliana Souza de Pontes	07248247405	Estudante	Brasileira

3. Observações e ressalvas.

3.1 O acesso para realização desta pesquisa fica permitido no Parque Metropolitano de Pituacu cuja poligonal é definida pelo Decreto nº. 351 de 22 de setembro de 1987 e Decreto nº 2.540 de 18 de outubro de 1993.

3.2 De acordo com a Lei Federal nº. 9.985 de 18 de julho de 2000, que institui o Sistema Nacional de Unidades de Conservação da Natureza (SNUC):

- a. A Unidades de Conservação é um espaço territorial e seus recursos ambientais, incluindo as águas jurisdicionais, com características naturais relevantes, legalmente instituído pelo Poder Público, com objetivos de conservação e limites definidos, sob regime especial de administração, ao qual se aplicam garantias adequadas de proteção (art.02);
- b. O Parque, é de posse e domínio públicos, se enquadra na categoria de Unidade de Conservação de Proteção Integral, tendo como objetivo básico a preservação de ecossistemas naturais de grande relevância ecológica e beleza cênica, possibilitando, dentre outras atividades, a realização de pesquisas científicas (art.11);

3.3 A pesquisa científica depende de autorização prévia do órgão responsável pela administração da unidade e está sujeita às condições e restrições por este estabelecidas, bem como àquelas previstas em regulamento (art.11);

3.4 De acordo com a Lei Estadual.10.4131/2006, alterada pela lei 12.377/11:

- a. Compete ao Poder Público instituir, implantar e administrar, na forma da legislação pertinente, espaços territoriais e seus componentes representativos de todos os ecossistemas originais a serem protegidos, com vistas à manutenção e utilização racional do patrimônio biofísico e cultural de seu território, vedada qualquer utilização que comprometa a integridade dos atributos que justifiquem sua proteção (art. 71)
- b. Fica proibida na unidade de conservação quaisquer alterações, atividade ou modalidades de utilização em desacordo com os seus objetivos e com o seu plano de manejo (art. 84) Até que seja elaborado o Plano de Manejo, todas as atividades na Unidade de Conservação de Proteção Integral devem limitar-se àquelas destinadas a garantir a integridade dos recursos que a Unidade objetiva proteger, assegurando às populações tradicionais, porventura residentes na área, as condições e os meios imprescindíveis à satisfação de suas necessidades materiais e socioculturais (art.-85).

- c. O desenvolvimento da pesquisa científica no âmbito das Unidades de Conservação não pode colocar em risco a sobrevivência das espécies integrantes dos ecossistemas protegidos e depende de prévia aprovação do órgão executor da política estadual de biodiversidade, sujeitando-se à sua fiscalização e ao compartilhamento do seu resultado (art. 87).
- 3.5 De acordo com o Decreto Estadual 11.235/2008:
- Esta autorização não isenta o pesquisador de outras autorizações que possibilitem o seu acesso às áreas privadas ou às áreas de unidades de conservação ainda não desapropriadas (art. 275);
 - Fica proibida na unidade de conservação quaisquer alterações, atividade ou modalidades de utilização em desacordo com os seus objetivos e com o seu plano de manejo (art. 261).
 - O desenvolvimento da pesquisa científica no âmbito das unidades de conservação não pode colocar em risco a sobrevivência das espécies integrantes dos ecossistemas protegidos (art. 275).
- 3.6 As atividades contempladas nesta autorização NÃO abrangem espécies brasileiras constante de listas oficiais (de abrangência nacional, estadual ou municipal) de espécies ameaçadas de extinção, sobreexploradas ou ameaçadas de sobreexploração.
- 3.7 A captura, soltura, coleta e/ou transporte do material biológico só poderá ser realizada pela equipe técnica designada por esta autorização.
- 3.8 Esta autorização só é válida para transporte do material biológico que constam no projeto e que estejam identificados individualmente.
- 3.9 Em caso de coleta imprevista de material biológico ou de substrato não contemplado na autorização deverá ser anotada na mesma, em campo específico (em anexo), por ocasião da coleta, devendo esta coleta imprevista ser comunicada por meio do relatório de atividades.
- 3.10 Este documento não poderá ser utilizado para fins comerciais, industriais, esportivos ou para realização de atividades inerentes ao processo de licenciamento ambiental de empreendimentos.
- 3.11 Esta autorização não exime o pesquisador e sua equipe da necessidade de atender a legislação ambiental federal, estadual e municipal, vigente.
- 3.12 O pesquisador titular, desta autorização, será responsável pelos atos dos membros da equipe.
- 3.13 O titular desta autorização e os membros da sua equipe deverão:
- Optar por métodos de coleta e instrumentos de captura direcionados, sempre que possível, ao grupo taxonômico de interesse, evitando a morte ou dano significativo a outros grupos;
 - Empregar esforço de coleta ou captura que não comprometa a viabilidade de populações do grupo taxonômico de interesse em condição in situ.
- 3.14 Qualquer alteração na equipe deverá ser comunicada oficialmente a Diretoria de Unidade de Conservação.

4. Condicionantes.

- 4.1 O INEMA – através da Diretoria de Unidade de Conservação – DIRUC outorga ao pesquisador o acesso à UC, sujeitando-o à sua fiscalização e ao compartilhamento dos resultados da pesquisa.
- 4.2 Será deixada na sede da Unidade Conservação, sob responsabilidade da administração da mesma, cópia do documento da pesquisa, formato digital, em língua portuguesa, resultante desta atividade, podendo ser sigiloso se for de interesse do titular da pesquisa.
- 4.3 Ao término da vigência desta autorização o requerente deverá encaminhar, no prazo de 60 dias, relatório digital contendo:
- Caracterização do ambiente encontrado na área de influência da pesquisa com descrição dos tipos de habitats;
 - Classificação da biota e meio abiótico identificados;
 - Lista espécies identificadas;
 - O prazo estabelecido poderá ser prorrogado mediante a apresentação de documento contendo justificativa a ser analisada pela Diretoria de Unidade de Conservação - DIRUC/INEMA.
- 4.4 Deverá ser enviada ao Gestor da Unidade a programação de visitas à área, com antecedência mínima de 15 dias, visando POSSIBILIDADE de agendamento para acompanhamento das pesquisas em campo e provável uso da infraestrutura da unidade.

Salvador, 11 de Setembro de 2013.

Julio Cezar de Menezes

Coordenador do Parque de Pituçu

Julio Cezar de Menezes
Coordenador
Parque Metropolitan de Pituçu
Mat. 10.418.285-3
(71) 3116-3200

Gestor do Parque Metropolitan de Pituçu
Julio Cezar de Menezes

Coordenador
Robson Vieira Santiago

DD-
Diretor (a) DIRUC
Jeanne Sofia T. Florence

INEMA/Itaigara - Av. ACM, nº 357 - Itaigara - CEP 41.825-000 - Salvador - Bahia - Brasil -
Tel. (71) 3116-3200 / (71) 3116-3235 Fax. (71) 3355-1400 / 3116-5395

ROBSON VIEIRA SANTIAGO
COORDENADOR II
MAT. 10.418.285-3
Diruc/Inema

Jeanne Sofia Tavares Florence
Diretora de Unidades de Conservação
Matrícula - 11.155.908-1
DIRUC/INEMA

CA/DRFB N°: 168/2013

Recife, 30 de outubro de 2013.

À Senhora,
Camila Maciel Rabelo Pereira
Rua Teles, 1111
Recife, PE
CEP: 51033-040

Prezada Senhora,

Cumprimentando Vossa Senhoria, nos reportamos ao Processo CPRH n° **010961/2013**, referente ao requerimento para realização das atividades da pesquisa na **Área de Proteção Ambiental - APA de Guadalupe**, nos municípios de Sirinhaém, Rio Formoso, Tamandaré e Barreiros - PE.

Após análise da documentação apresentada informamos que o projeto "**Fungos Micorrizicos Arbusculares em Unidade de Conservação do Nordeste do Brasil**", foi aprovado, estando **autorizada** à realização da citada pesquisa na APA de Guadalupe.

A realização das atividades de campo desta pesquisa devem ser comunicadas a CPRH com antecedência mínima de 5 dias úteis, para que seja possível a integração das atividades de pesquisa com a programação da Unidade.

Ainda, cabe salientar, que ao chegar à Unidade de Conservação, o pesquisador deverá se dirigir ao Gestor da Unidade - das 8:00 às 12:00 e das 13:30 as 17:30 - para registro e instruções sobre o local de pesquisa e utilização da infraestrutura, e apresentação desta autorização.

Atenciosamente,

Carlos André Cavalcanti

Diretor de Recursos Florestais e Biodiversidade

O Papel Encolado não envelhece, nem perde suas propriedades.



PERNAMBUCO
ESTADO DE