



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

LILIAN ARAUJO RODRIGUES

**DISTRIBUIÇÃO DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM SOLOS SOB
VEGETAÇÃO NATIVA E EM REGENERAÇÃO NATURAL EM UNIDADE DE
CONSERVAÇÃO DE MATA ATLÂNTICA**

Recife
2020

LILIAN ARAUJO RODRIGUES

**DISTRIBUIÇÃO DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM SOLOS SOB
VEGETAÇÃO NATIVA E EM REGENERAÇÃO NATURAL EM UNIDADE DE
CONSERVAÇÃO DE MATA ATLÂNTICA**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos da Universidade Federal de Pernambuco, como requisito parcial para a obtenção do título de Mestre em Biologia de Fungos.

Área de concentração: Micologia aplicada

Orientadora: Profa. Dra. Adriana Mayumi Yano-Melo.

Coorientadora: Profa. Dra. Danielle Karla Alves da Silva.

Recife

2020

Catálogo na fonte:
Bibliotecária Claudina Queiroz, CRB4/1752

Rodrigues, Lilian Araujo

Distribuição de fungos micorrízicos arbusculares em solos sob vegetação nativa e em regeneração natural em unidade de conservação de Mata Atlântica / Lilian Araujo Rodrigues - 2020.

76 folhas: il., fig., tab.

Orientadora: Adriana Mayumi Yano-Melo

Coorientadora: Danielle Karla Alves da Silva

Dissertação (mestrado) – Universidade Federal de Pernambuco. Centro de Biociências. Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos. Recife, 2020.

Inclui referências.

1. Fungos 2. Glomeromycota 3. Ecologia

I. Yano-Melo, Adriana Mayumi (Orientadora) II. Silva, Danielle Karla Alves da (Coorientadora) III. Título

579.5 CDD (22.ed.)

UFPE/CB-2020-219

LILIAN ARAUJO RODRIGUES

**DISTRIBUIÇÃO DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM SOLOS SOB
VEGETAÇÃO NATIVA E EM REGENERAÇÃO NATURAL EM UNIDADE DE
CONSERVAÇÃO DE MATA ATLÂNTICA**

Dissertação apresentada ao Programa de
Pós-Graduação em Biologia de Fungos da
Universidade Federal de Pernambuco,
como requisito parcial para a obtenção do
título de Mestre em Biologia de Fungos.

Aprovada em: 04 / 03 / 2020.

BANCA EXAMINADORA

Profa. Dra. Adriana Mayumi Yano-Melo (Orientadora)
Universidade Federal do Vale do São Francisco

Profa. Dra. Leonor Costa Maia (Examinadora Interna)
Universidade Federal de Pernambuco

Dra. Daniele Magna Azevedo de Assis (Examinadora Externa)
Universidade Federal de Pernambuco

Aos meus pais, Joselita e Isidio, meus irmãos, Gilian e
Italuan, meus avós maternos Cristina (*in memoriam*) e
Cicero e paternos Joana e José (*in memoriam*),

Dedico.

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus pelo dom da vida, por ser minha motivação de viver, por nunca ter desistido de mim, pela força e por tudo que Ele fez, faz e continuará fazendo em minha vida. Sem Ele nada disso seria possível.

Aos meus pais Joselita e Isidio e meus irmãos Gilian e Italan, por todo carinho e compreensão, todo apoio depositado e que apesar de qualquer dificuldade, nunca deixaram de acreditar em mim. Eu amo vocês!

Aos meus avós Joana, Cristina (*in memoriam*), José (*in memoriam*) e Cicero por toda torcida e por se preocuparem comigo.

A Everton Rodrigues, pela força, atenção, ajuda e por estar sempre ao meu lado.

À Profa. Adriana Mayumi por toda orientação, ensinamento, incentivo, confiança e por acreditar que eu sempre poderei dar o meu melhor e por ser um exemplo de profissionalismo, ética e amor pelo que faz.

À Danielle Karla, pela coorientação e por me acolher tão bem, por toda confiança, amor, ajuda, vibrações positivas e “puxões de orelha”, sou extremamente grata a tudo que fez e faz por mim.

À toda equipe do Laboratório de Microbiologia da Univasf, Adler, Aline, Almir, Amanda, Antonio, Bruno, Catarina, Daniela, Denise, Esther, Francilene, Jayane, Luiz, Mayane, Roberta, Tamires, Vilma, Vinicius, Wellerson pelo companheirismo e todos bons momentos compartilhados.

À Pós-Graduação em Biologia de Fungos pela oportunidade da realização deste mestrado.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), pela concessão da bolsa de estudo.

Aos colegas que me acompanham na vida acadêmica do mestrado, em especial, aos amigos Luiz, Isaias, José Hilton e Wanderson os quais sempre estiveram ao meu lado, apoiando, incentivando e criticando quando necessário.

Aos colegas do Laboratório de Micorrizas da UFPE, Joana, Iolanda, Dani Magna, Larissa, Arthur Travassos, Jailma, José Hilton, Arthur, em especial a Inácio pelos momentos de descontração e aprendizagem e a Indra, que juntamente com Silvio me receberam tão bem em sua casa.

A Felipe Wartchow e todos os alunos do Laboratório de Morfo-Taxonomia Fúngica da UFPB, em especial a Alexandre, Anderlechi, Gabriela e Fernando, por todo acolhimento, momentos de descontração e aprendizagem durante a minha estadia em João Pessoa.

Ao ICMBio e a profa. Tatiana Gibertoni por toda dedicação e paciência na coordenação do projeto da Mata Atlântica.

Aos colegas Isaias, Layanne, Angelina, Vitor, Bruna, Eliude, Daniel, Andressa e André Aptroot pela companhia, conhecimento e toda ajuda nas coletas.

Aos pataxós do Parque Nacional e Histórico do Monte Pascoal, em especial ao Cacique Guarú (Oziel), o Pajé Putu muju (Edivaldo), Zenilson e Bruno, que não mediram esforços para ajudar nas coletas e por todo ensinamento repassado.

A todos aqueles que direta ou indiretamente contribuíram com este trabalho.

Meu muito obrigada!

RESUMO

Os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) por meio da simbiose mutualística estabelecida com as raízes das plantas, desempenham um papel importante na dinâmica da comunidade vegetal das florestas tropicais, principalmente as mais ameaçadas, como a Mata Atlântica. Esse bioma é alvo de diversos impactos antrópicos, incluindo as áreas inseridas em Unidades de Conservação, causando alterações não somente na comunidade visível aos olhos, mas também à microbiota do solo, a exemplo dos FMA. O objetivo deste trabalho foi determinar a estrutura e a composição das comunidades de FMA em áreas de Mata Atlântica, nativa e em regeneração natural, e identificar quais fatores abióticos estariam influenciando essas comunidades. A coleta de solo foi realizada no Parque Nacional e Histórico do Monte Pascoal, no sul da Bahia, em seis áreas de Mata Atlântica: três áreas com vegetação nativa e três em regeneração natural. Em cada área foi traçado um transecto, com cinco parcelas, coletando-se três amostras simples em cada parcela, totalizando 90 amostras por período (seco e chuvoso). Foram analisados: número de glomerosporos, riqueza, diversidade e espécies indicadoras, e se as comunidades de FMA e as propriedades físico-químicas do solo diferiam entre as áreas estudadas. Maior número de glomerosporos, riqueza e diversidade de FMA foram encontrados na área em regeneração, observando-se diferenças entre os períodos apenas para o número de glomerosporos. Foram registradas 77 espécies de FMA, considerando todas as áreas e períodos, sendo *Acaulospora* e *Glomus* os gêneros mais representativos em número de espécies. Maior abundância de espécies de *Acaulospora*, *Claroideoglomus* e *Septoglomus* foi encontrada na área de regeneração; além disso, seis espécies de *Acaulospora* foram indicadoras desta área em todos os períodos de coleta. A PERMANOVA mostrou que a composição da comunidade de FMA diferiu entre as áreas de estudo, mas não entre os períodos de coleta, sendo os atributos do solo (pH, K, Al, Mg, m e argila) os fatores estruturantes para essa diferença. O estresse ambiental sofrido pela área de Mata Atlântica, agora em regeneração natural, juntamente com fatores edáficos do solo, pode propiciar mudanças benéficas na estrutura e composição das comunidades de FMA, aumentando a riqueza e a diversidade desses fungos em Unidades de Conservação.

Palavras-chave: Glomeromycota. Ecologia. Área de Proteção Integral. Floresta Tropical Úmida.

ABSTRACT

The arbuscular mycorrhizal fungi (AMF), through mutualistic symbiosis established with the roots of plants, play an important role in the dynamics of the plant community in tropical forests, especially the most threatened ones, such as the Atlantic Forest. This biome is the target of several anthropic impacts, including the areas inserted in Conservation Units, causing changes not only to the community visible to the eyes, but also to the soil microbiota, e.g. the AMF. The aim of this work was to determine the structure and composition of AMF communities in areas of Atlantic Forest (native and in natural regeneration), and to identify which abiotic factors are influencing these communities. The soil sampling was carried out in three native and three regenerating areas of Monte Pascoal National and Historical Park, in the south of Bahia. In each area, three transects were drawn, with five plots each. Three simple samples were collected in each plot, totaling 90 samples per period (dry and rainy). We analyzed the number of glomerospores, richness, diversity, and indicator species, as well as whether the AMF communities, and physical and chemical soil properties differed between the areas. Greater number of glomerospores, richness and diversity of AMF was found in the area under regeneration, with differences between periods being observed only for the number of glomerospores. Seventy-seven species of AMF were recorded, considering all areas and periods, with *Acaulospora* and *Glomus* being the most representative genera in number of species. Greater abundance of species of *Acaulospora*, *Claroideoglomus* and *Septoglomus* was found in the regeneration area. Moreover, six species of *Acaulospora* were indicator of this area in all periods of collection. The Permanova analysis showed that the AMF communities differed between the studied areas, but not between the collection periods, with soil attributes (pH, K, Al, Mg, m and clay) being the responsible factors for this difference. The environmental stress suffered by the Atlantic Forest area, now in natural regeneration, together with soil edaphic factors, can provide beneficial changes in the structure and composition of the AMF community, increasing the richness and diversity of these fungi in Conservation areas.

Keywords: Glomeromycota. Ecology. Protected area. Tropical rainforest

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 -	Uso da terra e cobertura do solo no bioma Mata Atlântica, Brasil.....	16
Figura 2 -	Número de espécies de FMA descritas nos diferentes períodos da história até os dias atuais.....	21
Figura 3 -	Triângulo CSR com fatores de estresse e distúrbios e as estratégias de vida dos FMA classificados como competidores, tolerantes ao estresse ou ruderal.....	27
Figura 4 -	Parque Nacional e Histórico do Monte Pascoal em Porto Seguro - BA. a) Localização geográfica com pontos de coleta em vermelho; b) Vista da entrada do PARNAH do Monte Pascoal.....	31
Figura 5 -	Precipitação pluviométrica acumulada e média das temperaturas máxima e mínima no período de maio de 2018 a maio de 2019 em Porto Seguro - BA	32
Figura 6 -	Imagem destacando as áreas estudadas: três transectos de vegetação nativa e de regeneração no PARNAH de Monte Pascoal.....	33
Figura 7 -	Número de glomerosporos em áreas de Mata Atlântica nativa e em regeneração, nos períodos chuvoso e seco, no PARNAH do Monte Pascoal.....	38
Figura 8 -	Diversidade e riqueza de FMA em áreas de Mata Atlântica nativa e em regeneração, nos períodos chuvoso e seco, no PARNAH do Monte Pascoal	39
Figura 9 -	Abundância de glomerosporos dos gêneros <i>Glomus</i> (a), <i>Acaulospora</i> (b), <i>Claroideoglomus</i> (c) e <i>Septoglomus</i> (d) em áreas de Mata Atlântica nativa e em regeneração, nos períodos chuvoso e seco, no PARNAH do Monte Pascoal	46
Figura 10 -	Abundância de glomerosporos das espécies <i>Glomus macrocarpum</i> (a), <i>Septoglomus titan</i> (b), <i>Claroideoglomus etunicatum</i> (c) e <i>Acaulospora mellea</i> (e) em áreas de Mata Atlântica nativa e em regeneração, no PARNAH do Monte Pascoal.....	47

Figura 11 - Diagramas de Venn referente a riqueza de FMA em áreas nativa e em regeneração no PARNAH do Monte Pascoal. NC: Nativa – chuvoso; NS: Nativa – seco; RC: Regeneração – chuvoso; RS: Regeneração – seco.....	50
Figura 12 - Curva de acumulação de espécies de FMA em áreas de Mata Atlântica nativa e em regeneração considerando todas as amostras coletadas (a) e curva de extrapolação (b)	51
Figura 13 - Análise multidimensional não-métrica (NMDS) baseada nos dados de abundância das comunidades de FMA em áreas de Mata Atlântica nativa e em regeneração (stress= 0,108) e correlacionada com os atributos do solo. K: potássio, Al: alumínio, m: saturação por alumínio, Mg: magnésio	53

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Classificação atual do Filo Glomeromycota, segundo atualizações de Baltruschat et al. (2019)	22
Tabela 2 - Caracterização química e física do solo das áreas de Mata Atlântica nativa e em regeneração nos períodos chuvoso e seco, no PARNAH do Monte Pascoal.....	37
Tabela 3 - Abundância relativa de FMA em áreas de Mata Atlântica, nativa e em regeneração, nos períodos chuvoso e seco, no PARNAH do Monte Pascoal. C: chuvoso, S: Seco	41
Tabela 4 - Espécies indicadoras de FMA em áreas de Mata Atlântica nativa e em regeneração, nos períodos chuvoso e seco, do PARNAH do Monte Pascoal. NC: Nativa – chuvoso; NS: Nativa – seco; RC: Regeneração – chuvoso; RS: Regeneração – seco	52

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	12
2	REFERENCIAL TEÓRICO	15
2.1	MATA ATLÂNTICA	15
2.1.1	A Mata Atlântica do sul da Bahia	17
2.2	FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES (FMA)	19
2.2.1	Caracterização geral	19
2.2.2	Classificação dos FMA	20
2.2.3	Benefícios e fatores que influenciam na ocorrência dos FMA	24
2.2.4	Ecologia de FMA	25
2.3	DIVERSIDADE DE FMA EM ÁREAS DE MATA ATLÂNTICA	28
3	MATERIAL E MÉTODOS	31
3.1	ÁREA DE COLETA	31
3.2	AMOSTRAGEM	34
3.3	ANÁLISES FÍSICAS E QUÍMICAS DO SOLO	34
3.4	EXTRAÇÃO DOS GLOMEROSPOROS E IDENTIFICAÇÃO DAS ESPÉCIES DE FMA	35
3.5	ANÁLISES ESTATÍSTICAS E ECOLÓGICAS	35
4	RESULTADOS	37
5	DISCUSSÃO	54
6	CONSIDERAÇÕES FINAIS	59
	REFERÊNCIAS.....	60

1 INTRODUÇÃO

A Mata Atlântica, considerada a segunda maior floresta tropical da América do Sul, é caracterizada por alto endemismo e biodiversidade, chegando a ser um dos 35 *hotspots* de biodiversidade do mundo (MITTERMEIER et al., 2011). No Brasil, estende-se do Rio Grande do Norte ao Rio Grande do Sul, apresentando diferentes formas de relevo, paisagens e características climáticas (PINTO; BRITO, 2005). É um dos biomas mais ameaçados do mundo, principalmente pelo fato de sofrer intenso processo de urbanização e exploração de áreas extensivas para cultivos, restando aproximadamente 28% da cobertura vegetal nativa (REZENDE et al., 2018).

Apenas 9% do território original de Mata Atlântica encontra-se protegido por Unidades de Conservação, entre públicas e privadas, e destes apenas 2% em Unidades de Proteção Integral - UPI (RIBEIRO et al., 2009; REZENDE et al., 2018). Dentre as UPI, o Parque Nacional e Histórico (PARNAH) do Monte Pascoal, situado no extremo sul da Bahia, em Porto Seguro, foi delimitado para conservar a fauna e flora do local, principalmente por ser a porção de terra avistada pelos navegadores portugueses e por ter um contexto de importância histórica e sociocultural, envolvendo comunidades indígenas e atividades turísticas (OLIVEIRA et al., 2012).

Nos planos de manejo das Unidades de Conservação, as comunidades microbianas, principalmente as do solo, geralmente não são consideradas. Entretanto, tendo em vista a importância deste componente edáfico para a manutenção dos ecossistemas terrestres é indispensável conhecer a distribuição destes micro-organismos nessas áreas.

Os fungos micorrízicos arbusculares (FMA), pertencentes ao Filo Glomeromycota (SCHÜBLER et al., 2001; TEDERSOO et al., 2018), são importantes micro-organismos que se associam simbioticamente com mais de 80% das plantas, fornecendo água e nutrientes, enquanto estas disponibilizam carboidratos e lipídios, para desenvolvimento e esporulação dos fungos (SMITH; READ, 2008; KEYMER et al., 2017).

Os FMA desempenham um papel importante na dinâmica da comunidade vegetal das florestas tropicais (DICKIE et al., 2015). No Brasil, estudos comparando a colonização, densidade de esporos, estrutura e composição dos FMA em Mata Atlântica com diferentes estágios sucessionais (BONFIM et al., 2013; STÜRMER et al., 2006; ZANGARO et al., 2013), em áreas fragmentadas (SANTOS; CARRENHO,

2011), sob diferentes usos do solo (PEREIRA et al., 2014) ou diferentes práticas de manejo (PEREIRA et al., 2018) foram realizados, demonstrando diferenças na diversidade das comunidades de FMA entre as áreas comparadas. A sazonalidade é um fator importante para a variação das comunidades de FMA nessas áreas (PEREIRA et al., 2018; ZANGARO et al., 2013). Das mais de 300 espécies de FMA descritas no mundo, 128 foram registradas em áreas de Mata Atlântica (JOBIM et al., 2018), destacando-se a família *Intraornatosporaceae*, três gêneros (*Intraornatospora*, *Orbispora* e *Paradentiscutata*) e 18 espécies descritas a partir de coletas nessas áreas, indicando o grande potencial de diversidade de FMA na Mata Atlântica.

As ações antrópicas, *i.e.* práticas agrícolas, alteram a ocorrência dos FMA (COFRÉ et al., 2017) e podem levar à redução da sua riqueza, abundância e diversidade. Além disso, mudanças que venham ocorrer nas propriedades do solo causadas pelos distúrbios, podem ter um impacto negativo nas comunidades de FMA (VAN DER HEYDE et al., 2017). No geral, estudos relatam maior abundância, riqueza e diversidade de FMA em áreas que sofreram algum efeito antropogênico (PICONE, 2000; ARAÚJO et al., 2019; MARTINS et al., 2019) do que em áreas nativas, fato que pode estar relacionado ao tipo de manejo adotado (pastejo, fogo, seca) e/ou tipos de espécies vegetais que possibilitem aumentar a esporulação dos FMA.

Levando em consideração os distúrbios causados pelas ações antrópicas em áreas de Mata Atlântica, Pereira et al. (2014) observaram que a conversão da mata em plantio acarretava mudanças principalmente na diversidade de espécies de FMA, porém sem alterar a riqueza. Posteriormente, Pereira et al. (2018) demonstraram que mesmo os manejos empregados em Unidades de Conservação também influenciam a comunidade desses micro-organismos, mostrando que a diversidade de FMA é maior em áreas conservadas em comparação com as de uso-sustentável.

Sabendo que os impactos antrópicos podem afetar negativamente a estrutura das comunidades de FMA em área de Mata Atlântica, ocasionando seleção de espécies e perda de diversidade, estudos que contemplem essas variáveis são necessários, considerando a perda iminente de recursos biológicos. O presente estudo visa determinar a estrutura e a composição das comunidades de FMA em áreas com vegetação nativa e em áreas em regeneração natural na Mata Atlântica, buscando identificar quais fatores abióticos influenciam essas comunidades.

Desta forma, neste trabalho as seguintes hipóteses foram testadas: i) a diversidade e a estrutura das comunidades de FMA no solo diferem entre áreas de

Mata Atlântica, sendo a diversidade maior em área nativa do que em regeneração; ii) a distribuição das comunidades de FMA pode ser influenciada pelas propriedades físicas e químicas do solo; iii) diferenças na riqueza e diversidade de FMA ocorrem em função dos períodos de coleta.

2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1 MATA ATLÂNTICA

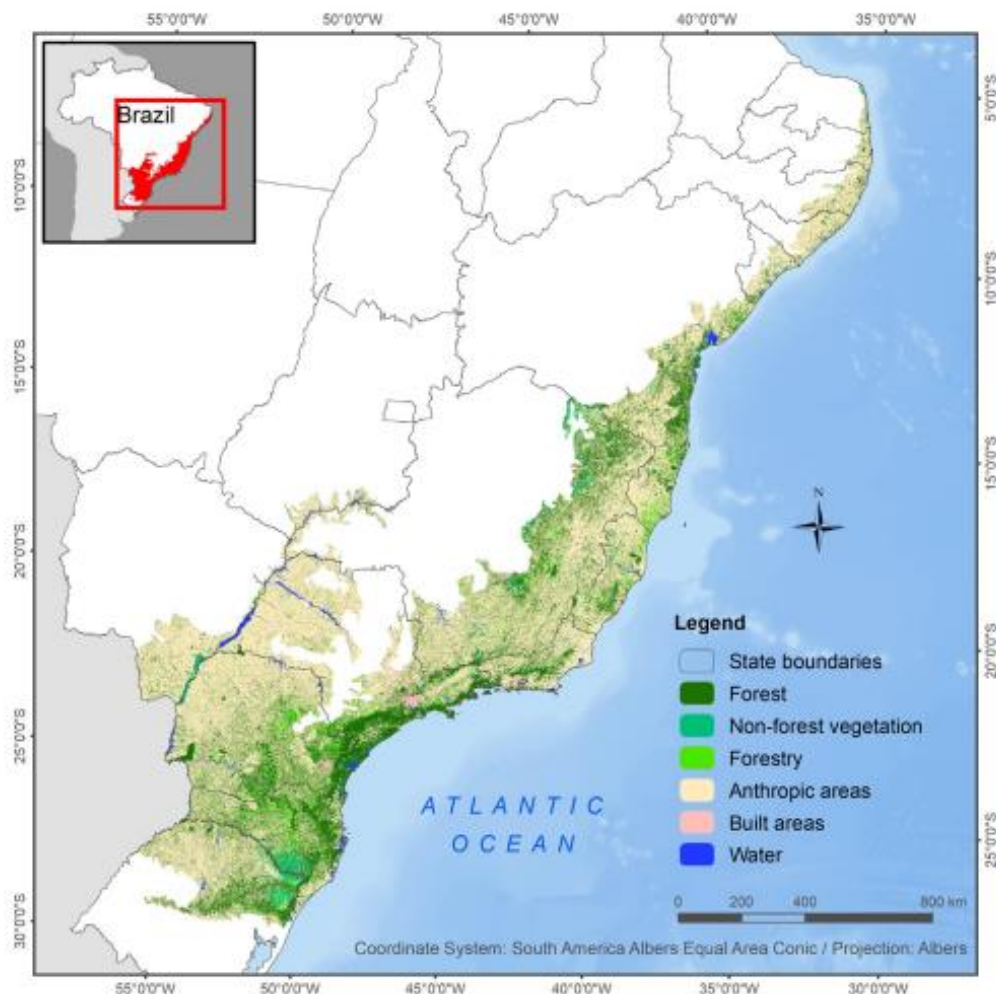
As florestas tropicais têm importância fundamental para a conservação da biodiversidade, prestando serviços ecossistêmicos e mantendo a qualidade de vida das populações em escala global (SILVA et al., 2016). No Brasil, a Mata Atlântica é considerada a segunda maior floresta tropical da América do Sul, com alta diversidade biológica e elevado grau de endemismo (PINTO; BRITO, 2005; TABARELLI et al., 2006).

Aproximadamente 95% da Mata Atlântica encontram-se distribuídos ao longo do território brasileiro, estendendo-se do Rio Grande do Norte ao Rio Grande do Sul, e apresentando diferentes formas de relevo, paisagens e características climáticas (PINTO; BRITO, 2005). Vários ecossistemas associados fazem parte deste bioma, dentre os quais a Floresta Ombrófila Densa (Floresta Tropical Pluvial), Mista (Mata de Araucárias) e Aberta, Floresta Estacional Decidual (Floresta Tropical Caducifólia) e Semidecidual (Floresta Tropical Subcaducifólia), Mangues, Restingas, Campos de Altitude, Brejos Interioranos, Encraves Florestais do Nordeste, Ilhas costeiras e oceânicas (IESB, 2007).

A Mata Atlântica é considerada um dos 35 *hotspots* de conservação da biodiversidade (MITTERMEIER et al., 2011). Estimativas sobre os remanescentes florestais da Mata Atlântica mostravam que restavam aproximadamente 11,7% da cobertura vegetal original, distribuída de forma fragmentada em 50 ha ou menos (RIBEIRO et al., 2009). Entretanto, estudos mais detalhados realizados por Rezende et al. (2018), mostraram que a Mata Atlântica ainda apresenta 28% de vegetação nativa (Figura 1), o que corresponde ao dobro das estimativas anteriores.

Apesar do novo mapeamento da Mata Atlântica mostrar resultados mais favoráveis do que o estimado anteriormente, o bioma ainda permanece altamente ameaçado, considerando que a maior parte da cobertura vegetal nativa está localizada fora de Unidades de Conservação. O estudo de Rezende et al. (2018) demonstrou ainda que apenas 9% do território original da Mata Atlântica encontra-se protegido em Unidades de Conservação, entre públicas e privadas, e apenas 2% em Unidades de Proteção Integral.

Figura 1 - Uso da terra e cobertura do solo no bioma Mata Atlântica, Brasil.



Fonte: Rezende et al. (2018).

O histórico de perturbações massivas que ocorreram no bioma foi iniciado desde que os colonizadores europeus desembarcaram no país, em 1500. A ocupação desordenada, exploração de árvores como pau-brasil, além de outras de cunho econômico como cana-de-açúcar, café e cacau, o uso da terra para fins comerciais em pastos, produção agrícola, expansão agropecuária e intenso processo de urbanização (MESQUITA; COLE; LEITE, 2006), trouxe para a Mata Atlântica altos níveis de desmatamento e fragmentação.

Como consequência desses processos antropogênicos sobre a Mata Atlântica, as áreas desmatadas tornam-se susceptíveis à degradação dos solos, com potencial redução da disponibilidade hídrica e pequenas mudanças no clima (GUIMARÃES, 2005; NEHREN et al. 2013). Estes fatores podem ocasionar a extinção de espécies endêmicas, principalmente pela perda de habitat nesses locais (MESQUITA; COLE;

LEITE, 2006), fato que conferiu ao bioma a classificação de terceiro *hotspot* de alta vulnerabilidade frente às mudanças climáticas (BELLARD et al., 2014).

Desta forma, a conservação da Mata Atlântica urge e depende principalmente de ações e esforços coletivos da sociedade. Para que essas ações sejam efetivas e contribuam para melhor condução dos programas de conservação, as informações sobre a biodiversidade não podem se limitar aos macros organismos, mas devem se estender aos micro-organismos, que desempenham funções essenciais à manutenção dos ecossistemas de Mata Atlântica.

2.1.1 A Mata Atlântica do Sul da Bahia

A riqueza biológica da Mata Atlântica é comparada àquela dos biomas florestais mais ricos do mundo, incluindo a Amazônia. Na Bahia a extensão territorial deste bioma até o ano de 2018 correspondia a 203.066 ha (SOS MATA ATLÂNTICA, 2018), sendo a maior parte da vegetação do sul da Bahia composta por Floresta Ombrófila Densa. Essa região da Mata Atlântica constitui um dos mais importantes centros de endemismo de plantas de todo o bioma, destacando-se as espécies das famílias Fabaceae e Poaceae e uma palmeira muito importante economicamente, a piaçava *Attalea funifera* Mart. (Arecaceae); além disso, essa área detém um dos maiores recordes de diversidade vegetal em todo o mundo (THOMAS et al., 1998).

Em relação à fauna, a Mata Atlântica do Sul da Bahia, também é considerada centro de endemismo para borboletas e vertebrados de um modo geral (NEVES; PALUCH, 2016; VASCONCELOS, 2008; SILVANO; PIMENTA, 2003). A região abriga algumas espécies de mamíferos ameaçadas de extinção, como o mico-leão-de-cara-dourada (*Leontopithecus chrysomelas* Kuhl, 1820), macaco-prego-de-peito-amarelo (*Cebus xanthosternus* Wied-Neuwied, 1826), rato-da-árvore (*Phyllomys unicolor* Wagner, 1842) e o ouriço preto (*Chaetomys subspinosus* Olfers, 1818), além de espécies roedoras, consideradas raras e de distribuição restrita, como rato-do-cacau (*Callistomys pictus* Pictet, 1843) e rato-do-mato (*Blarinomys breviceps* Winge, 1888) (CASSANO et al., 2017; PARDINI, 2004). Os sistemas hídricos do extremo sul da Bahia guardam uma ictiofauna diversa e rica em endemismos, havendo riachos de águas rasas habitados principalmente por espécies de peixes de pequeno porte (SARMENTO-SOARES, MAZZONI, MARTINS-PINHEIRO, 2007).

Porto Seguro, localizada no extremo sul da Bahia, possui 25 unidades de conservação: Refúgio de Vida Silvestre do Rio dos Frades, Parque Municipal Marinho do Recife de Fora, Área de Proteção Ambiental (APA) Caraíva Trancoso e 18 Reservas Particulares do Patrimônio Natural, parte da APA Coroa Vermelha e da Reserva Extrativista Marinha do Corumbau e dois Parques Nacionais (PARNA do Pau Brasil e Histórico do Monte Pascoal). Os parques Nacionais do Pau Brasil (município de Porto Seguro) e do Descobrimento (município de Prado), foram criados pelo Governo Federal em 1999 (BRASIL, 1999; BRASIL, 2012). Esses parques juntamente com o Parque Nacional e Histórico do Monte Pascoal, são considerados corredores ecológicos das Reservas de Mata Atlântica da Costa do Descobrimento.

O Parque Nacional do Monte Pascoal foi criado pelo decreto nº 242 de 29 de novembro de 1961, e sua denominação passou a ser de Parque Nacional e Histórico pelo Decreto nº 3.421 de 20 de abril de 2000 (BRASIL, 2000). O objetivo da criação do Parque foi conservar os ecossistemas costeiros até os rios que circundam o Monte Pascoal, a porção de terra que foi avistada pelos navegadores portugueses. Este parque é aberto para visitação e possui um dos principais fragmentos remanescentes de Mata Atlântica do nordeste brasileiro, apresentando uma grande biodiversidade, presente em quatro ecossistemas: Floresta Ombrófila Densa, Mussununga, Restinga e Manguezal. Além dos aspectos naturais o PARNAH do Monte Pascoal possui um contexto de importância histórica e sociocultural no cenário nacional, envolvendo comunidades indígenas e atividades turísticas (OLIVEIRA, 2012).

O ecoturismo étnico encontrado no PARNAH do Monte Pascoal é bastante ativo. Os condutores indígenas da tribo Pataxó, principalmente os da Aldeia Pé do Monte, trabalham a interpretação ambiental expressando o seu contexto sociocultural, relacionado ao patrimônio natural da UC. Através da comunicação popular, os índios utilizam as manifestações culturais tradicionais da tribo Pataxó, associadas às suas resistências sociais e populares (PERUZZO, 1995), sendo uma ferramenta que traz possibilidades de integrar dimensões da sustentabilidade econômica, ambiental, cultural e política (OLIVEIRA, 2012).

2.2 FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES (FMA)

2.2.1 Caracterização geral

A diversidade de plantas fornece condições favoráveis para o desenvolvimento de inúmeras interações com micro-organismos, principalmente na rizosfera (JOLY; METZGER; TABARELLI, 2014). Os vegetais estão constantemente expostos a uma variedade de micro-organismos no solo, os quais apenas alguns se especializaram durante a evolução na interação com as plantas (HOFFMANN; LUCENA, 2006). A simbiose mutualística benéfica entre os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) e as raízes das plantas, é um exemplo de interação existente há mais de 400 milhões de anos, com registros desde o período Ordoviciano (REDECKER; KODNER; GRAHAM, 2000; SIQUEIRA et al., 2010) e que possivelmente foi responsável pela transição das plantas do ambiente aquático para o terrestre (VAN DER HEIJDEN et al., 2015).

O termo arbuscular empregado a esses fungos é derivado de sua estrutura característica, o arbúsculo, presente no interior das raízes formando sítios de troca entre os FMA e o hospedeiro (SMITH; READ, 2008). Além dos arbúsculos, outras estruturas podem ser encontradas nas raízes colonizadas por esses fungos, como as vesículas e células auxiliares – responsáveis pelo armazenamento de lipídios. Além das raízes colonizadas, as outras formas de propágulos infectivos no solo são as hifas, que têm função de propagação e de absorção de nutrientes e podem ser produzidas intra ou extrarradicularmente (SMITH; READ, 2008), e os esporos, denominados glomerosporos (GOTO; MAIA, 2006), estruturas de reprodução e resistência, que carregam a informação genética juntamente com as hifas, caracterizados por serem multinucleados e com grande variação no número de núcleos (MARLEAU et al., 2011).

A sinalização entre o fungo e a planta ocorre com a liberação de exsudados pelas raízes, que são formados por substâncias e compostos secundários e estrigolactonas, que induzem e estimulam o crescimento das hifas dos FMA (LAMBAIS; RAMOS, 2010; KRETZSCHMAR et al., 2012; MARTIN et al., 2016). O início da simbiose é marcado primordialmente pelo crescimento da hifa em direção à raiz (fase pré-simbiótica) e posteriormente formação do apressório, responsável pelo estabelecimento do contato do fungo com a planta, e caracterizado por formar o local de entrada do FMA na planta hospedeira (NUNES, 2018). Após esse evento, algumas mudanças ocorrem nas células vegetais, para que o processo de colonização se

estabeleça e possibilite às hifas expandir na região do córtex da raiz, em espaços inter e intracelulares, sem que penetrem no cilindro central da planta, como alguns organismos patogênicos de raiz (GENRE et al., 2005). Posteriormente, as hifas se diferenciam em arbúsculos, as estruturas responsáveis pela troca bidirecional de água e nutrientes, como o fósforo e açúcares entre os organismos (PASZKOWSKI, 2006; MACLEAN et al., 2017). O estabelecimento da interação está associado a uma série de mudanças nas células dos hospedeiros, com a ativação de vários genes, alterações metabólicas e fisiológicas para acomodação da simbiose (MtPt4-transportador de fosfato, MtCbf1 e MtCbf2) e dos simbiontes, com ativação do metabolismo oxidativo (HOGEEKAMP; KÜSTER, 2013; CALABRESE et al., 2017). Ao mesmo tempo em que ocorre a colonização intrarradicular, o micélio extrarradicular se desenvolve e dele se originam os glomerosporos que também podem ser formados dentro da raiz.

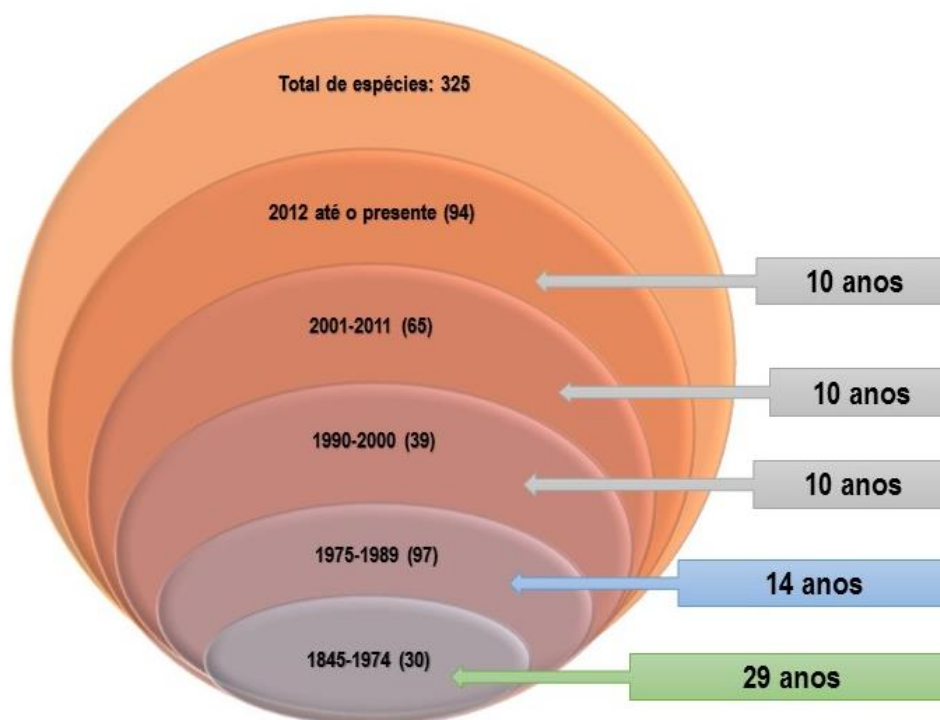
Os FMA são organismos biotróficos obrigatórios, cosmopolitas e estabelecem associação em cerca de 80% das famílias de plantas vasculares (SCHÜBLER et al., 2001; WANG et al., 2008). Podem ser encontrados em todos os ecossistemas terrestres, como florestas tropicais e temperadas (HUSBAND et al., 2002; POUYU-ROJAS et al., 2006; PEREIRA et al., 2018), dunas de areia (RAMOS-ZAPATA et al., 2011; SILVA et al., 2012; SILVA et al., 2019), savanas (SOKA; RITCHIE, 2018), desertos (ZHANG et al., 2012; SHI et al., 2017), pastagens e agroecossistemas (CORRÊA et al., 2013; BERTOLINI et al., 2018). Assim, é importante estudar as comunidades de FMA nos diferentes ecossistemas e entender seu papel nesses ambientes, visto que diversos trabalhos demonstram a contribuição desses fungos no estabelecimento e manutenção da comunidade vegetal (CASTILLO et al., 2018), por meio dos benefícios advindos do incremento na disponibilidade de nutrientes e tolerância aos estresses ambientais e biológicos.

2.2.2 Classificação dos FMA

A classificação dos FMA é baseada tanto na análise morfológica dos glomerosporos, quanto nos caracteres moleculares, que juntos oferecem uma análise robusta, resultando em uma proposição filogenética. Segundo Stürmer (2012), as pesquisas sobre micorrizas arbusculares passaram por vários estágios: período de descoberta (1845-1974), período da taxonomia alfa (1975-1989), período cladístico

(1990-2000) e o período de síntese filogenética (2001-2011) (Figura 2), até o período atual, na qual o avanço das análises moleculares propiciou a descrição de mais espécies de FMA (LUGO; PAGANO, 2019).

Figura 2 - Número de espécies de FMA descritas nos diferentes períodos da história até os dias atuais.



Fonte: Modificado de Lugo e Pagano (2019).

Os FMA pertenciam ao filo Zygomycota, um grupo com espécies primordialmente sapróbias. Entretanto, considerando a natureza simbiótica mutualista e os dados moleculares, esses fungos foram segregados, em 2001, em um novo Filo denominado Glomeromycota (SCHÜßLER; SCHWARZOTT; WALKER, 2001; TEDERSOO et al., 2018). O Filo atualmente está dividido em três classes, cinco ordens, 16 famílias, 50 gêneros (Tabela 1) e apresenta mais de 300 espécies descritas (BŁASZKOWSKI; CHWAT, 2013; GOTO et al., 2012; MARINHO et al., 2014; OEHL et al., 2011; OEHL et al., 2014; ÖPIK; DAVISON, 2016; BŁASZKOWSKI et al., 2017, 2019, CORAZON-GUIVIN et al., 2019).

Tabela 1 - Classificação do Filo Glomeromycota, segundo atualizações de Baltruschat et al. (2019).

Classes (3)	Ordens (5)	Famílias (16)	Gêneros (50)
Archaeosporomycetes	Archaeosporales	Ambisporaceae	<i>Ambispora</i> (= <i>Appendiscispora</i>)
		Archaeosporaceae	<i>Archaeospora</i> <i>Intraspora</i> <i>Palaeospora</i>
		Geosiphonaceae	<i>Geosiphon</i>
Paraglomeromycetes	Paraglomerales	Paraglomeraceae	<i>Innospora</i> <i>Paraglomus</i>
		Pervetustaceae	<i>Pervetustus</i>
Glomeromycetes	Diversisporales	Acaulosporaceae	<i>Acaulospora</i> <i>Kuklospora</i>
		Pacisporaceae	<i>Pacispora</i>
		Sacculosporaceae	<i>Sacculospora</i>
		Diversisporaceae	<i>Corymbiglomus</i> <i>Diversispora</i> <i>Desertispora</i> <i>Otospora</i> <i>Redeckera</i> <i>Sieverdingia</i> <i>Tricispora</i>
	Glomerales	Glomeraceae	<i>Dominikia</i> <i>Microdominikia</i> <i>Funneliformis</i> <i>Funneliglomus</i> <i>Orientoglomus</i> <i>Nanoglomus</i> <i>Glomus</i> <i>Halonatospora</i> <i>Kamienskia</i> <i>Microkamienskia</i>

		<i>Oehlia</i>
		<i>Rhizoglosum</i>
		<i>Septoglosum</i>
		<i>Sclerocarpum</i>
		<i>Sclerocystis</i>
		<i>Simiglosum</i>
Entrophosporaceae		<i>Albahypha</i>
		<i>Claroideoglosum</i>
		<i>Entrophospora</i>
		<i>Viscospora</i>
Gigasporales	Racocetraceae	<i>Cetraspora</i>
		<i>Racocetra</i>
	Dentiscutataceae	<i>Dentiscutata</i>
		<i>Fuscutata</i>
		<i>Quatunica</i>
	Intraornatosporaceae	<i>Intraornatospora</i>
		<i>Paradentiscutata</i>
	Gigasporaceae	<i>Gigaspora</i>
	Scutellosporaceae	<i>Bulbospora</i>
		<i>Orbispora</i>
		<i>Scutellospora</i>

Fontes: BŁASZKOWSKI; CHWAT, 2013; BŁASZKOWSKI et al., 2015, 2017, 2018, 2019; GOTO et al., 2012; MARINHO et al., 2014; OEHL et al., 2011; SIEVERDING et al., 2015; ÖPIK; DAVISON, 2016; SYMANCZIK et al., 2018; JOBIM et al., 2019; CORAZON-GUIVIN et al., 2019, 2019b.

Com exceção de *Geosiphon*, que forma simbiose com cianobactérias, os representantes do Filo Glomeromycota formam estruturas características durante a colonização radicular, *i.e.* arbúsculos, hifas e glomerosporos. Todas as ordens produzem vesículas, exceto Gigasporales que produz células auxiliares (OEHL et al., 2011).

A identificação das espécies de FMA baseia-se, geralmente, na morfologia de seus esporos – como cor, tamanho, forma, estruturas subcelulares, ornamentações e reações na parede (BENTIVENGA; MORTON, 1994). Entretanto, essas características morfológicas podem ser influenciadas pelas condições ambientais e

por atributos fisiológicos dos FMA (REDECKER; HIJRI; WIEMKEN, 2003), assim, técnicas moleculares são importantes e podem ser usadas para confirmação da identificação de espécies (TURRINI et al., 2010), incluindo a descoberta de novos táxons, e proposições de mudanças na classificação dos FMA, baseada na relação filogenética (KRUGER et al., 2009).

2.2.3 Benefícios e fatores que influenciam a ocorrência dos FMA

Dentre os benefícios propiciados pelos FMA, um dos principais e mais comumente reportados é a melhoria no estado nutricional dos vegetais. Isto é possível devido ao aumento na área de exploração do solo pelas raízes e hifas, incrementando a absorção de nutrientes dispostos no solo, principalmente fósforo, zinco e cobre (GIOVANNETTI et al., 2017). Além disso, os FMA têm beneficiado as plantas em diversos outros aspectos, tais como: aumento da produtividade (LEKBERG; KOIDE, 2005); aumento da tolerância à: seca (FROSI et al., 2016; KIVLIN; EMERY; RUDGERS, 2013; SÁNCHEZ-ROMERA et al., 2016; ZHANG et al., 2018), patógenos do solo (MORA-ROMERO et al., 2015; FIORILLI et al., 2018), metais pesados (HILDEBRANDT; REVGAR; BOTHE, 2007; FERROL et al., 2016) e ao estresse salino (YANO-MELO; SAGGIN; MAIA, 2003; FROSI et al., 2018; AMANIFAR et al., 2019), e ainda podem contribuir para melhoria nas características do solo (DAYNES et al., 2013; RILLIG, 2004).

A rede de hifas dispostas no solo pode ser importante para o estabelecimento inicial das plantas e para a interação entre os vegetais, uma vez que podem estar conectadas e colonizando uma ou mais espécies de plantas (SELOSSE et al., 2006; GIOVANNETTI et al., 2004). Os FMA podem ser importantes para a dispersão de outros micro-organismos (AGNOLUCCI et al., 2019), na ciclagem de nutrientes (BENDER et al., 2015) e ainda na estabilidade de agregados do solo (VASCONCELLOS et al., 2016).

Fatores externos, tanto abióticos como bióticos, e as propriedades intrínsecas das espécies de plantas, podem afetar a distribuição dos FMA. A temperatura e precipitação podem restringir a ocorrência dos FMA, assim como as variações sazonais (DAVISON et al., 2015; GUADARRAMA et al., 2014; VELÁZQUEZ; CABELLO; BARREMA, 2013). Além disso, apesar desses fungos não serem

específicos quanto ao hospedeiro (SMITH; READ, 2008; WINAGRASKI et al., 2019), pode haver uma especificidade funcional ou preferencial, que pode determinar a comunidade de FMA (LÓPEZ-GARCÍA et al., 2017; WINAGRASKI et al., 2019). O tipo de vegetação (XU et al., 2016; GERZ et al., 2016; SILVA et al., 2014; PAGANO et al., 2013) e as propriedades do solo (JANSA et al., 2014; SHI; LIU; WANG, 2013; SILVA et al., 2014; SOUZA et al., 2016) também podem influenciar a distribuição e a composição dos FMA.

As perturbações antrópicas e as mudanças climáticas influenciam diretamente a estrutura das comunidades biológicas nos ecossistemas (POWELL; RILLIG, 2018), principalmente as comunidades microbianas do solo (TSIAFOULI et al., 2015). A ação antrópica inclui a fragmentação de habitat, alteração no uso do solo e mudanças climáticas, que podem causar alterações temporais nas comunidades. Como resultado, a interação dos FMA com as plantas geralmente é afetada negativamente devido aos distúrbios causados ao solo e ausência do hospedeiro vegetal, podendo conferir severas consequências para o funcionamento ecossistêmico (TRAVESET; RICHARDSON, 2014; VAN DER HEIJDEN et al., 2015).

Práticas agrícolas também alteram a ocorrência (COFRÉ et al., 2017) e podem levar à redução da riqueza, abundância e diversidade de FMA, bem como à seleção de espécies. Além disso, as mudanças nas propriedades do solo causados pela conversão de solo natural para áreas de pastagem, também tem um impacto negativo nos FMA (VAN DER HEYDE et al., 2017), principalmente pelo uso de insumos químicos e limitações na disponibilidade do hospedeiro (monoculturas) que alteram a diversidade de FMA (WILLIAMS et al., 2017).

2.2.4 Ecologia de FMA

Os FMA são essenciais para as comunidades de plantas e para a manutenção e dinâmica dos ecossistemas terrestres. O conhecimento da diversidade, composição de espécies de FMA e da estrutura da comunidade, é fundamental para entender como esses micro-organismos atuam no equilíbrio dos ecossistemas.

Os FMA são cosmopolitas e ocorrem em todos os ecossistemas terrestres conhecidos no mundo, fornecendo evidências de seu baixo nível de endemismo em escala global (DAVISON et al., 2015). Diferenças na composição de FMA foram

observadas em escalas regionais (LEKBERG et al., 2007; VAN DER GAST et al., 2011; MOORA et al., 2014) e locais (HELGASON et al., 1999; DAVISON et al., 2012).

O clima e a geologia são os precursores na moldagem da comunidade de FMA em escala global, enquanto o tipo de solo e o ecossistema parecem estar mais intimamente ligados às mudanças em escalas regionais (ÖPIK et al., 2013; KIVLIN et al., 2011; MOORA et al., 2014; RODRÍGUEZ-ECHEVERRÍA et al., 2017). Em escala local, a identidade da planta, as propriedades do solo, a dispersão dos FMA e as interações entre as espécies, podem influenciar a estrutura das comunidades de FMA (DAVISON et al., 2011; JANSÁ et al., 2014; RODRÍGUEZ-ECHEVERRÍA et al., 2017).

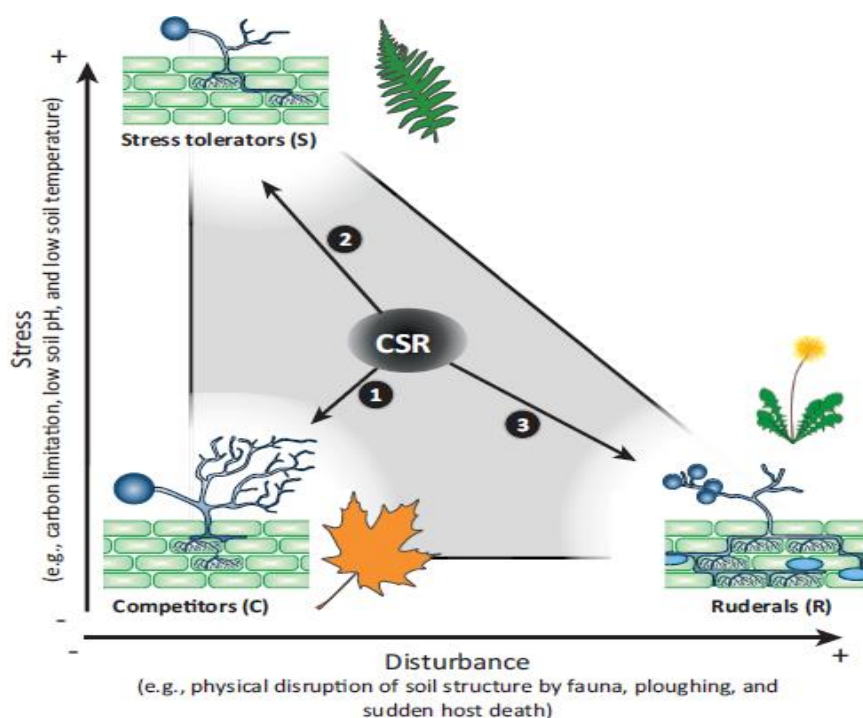
Estudos sobre a diversidade de espécies de FMA levam em consideração a riqueza, abundância e distribuição das espécies e posteriormente análises de índices ecológicos são realizadas, para observação de como a comunidade se estrutura. Essas análises têm sido muito usadas principalmente para comparar diferentes locais de coleta em diversas áreas, que vão desde locais naturais a antropizados (SILVA et al., 2012; DE ASSIS et al., 2016; PEREIRA et al., 2014, 2018; SILVA et al., 2014; MARINHO et al., 2019).

Segundo Silva et al. (2015), a diversidade alfa de FMA pode ser influenciada por hospedeiros vegetais e variações sazonais; entretanto, a diversidade beta pode estar mais relacionada aos tipos de solo e distância espacial entre as comunidades de FMA (XU et al., 2016). Espécies mais generalistas de FMA se associam com plantas amplamente distribuídas, enquanto as espécies menos comuns se associam com hospedeiros que tem uma distribuição mais restrita (ÖPIK et al., 2010).

Souza et al. (2003) relatam que a distribuição dos FMA pode ter relação com as diferentes estratégias de sobrevivência desses fungos, que se adaptam a condições bióticas e abióticas específicas de um determinado ambiente. Teorias podem explicar as diferentes estratégias de sobrevivência dos FMA. Dentre elas, temos a teoria ecológica *r* e *k* estrategista, onde espécies de característica *r*-estrategista são aquelas que colonizam primeiro nos ambientes e as *k*-estrategistas possuem maior capacidade de adaptação em ambientes mais estáveis (MACARTHUR; WILSON, 1967). Foi sugerido que os FMA pertencentes à família Gigasporaceae possuem uma estratégia de sobrevivência *k*-estrategista (SOUZA et al., 2005), enquanto os representantes de Glomeraceae, principalmente do gênero *Glomus*, apresentam um comportamento oportunista semelhante aos do tipo *r*-estrategistas (DECLERCK et al., 2001; SÝKOROVÁ; WIEMKEN; REDECKER, 2007).

Outra teoria que pode ser aplicada aos FMA é a teoria ou triângulo CSR (competidores, tolerantes ao estresse e ruderais). Essa teoria foi proposta por Grime (1970) e aplicada aos FMA por Chagnon et al. (2013). Segundo esses autores, os “competidores” são aqueles que se desenvolvem em ambientes com pouco estresse e perturbação, investindo mais na produção de hifas do que de esporos e forte dreno de carbono, como ocorre com espécies da família Gigasporaceae (Figura 3).

Figura 3 - Triângulo CSR com fatores de estresse e distúrbios e as estratégias de vida dos FMA classificados como competidoras, tolerantes ao estresse ou ruderal.



Fonte: Chagnon et al. (2013).

Representantes da família Acaulosporaceae, por exemplo, podem ser consideradas “tolerantes ao estresse”; são aquelas que têm baixa taxa de crescimento, entretanto possuem micélio de longa duração e tolerância a estresses abióticos, como acidez e baixa temperatura (HART; READER, 2002; CHAGNON et al., 2013). Existe ainda a estratégia “ruderal”, característica de organismos que conseguem sobreviver em ambientes impactados e apresentam alta taxa de crescimento, investindo na produção de muitos esporos e sistema de reparo das hifas mais eficientes, com alta capacidade de colonização. A maioria dos representantes de Glomeraceae pertence a essa estratégia de vida; crescem rapidamente (SOUZA et al., 2005), fundem as hifas com maior facilidade (DE LA PROVIDENCIA et al., 2005), investem mais na formação de esporos (SOUZA et al., 2005), além de produzir

alta colonização radicular (DECLERCK et al., 2001) e expansão das hifas extrarradiculares.

É importante conhecer a diversidade de FMA nos mais diferentes ambientes, buscando compreender as estratégias dessas espécies para sobrevivência em áreas com diferentes distúrbios. Tais informações contribuem para entendimento dos serviços ecossistêmicos providos por estes fungos.

2.3 DIVERSIDADE DE FMA EM ÁREAS DE MATA ATLÂNTICA

Vários trabalhos com os FMA já foram realizados em áreas de Mata Atlântica abordando diferentes aspectos. Gomes e Trufem (1998), analisando diferentes áreas de Floresta, de transição e de eucaliptos, na Ilha dos Eucaliptos em São Paulo, observaram que havia homogeneidade na distribuição dos FMA e que o tipo de vegetação e a sazonalidade não influenciavam a distribuição desses fungos nessas áreas. Bonfim et al. (2013) constataram que apesar do número de glomerosporos ter sido maior em área de floresta secundária de cinco anos, a riqueza e a diversidade de FMA foram maiores em áreas de floresta primária, num estudo feito em gradiente de restauração ambiental em área de Mata Atlântica, também em São Paulo.

Estudos em áreas de sucessão demonstraram que os estágios iniciais possuem, em geral, menor diversidade de FMA que as florestas maduras (AIDAR; CARRENHO; JOLY, 2004; STÜRMER et al., 2006), indicando que mesmo que a vegetação se recomponha nessas florestas, a diversidade de FMA pode ser perdida.

Zangaro et al. (2013) observaram que em áreas de pastagem, vegetação arbustiva, floresta secundária e madura, a vegetação de estágios primários da sucessão são mais colonizadas e possuem maior esporulação de FMA, e esse fato pode estar associado à época do ano com maior incidência de luz e temperatura, à disponibilidade hídrica no solo e à atividade metabólica das plantas. Além disso, o tempo de recuperação em áreas de Mata Atlântica pode afetar vários atributos microbiológicos, físicos e químicos do solo, possibilitando que os FMA sejam utilizados como bioindicadores da qualidade do solo nesses locais (VASCONCELLOS et al., 2016).

Levando em consideração os distúrbios causados pelas ações antrópicas em áreas de Mata Atlântica, Pereira et al. (2014) observaram que a conversão da mata em áreas de plantio pode acarretar mudanças na composição dos FMA, e, embora sem alterar a riqueza, altera a diversidade encontrada no local. Carrenho e Gomes-

da-Costa (2011) em um estudo realizado em remanescentes de Mata Atlântica convertidos em parques públicos com diferentes graus de degradação, concluíram que quanto mais antropizada a área, menor diversidade e riqueza de FMA, apesar de constatarem maior número de glomerosporos nessas condições. Os manejos empregados em áreas de conservação de Mata Atlântica também podem influenciar a comunidade desses micro-organismos; Pereira et al. (2018) observaram que a diversidade de FMA era maior em Unidades de Conservação de Proteção Integral em comparação com aquelas de Uso-Sustentável.

Os FMA desempenham um papel importante na dinâmica da comunidade vegetal das florestas tropicais (DICKIE et al., 2015). Das mais de 300 espécies descritas no mundo, 128 espécies de FMA já foram registradas em áreas de Mata Atlântica (JOBIM et al., 2018). Uma família (Intraornatosporaceae), três gêneros e 18 espécies, dentre elas *Orbispora pernambucana*, *Racocetra tropicana*, *Fuscutata heterogama*, *Dentiscutata colliculosa*, *Intraornatospora intraornata*, *Paradentiscutata maritima* e *Paradentiscutata bahiana* (SILVA et al., 2008; OEHL et al., 2008; GOTO et al., 2012) foram descritas a partir de esporos dessas áreas, mostrando que a Mata Atlântica possui grande potencial de diversidade de FMA.

A maioria dos trabalhos realizados nesse domínio destacam que as famílias Acaulosporaceae e Glomeraceae, respectivamente com espécies dos gêneros *Acaulospora* e *Glomus* ocorrem com maior frequência, tanto em áreas manejadas como naturais (AIDAR; CARRENHO; JOLY, 2004; GOMES; TRUFEM, 1998; PEREIRA et al. 2014; PEREIRA et al., 2018), mostrando que as espécies desses gêneros possuem alta adaptabilidade e disseminação nos diferentes tipos de Florestas Tropicais, já que muitas espécies foram descritas nesses ecossistemas (MARINHO et al., 2018).

Segundo Marinho et al. (2018), a partir de checklist de FMA em áreas de Floresta Tropical, um total de 228 espécies já foram registradas nessas áreas, sendo 204 espécies encontradas em áreas naturais e 173 em áreas antropogênicas, com 65 exclusivas para áreas naturais e 22 para as antropizadas. Então, é notório que a influência antrópica nessas áreas de floresta, pode impactar negativamente a riqueza dos FMA, quando comparadas às nativas.

Sabendo que os impactos antrópicos podem afetar negativamente a estrutura das comunidades de FMA em áreas de Mata Atlântica, ocasionando seleção de

espécies e perda de diversidade, estudos que visem mostrar os efeitos desses processos são imprescindíveis para compreender a dinâmica dos FMA nessas áreas.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 ÁREA DE COLETA

O estudo foi conduzido no Parque Nacional e Histórico (PARNAH) do Monte Pascoal, que possui uma área de 22.500 ha, na Região do Extremo Sul do Estado da Bahia, com localização geográfica a 16°53'17,63" latitude Sul, 39°24'55,50" longitude Oeste e altitude de 778 m, no município de Porto Seguro (Figura 4). O clima do local, segundo a classificação de Köppen-Geiger é do tipo Af, caracterizado como tropical quente e úmido com chuvas no verão e inverno seco, temperatura média de 21 °C e precipitação média anual de 1500 a 1750 mm, com regime relativamente uniforme ao longo do ano (PIMENTEL, 1995); o tipo de solo é classificado como LATOSSOLO AMARELO (IBGE, 2020). Os dados de precipitação e temperatura referentes aos períodos das coletas são apresentados na Figura 5.

Figura 4 - Parque Nacional e Histórico do Monte Pascoal em Porto Seguro - BA. a) Localização geográfica com pontos de coleta em vermelho; b) Vista da entrada do PARNAH do Monte Pascoal.



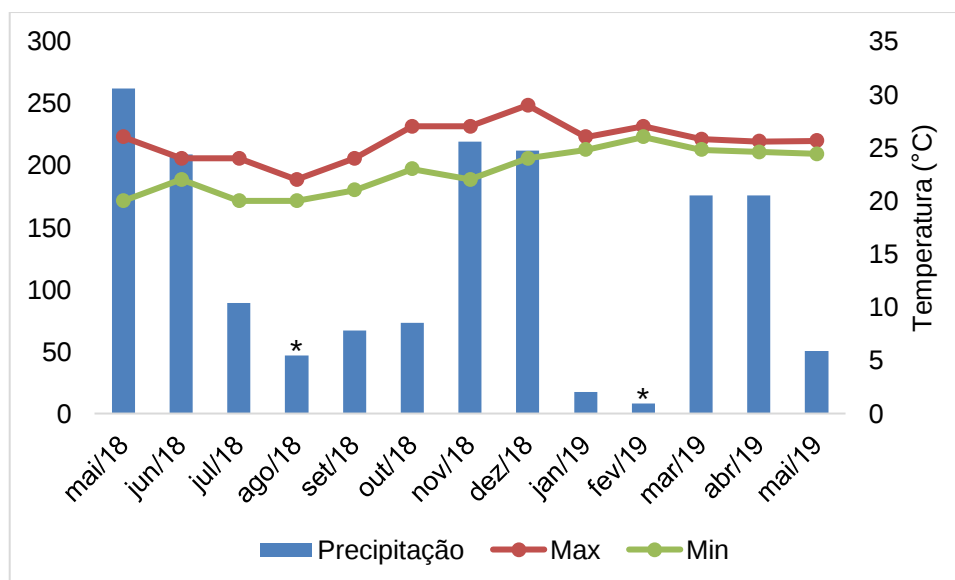
Fonte: QGis 2.18.24, usando Basemap Google Satellite 2015.

b)



Fonte: Isaias Junior, 2019.

Figura 5 - Precipitação pluviométrica acumulada e média das temperaturas máxima e mínima no período de maio de 2018 a maio de 2019 em Porto Seguro - BA.



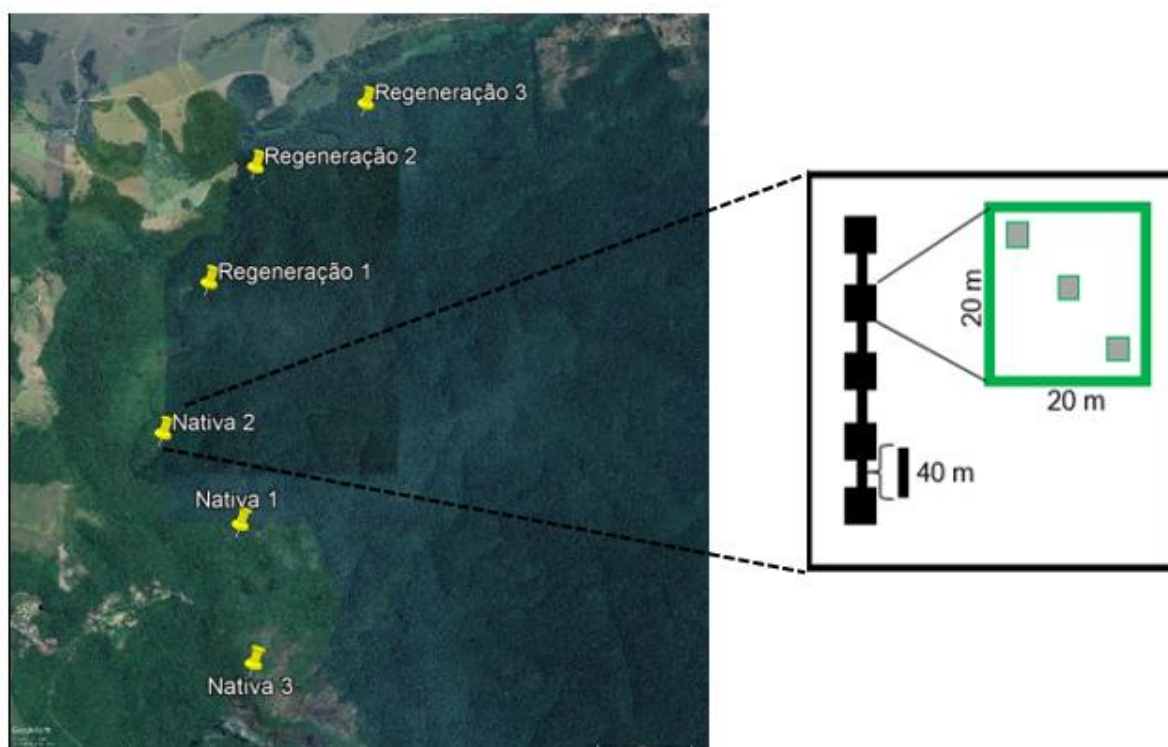
*meses em que foram realizadas as coletas. Fonte: INMET, 2019.

As coletas de solo foram realizadas em duas áreas: uma nativa e outra em regeneração com vegetação secundária, no PARNAH do Monte Pascoal (Figura 6). A área nativa apresenta vegetação de Floresta Ombrófila Densa que se encontra pouco

alterada, sendo o uso dos recursos florestais do local registrado apenas em áreas próximas à reserva Indígena do grupo Pataxó. As principais espécies vegetais que ocorrem nessas áreas são: arruda (*Swartzia euxylophora* Rizzini & A. Mattos), endêmica da região, jacarandá da Bahia [*Dalbergia nigra* (Vell.) Allemão ex Benth.], juerana vermelha [*Parkia pendula* (Willd.) Benth. ex Walp.], arapati [*Arapatiella psillophylla* (Harms) R.S.Cowan], o paraju [*Manilkara longifolia* (A. DC.) Dubar] e *Neoregelia pascoalina* L. B. Smith, bromélia endêmica da restinga (RICARDO, 2004).

As áreas de regeneração natural apresentam vegetação secundária com maior adensamento de palmeiras como o açaí (*Euterpe oleracea* Mart.) e a piaçava (*Attalea funifera* Mart.), consideradas espécies pioneiras. Essas áreas em regeneração foram atingidas por um incêndio de grandes proporções, nos anos de 1988 e 1989, que se estendeu por cerca de 500 ha, destruindo grande quantidade de árvores. Desde então, essas áreas encontram-se em processo de regeneração natural.

Figura 6 - Imagem destacando as áreas estudadas: três transectos de vegetação nativa e de regeneração do PARNAH do Monte Pascoal.



Fonte: Google Earth.

3.2 AMOSTRAGEM

As coletas de solo foram feitas próximas à rizosfera nas áreas com vegetação nativa e em regeneração natural, em agosto/2018 (período chuvoso) e fevereiro/2019 (período seco). Em cada área foram traçados três transectos, com 1 Km de distância entre si e, em cada transecto, delimitadas cinco parcelas de 20x20 m cada e com distância de 40 m uma da outra (Figura 6). Em cada parcela foram coletadas três amostras simples de solo (distantes cerca de 15 m de um ponto ao outro), na profundidade de 0-20 cm, perfazendo 45 amostras para cada área (nativa e regeneração), somando 90 amostras para cada período de coleta (seco e chuvoso) e totalizando 180 amostras. Os solos foram armazenados em sacos plásticos, transportados ao Laboratório de Microbiologia da Universidade Federal do Vale do São Francisco (Univasf) em Petrolina – PE e mantidos em temperatura ambiente (± 25 °C) até as avaliações.

3.3 ANÁLISES FÍSICAS E QUÍMICAS DO SOLO

Uma subamostra de cada uma das amostras foi enviada para a Estação Experimental de Cana-de-açúcar do Carpina, da Universidade Federal Rural de Pernambuco, para realização das análises químicas do solo. Outra parte das amostras foi enviada ao Laboratório de Solos da Univasf (Petrolina – PE) para realização das análises físicas.

As análises químicas do solo foram feitas seguindo os métodos descritos em Silva et al. (1999): o pH foi medido usando suspensão do solo em água (1:2,5; peso/volume); Ca^{2+} e Mg^{2+} foram extraídos com KCl 1 M e avaliados por absorção atômica; K^+ , Na^+ , P, Cu, Zn e Mn foram extraídos usando o reagente de Mehlich 1 ($0,05 \text{ mol L}^{-1}$ de HCl + $0,0125 \text{ mol L}^{-1}$ de H_2SO_4). Os conteúdos de K^+ e Na^+ foram determinados usando fotômetro de chama e o P por colorimetria.

Os teores de carbono orgânico e a matéria orgânica do solo foram avaliados pelo método de oxidação em dicromato de potássio e titulação do excesso de dicromato de potássio pelo sulfato ferroso amoniacal; $\text{H}^+ + \text{Al}^{3+}$ foram determinados pelo método do acetato de cálcio e titulação alcalimétrica do extrato; SB é a soma das bases (Na^+ , K^+ , Ca^{2+} e Mg^{2+}); CTC é a capacidade de troca de cátions (SB+acidez potencial que é $\text{Al} + \text{H}$); V é a saturação de bases (porcentagem de SB/CTC); m% é a

percentagem de saturação por alumínio. Os atributos físicos (areia total, silte e argila) foram determinados pelo método da pipeta (DONAGEMA, 2011).

3.4 EXTRAÇÃO DOS GLOMEROSPOROS E IDENTIFICAÇÃO DAS ESPÉCIES DE FMA

Uma subamostra de 50 mL de solo de cada amostra foi utilizada para a extração dos esporos pela técnica de decantação e peneiramento úmido (GERDERMAN; NICOLSON, 1963), seguido de centrifugação em água e sacarose a 40% (modificado de JENKINS, 1964). Os esporos extraídos foram contados e separados por morfotipos com base em cor e tamanho, montados em lâminas com PVLG (álcool-polivinílico em lactoglicerol) e PVLG + reagente de Melzer (1:1 v/v) e posteriormente observados em microscópio óptico. A identificação das espécies foi feita observando-se as características morfológicas das espécies de FMA e utilizando os manuais de identificação (BŁASZKOWSKI, 2012; SCHENCK; PÉREZ, 1992) e bibliografia especializada com as descrições de espécies mais recentes para comparação. A classificação adotada foi a proposta por Oehl et al. (2011) e atualizações (GOTO et al., 2012; BŁASZKOWSKI; CHWAT, 2013; MARINHO et al., 2014; BŁASZKOWSKI et al., 2015, 2017, 2019; CORAZON-GUIVIN et al., 2019).

3.5 ANÁLISES ESTATÍSTICAS E ECOLÓGICAS

O número de glomerosporos, riqueza de espécies de FMA e o índice de diversidade de Shannon-Wiener foram determinados para todas amostras. Para a análise de número de glomerosporos, riqueza, diversidade de espécies de FMA e para as análises físicas e químicas do solo, os dados foram submetidos ao teste de normalidade de Shapiro-Wilk e de homogeneidade das variâncias – Bartlett e quando necessário foi feita a transformação dos dados em $\log(X)$, antes de serem submetidos a análise de variância (ANOVA). As análises de variância univariadas foram calculadas utilizando-se os pacotes “*vegan*”, “*multcomp*”, “*lsmeans*”, “*agricolae*” e “*ExpDes.pt*” e quando significativas foi aplicado o teste de Tukey ($p < 0,05\%$) (OKSANEN et al., 2018; FERREIRA; CAVALCANTI; NOGUEIRA, 2018; MENDIBURU, 2017; LENTH, 2016). Para abundância de gêneros e espécies foi

utilizado o teste não paramétrico de Kruskal-Wallis com valores de p ajustados por Bonferroni.

Aplicou-se o método estimativo baseado na extrapolação da curva para saber quantas amostras seriam necessárias para representar toda a riqueza de FMA (CHAO; WANG; JOST, 2013; HSIEH; MA; CHAO, 2016), além da Curva de Acumulação de espécies utilizando-se a função “*curvacum*” do pacote “*vegan*”. Para calcular o número estimado de espécies foi aplicado o índice Jackknife de primeira ordem (Jackknife 1) utilizando a função “*specpool*” do pacote “*vegan*”.

Para testar a relação das espécies com as áreas e períodos de coleta no PARNAH do Monte Pascoal foi empregada a análise de espécies indicadoras (DUFRENE; LEGENDRE, 1997). A significância do valor de indicação (IndVal) foi avaliada aplicando o teste de Monte Carlo com 1.000 permutações e consideradas como espécies indicadoras as que apresentavam um valor de P significativo ($P < 0,05$) e $\text{IndVal} \geq 25\%$ utilizando o pacote “*indicspecies*” (CACERES; LEGENDRE, 2009).

A análise de permutação multivariada (PERMANOVA) foi aplicada com base na distância de Bray-Curtis para testar se a comunidade de FMA e as propriedades físico-químicas diferem entre as áreas de estudo, utilizando a função “*adonis*” no pacote “*vegan*” (OKSANEN et al., 2018). Para visualização das dissimilaridades na composição de comunidades de FMA, foi utilizado o escalonamento multidimensional não métrico (NMDS) e distância de Bray-Curtis. Foi empregada a função “*envfit*” com 999 permutações para determinar quais variáveis físico-químicas do solo apresentavam correlação significativa com as comunidades de FMA usando o pacote “*vegan*”. Diagramas de Venn foram construídos usando a ferramenta “Calculate and draw custom Venn diagrams” disponível na internet (<http://bioinformatics.psb.ugent.be/webtools/Venn/>). Os gráficos boxplot foram feitos utilizando a função “*boxplot*” do pacote “*RColorBrewer*” (NEUWIRTH, 2014).

Todas as análises foram realizadas com auxílio do programa estatístico RStudio (R Core Team, 2019).

4 RESULTADOS

Com base na análise de variância para os atributos químicos do solo, foi possível observar que houve diferenças significativas na maioria dos elementos químicos, exceto para o K (Tabela 2). Os níveis mais altos de P, pH, Ca, Mg, SB, V e C foram encontradas no solo da área de regeneração, enquanto que os valores de Na, Al, H+Al, CTC, m e MO apresentaram maiores teores na área nativa (Tabela 2). Apenas o pH variou entre os períodos de coleta, sendo maior no período seco em relação ao chuvoso.

Com relação aos atributos físicos do solo, a maior quantidade de areia total foi detectada no solo da área de regeneração, sendo classificado como franco arenoso; ao contrário, a área nativa apresentava maior teor de argila no solo, considerado como franco argiloso arenoso (Tabela 2). A PERMANOVA com base nos componentes do solo, diferiu entre as áreas de estudo (nativa e regeneração) ($F=43,611$; $p<0,001$) e não apresentaram diferenças entre os períodos (chuvoso e seco) ($F= 0,8187$; $p>0,05$).

Tabela 2 - Caracterização química e física do solo das áreas de Mata Atlântica nativa e em regeneração, nos períodos chuvoso e seco, no PARNAH do Monte Pascoal.

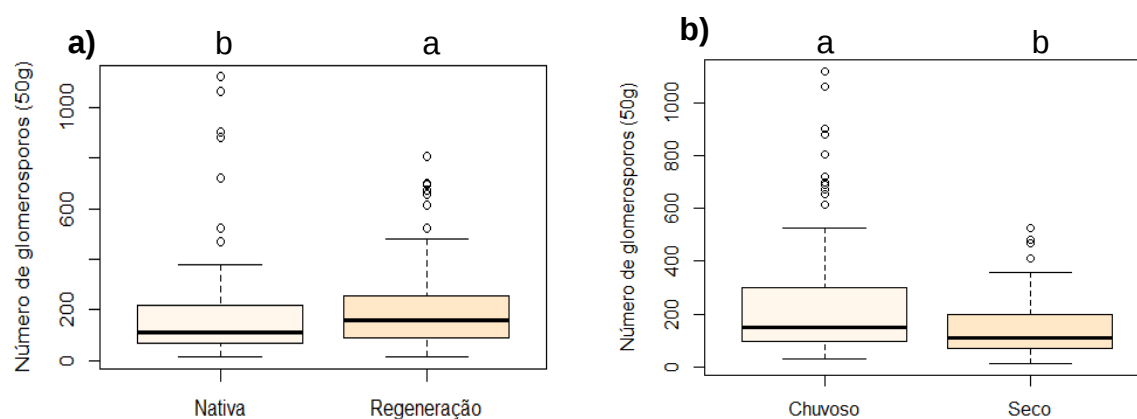
Caracterização química					
Atributos do solo		Área		Período	
		Nativa	Regeneração	Chuvoso	Seco
pH		4,34 b	4,71 a	4,40 b	4,65 a
mg/dm³	P	6,13 b	8,32 a	7,19 a	7,25 a
	K	0,15 a	0,15 a	0,14 a	0,16 a
	Na	0,08 a	0,06 b	0,07 a	0,06 a
cmol/dm³	Al	0,87 a	0,38 b	0,65 a	0,60 a
	Ca	1,71 b	2,50 a	2,04 a	2,18 a
	Mg	0,56 b	1,08 a	0,80 a	0,83 a
	H+Al	10,17 a	6,99 b	8,66 a	8,51 a
	S.B	2,49 b	3,79 a	3,05	3,24 a
	CTC	12,67 a	10,82 b	11,75 a	11,75 a

%	V	20,96 b	36,73 a	28,23 a	29,46 a
	C	5,55 b	25,47 a	26,87 a	4,16 a
	m	27,36 a	10,45 b	19,84 a	17,98 a
	MO	7,02 a	4,66 b	5,90 a	5,78 a
Caracterização física					
%	Argila	21,63 a	13,49 b	19,07 a	16,04 a
	Silte	20,11 a	16,43 a	16,40 a	20,14 a
	Areia total	58,25 b	70,07 a	64,51 a	63,80 a

Médias seguidas da mesma letra, dentro de cada fator, na linha, não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. MO: matéria orgânica; CTC: capacidade de troca de cátions; SB: soma de bases trocáveis; V: saturação por bases; m: saturação por alumínio; H+Al: acidez potencial. Fonte: a autora, 2020.

Maior número de glomerosporos foi observado na área em regeneração quando comparada à área nativa (Figura 6a); e em relação aos períodos de coleta, maior número de glomerosporos foi observado no período chuvoso (Figura 7b).

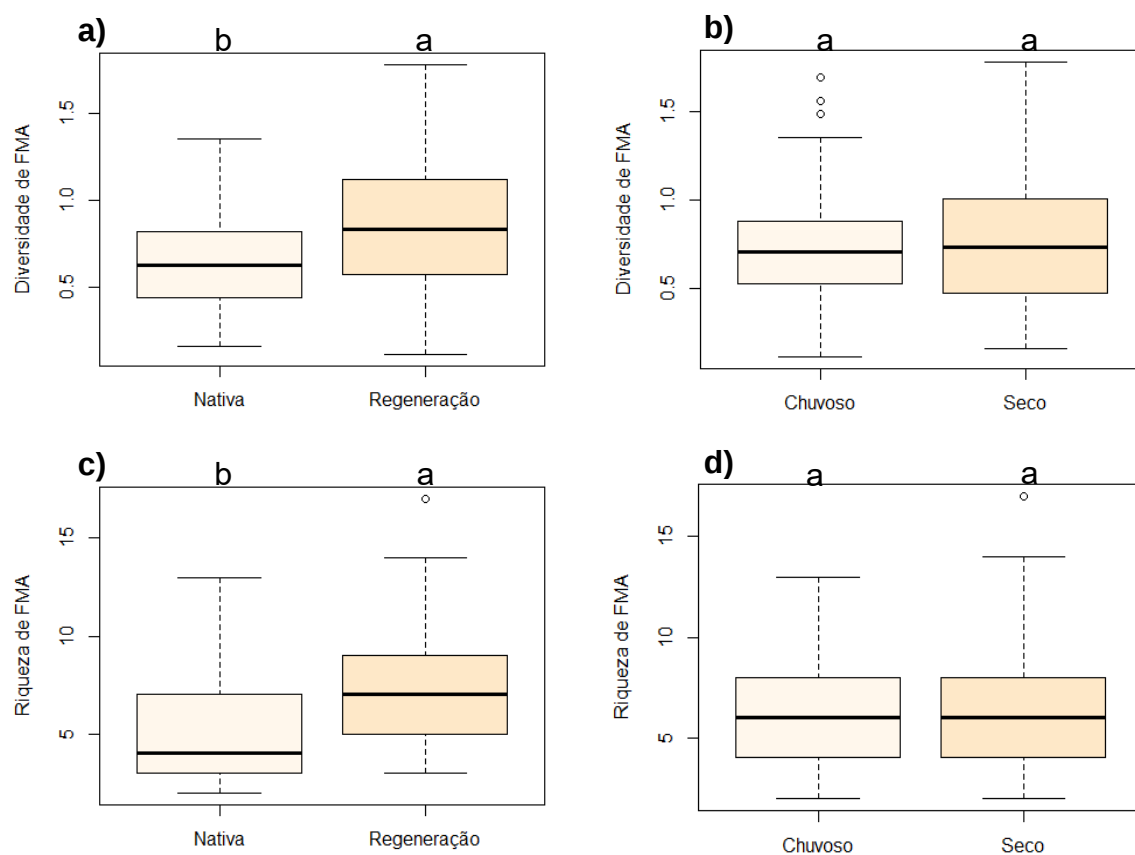
Figura 7 - Número de glomerosporos em áreas de Mata Atlântica nativa e em regeneração, nos períodos chuvoso e seco, no PARNAH do Monte Pascoal.



Médias seguidas da mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Mediana (traço central), quartil (box), máximo e mínimo (pontilhados) e os outliers (círculos). Fonte: a autora, 2020.

Maior diversidade e riqueza de FMA foram observadas na área em regeneração quando comparada à área nativa (Figura 8a, c); entretanto, não houve diferença significativa entre os períodos de coleta (Figura 8b, d).

Figura 8 - Diversidade e riqueza de FMA em áreas de Mata Atlântica nativa e em regeneração, nos períodos chuvoso e seco, no PARNAH do Monte Pascoal.



Médias seguidas da mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Mediana (traço central), quartil (box), máximo e mínimo (pontilhados) e os outliers (círculos). Fonte: a autora, 2020.

Ao todo, 77 táxons de FMA pertencentes a 12 famílias (Acaulosporaceae, Ambisporaceae, Archaeosporaceae, Dentiscutataceae, Entrophosporaceae, Gigasporaceae, Glomeraceae, Intraornatosporaceae, Pacisporaceae, Paraglomeraceae, Racocetraceae e Scutellosporaceae) e 21 gêneros foram identificados: *Acaulospora* (20 espécies), *Glomus* (19), *Gigaspora* (4), *Racocetra* (4), *Rhizoglomus* (4), *Cetraspora* (3), *Sclerocystis* (3), *Ambispora* (2), *Claroideoglomus* (2), *Paraglomus* (2), *Septoglomus* (2), *Funneliformis* (2), *Fuscutata* (2), *Archaeospora* (1), *Dentiscutata* (1), *Entrophospora* (1), *Halonatospora* (1), *Intraornatospora* (1), *Orbispora* (1), *Pacispora* (1) e *Scutellospora* (1) (Tabela 3). Destes, 24 não foram identificados ao nível de espécie, devido à falta de características distintivas e/ou por serem consideradas novas espécies.

Acaulospora, *Claroideoglossum*, *Gigaspora*, *Glomus* e *Septoglossum*, foram alguns dos gêneros com maior abundância de glomerosporos no presente estudo. A abundância de glomerosporos do gênero *Glomus* não diferiu entre as áreas; entretanto, observou-se diferença significativa entre os períodos de coleta, com maior abundância no período chuvoso em comparação ao período seco (Figura 9a, b). A abundância dos gêneros *Acaulospora*, *Septoglossum* e *Claroideoglossum* diferiu entre as áreas, com maior número de glomerosporos sendo observado na área de Mata Atlântica em regeneração em relação à área nativa (Figura 9c, g). Em relação a diferenças entre os períodos de coleta, a abundância do gênero *Claroideoglossum* diferiu significativamente entre os períodos, sendo maior no período seco em comparação ao chuvoso (Figura 9f).

Tabela 3 - Abundância relativa de FMA em áreas de Mata Atlântica, nativa e em regeneração, nos períodos chuvoso e seco, no PARNAH do Monte Pascoal. C: chuvoso, S: Seco.

Revise o nome/abreviatura dos autores dos táxons	Nativa		Regeneração	
Espécies de FMA	C	S	C	S
Glomeraceae				
<i>Funneliformis mosseae</i> (Nicolson & Gerd.) Walker & Schüßler	0,004	0,000	0,000	0,000
<i>Funneliformis</i> aff <i>halonatus</i>	0,000	0,004	0,004	0,000
<i>Glomus australe</i> (Berkeley) Berch	0,265	0,178	0,156	0,142
<i>Glomus brohultii</i> Herrera, Ferrer & Sieverd.	0,411	0,076	0,200	0,411
<i>Glomus fuegianum</i> (Spegazzini) Trappe & Gerd.	0,004	0,000	0,000	0,000
<i>Glomus glomerulatum</i> Sieverding	0,022	0,000	0,004	0,004
<i>Glomus macrocarpum</i> Tul. & Tul.	23,361	12,246	22,474	17,118
<i>Glomus magnicaule</i> Hall	0,015	0,000	0,029	0,015
<i>Glomus</i> sp. 1	3,356	2,774	2,422	1,869
<i>Glomus</i> sp. 2	0,058	0,029	0,062	0,033
<i>Glomus</i> sp. 3	0,160	0,062	0,197	0,088
<i>Glomus</i> sp. 4	0,025	0,011	0,004	0,004
<i>Glomus</i> sp. 5	0,004	0,029	0,026	0,018
<i>Glomus</i> sp. 6	0,022	0,015	0,011	0,073
<i>Glomus</i> sp. 7	0,007	0,000	0,011	0,000
<i>Glomus</i> sp. 8	0,025	0,007	0,000	0,015

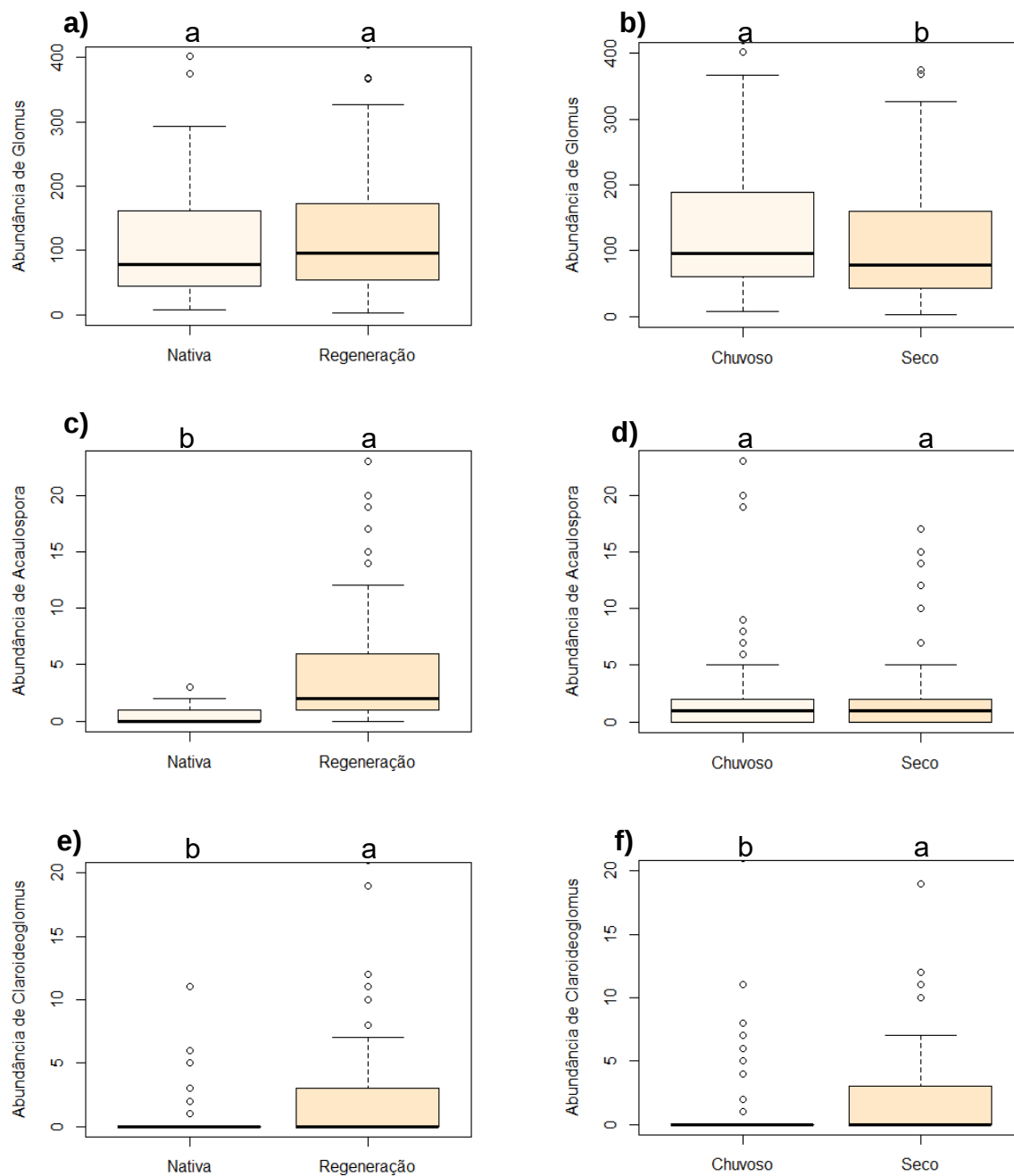
<i>Glomus</i> sp. 9	0,000	0,000	0,004	0,000
<i>Glomus</i> sp. 10	0,004	0,000	0,000	0,011
<i>Glomus</i> sp. 11	0,000	0,000	0,011	0,047
<i>Glomus</i> sp. 12	0,087	0,000	0,000	0,000
<i>Glomus trufemii</i> Goto, Silva & Oehl	0,015	0,000	0,004	0,033
<i>Halonatospora pansihalos</i> (Berch & Koske) Błaszk., Niezgoda, Goto & Kozłowska	0,004	0,000	0,022	0,004
<i>Rhizoglomus clarum</i> (Nicolson & Schenck) Sieverd., Silva & Oehl	0,000	0,004	0,000	0,004
<i>Rhizoglomus fasciculatum</i> (Thaxt.) Sieverd., Silva & Oehl	0,062	0,007	1,510	0,007
<i>Rhizoglomus intraradices</i> (Schenck & Sm.) Sieverd., Silva & Oehl	0,025	0,000	0,000	0,000
<i>Rhizoglomus</i> sp.	0,018	0,007	0,004	0,015
<i>Sclerocystis clavispora</i> Trappe	0,004	0,000	0,000	0,000
<i>Sclerocystis sinuosa</i> Gerd. & Bakshi	0,000	0,004	0,018	0,004
<i>Sclerocystis</i> sp.	0,000	0,000	0,004	0,000
<i>Septoglomus constrictum</i> (Trappe) Sieverd., Silva & Oehl	0,036	0,004	0,029	0,065
<i>Septoglomus titan</i> (Trappe) Sieverd., Silva & Oehl	1,327	0,767	1,418	1,218
Acaulosporaceae				
<i>Acaulospora</i> aff <i>denticulata</i>	0,000	0,000	0,000	0,004
<i>Acaulospora</i> aff <i>laevis</i>	0,007	0,000	0,007	0,004
<i>Acaulospora aspera</i> Corazon-Guivin, Oehl & Silva	0,000	0,000	0,000	0,131
<i>Acaulospora elegans</i> Trappe & Gerd.	0,004	0,000	0,004	0,000
<i>Acaulospora foveata</i> Trappe & Janos	0,004	0,007	0,051	0,091

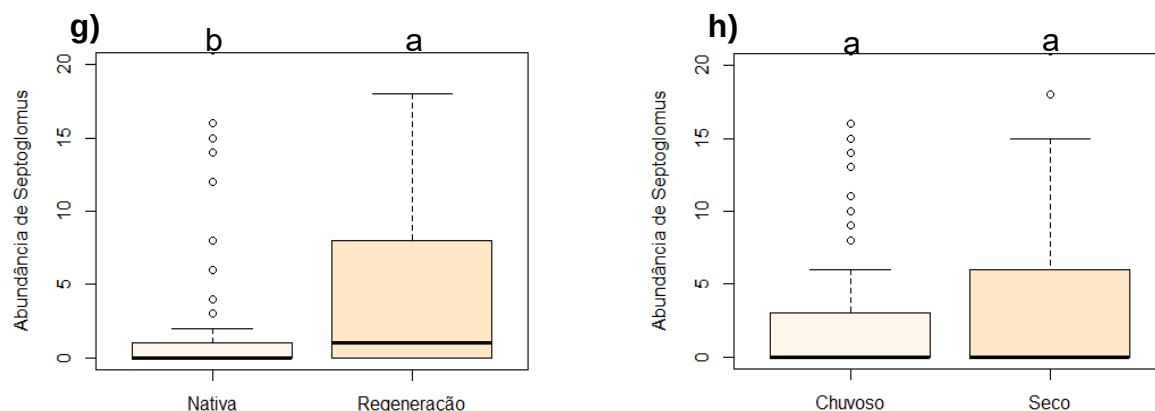
<i>Acaulospora herrerae</i> Furrázola, Goto, Silva, Sieverd.& Oehl	0,000	0,000	0,000	0,007
<i>Acaulospora lacunosa</i> J.B. Morton	0,007	0,000	0,040	0,025
<i>Acaulospora longula</i> Spain & N.C.Schenck	0,000	0,022	0,015	0,018
<i>Acaulospora mellea</i> Spain & N.C.Schenck	0,018	0,011	0,252	0,222
<i>Acaulospora morrowiae</i> Spain & N.C.Schenck	0,000	0,004	0,025	0,047
<i>Acaulospora reducta</i> Oehl, Goto & Pereira	0,011	0,000	0,044	0,065
<i>Acaulospora rehmi</i> Sieverding & Toro	0,000	0,000	0,018	0,018
<i>Acaulospora scrobiculata</i> Trappe	0,015	0,000	0,029	0,015
<i>Acaulospora</i> sp. 1	0,007	0,007	0,120	0,091
<i>Acaulospora</i> sp. 2	0,007	0,000	0,011	0,000
<i>Acaulospora</i> sp. 3	0,004	0,000	0,073	0,000
<i>Acaulospora</i> sp. 4	0,007	0,000	0,000	0,000
<i>Acaulospora spinosa</i> Walker & Trappe	0,000	0,000	0,025	0,011
<i>Acaulospora spinosissima</i> Oehl, Palenzuela, Sánchez-Castro, Tchabi, Hountondji & Silva	0,000	0,000	0,000	0,004
<i>Acaulospora tuberculata</i> Janos & Trappe	0,000	0,000	0,007	0,000
Entrophosporaceae				
<i>Claroideoglossum etunicatum</i> (Becker & Gerd.) Walker & Schüßler	0,098	0,182	0,153	1,025
<i>Claroideoglossum</i> sp.	0,000	0,000	0,033	0,000
<i>Entrophospora infrequens</i> (Hall) Ames & Schneid.	0,000	0,004	0,004	0,015
Gigasporaceae				

<i>Gigaspora albida</i> Schenck & Sm	0,004	0,000	0,000	0,004
<i>Gigaspora decipiens</i> Hall & Abbott	0,000	0,000	0,000	0,007
<i>Gigaspora gigantea</i> (Nicolson & Gerd.) Gerd. & Trappe	0,011	0,018	0,007	0,011
<i>Gigaspora margarita</i> Becker & Hall	0,000	0,000	0,007	0,004
Dentiscutataceae				
<i>Dentiscutata cerradensis</i> Sieverd., Souza & Oehl	0,000	0,000	0,007	0,000
<i>Fuscutata savannicola</i> (Herrera & Ferrer) Oehl, Souza & Sieverd.	0,000	0,000	0,004	0,015
<i>Fuscutata</i> sp.	0,000	0,011	0,000	0,000
Scutellosporaceae				
<i>Orbispora pernambucana</i> (Oehl, Silva, Freitas & Maia) Oehl, Silva & Silva	0,582	0,313	0,022	0,131
<i>Scutellospora calospora</i> (Nicolson & Gerd.) Walker & Sanders	0,000	0,000	0,000	0,004
Paraglomeraceae				
<i>Paraglomus bolivianum</i> (Sieverd. & Oehl) Oehl & Silva	0,007	0,007	0,004	0,000
<i>Paraglomus occultum</i> (Walker) Morton & Redecker	0,000	0,018	0,004	0,007
Racocetraceae				
<i>Cetraspora gilmorei</i> (Trappe & Gerdemann) Oehl, F.A.Souza & Sieverd.	0,018	0,022	0,011	0,029
<i>Cetraspora pellucida</i> (T.H.Nicolson & N.C.Schenck) Oehl, F.A.Souza & Sieverd.	0,000	0,000	0,000	0,004
<i>Cetraspora</i> sp.	0,000	0,022	0,000	0,000
<i>Racocetra castanea</i> (Walker) Oehl, F.A.Souza & Sieverd.	0,000	0,000	0,000	0,004
<i>Racocetra fulgida</i> (Koske & Walker) Oehl, F.A.Souza & Sieverd.	0,000	0,015	0,000	0,000
<i>Racocetra</i> sp.	0,000	0,000	0,000	0,004

<i>Racocetra tropicana</i> Oehl, Goto & Silva	0,004	0,015	0,015	0,113
Intraornatosporaceae				
<i>Intraornatospora intraornata</i> (Goto & Oehl) Goto, Oehl & Silva	0,000	0,000	0,004	0,000
Pacisporaceae				
<i>Pacispora</i> sp.	0,000	0,000	0,011	0,007
Ambisporaceae				
<i>Ambispora appendicula</i> (Spain, Sieverd. & Schenck) Walker	0,000	0,000	0,004	0,011
<i>Ambispora</i> sp.	0,000	0,000	0,000	0,004
Archaeosporaceae				
<i>Archaeospora trappei</i> (Ames & Linderman) J.B. Morton & D. Redecker	0,000	0,004	0,000	0,004
RIQUEZA	45	34	52	55
RIQUEZA POR ÁREA	55		67	

Figura 9 - Abundância de glomerosporos dos gêneros *Glomus* (a), *Acaulospora* (b), *Claroideoglomus* (c) e *Septoglomus* (d) em áreas de Mata Atlântica nativa e em regeneração, nos períodos chuvoso e seco, no PARNAH do Monte Pascoal.

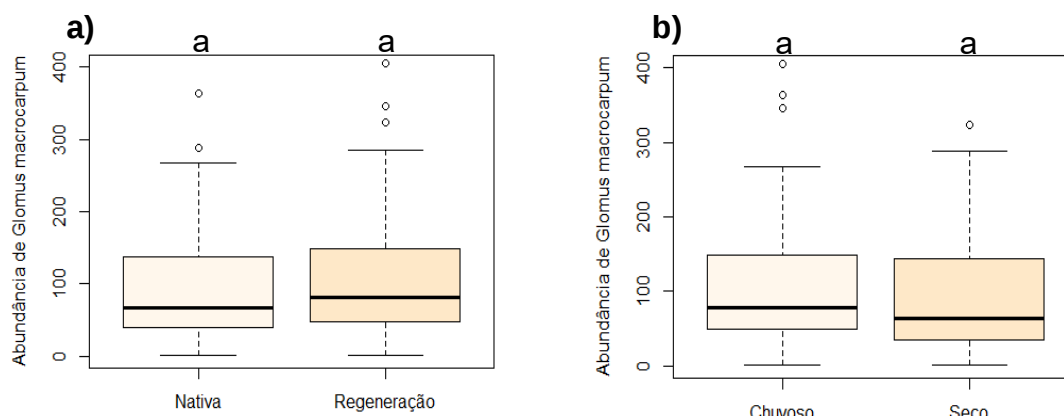


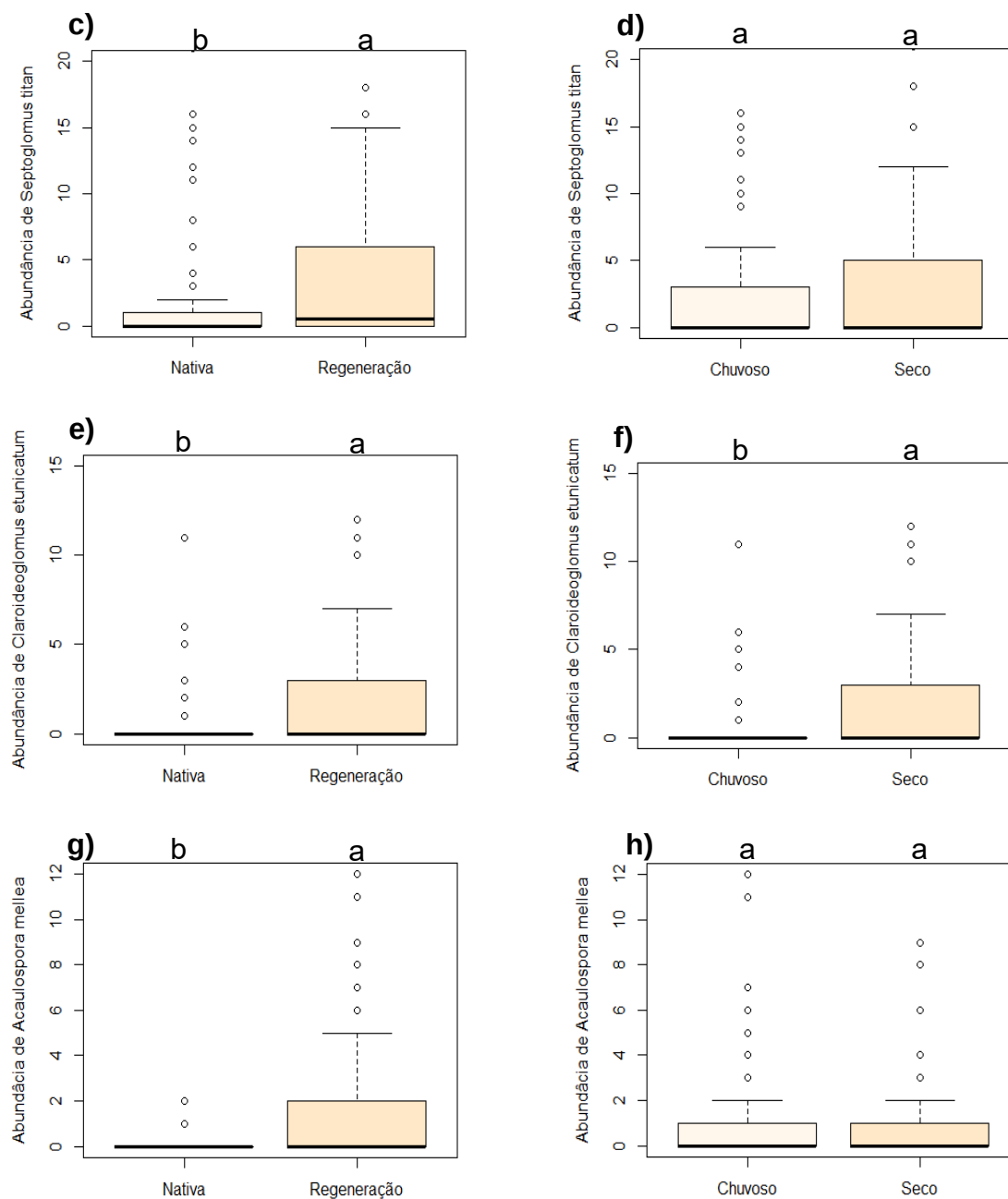


Médias seguidas da mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Mediana (traço central), quartil (box), máximo e mínimo (pontilhados) e os outliers (círculos). Fonte: a autora, 2020.

A abundância de glomerosporos de *G. macrocarpum* não diferiu entre as áreas e os períodos de coleta (Figura 10a, b). No entanto, a abundância das espécies *A. mellea*, *C. etunicatum* e *S. titan* diferiu entre as áreas, sendo maior na área de Mata Atlântica em regeneração (Figura 9c, e, g). Dessas espécies, apenas *C. etunicatum* diferiu entre os períodos, com maior esporulação encontrada no período seco (Figura 10d, f, h).

Figura 10 - Abundância de glomerosporos das espécies *Glomus macrocarpum* (a), *Septoglomus titan* (b), *Claroideoglomus etunicatum* (c) e *Acaulospora mellea* (e) em áreas de Mata Atlântica nativa e em regeneração, no PARNAH do Monte Pascoal.





Médias seguidas da mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Mediana (traço central), quartil (box), máximo e mínimo (pontilhados) e os outliers (círculos). Fonte: a autora, 2020.

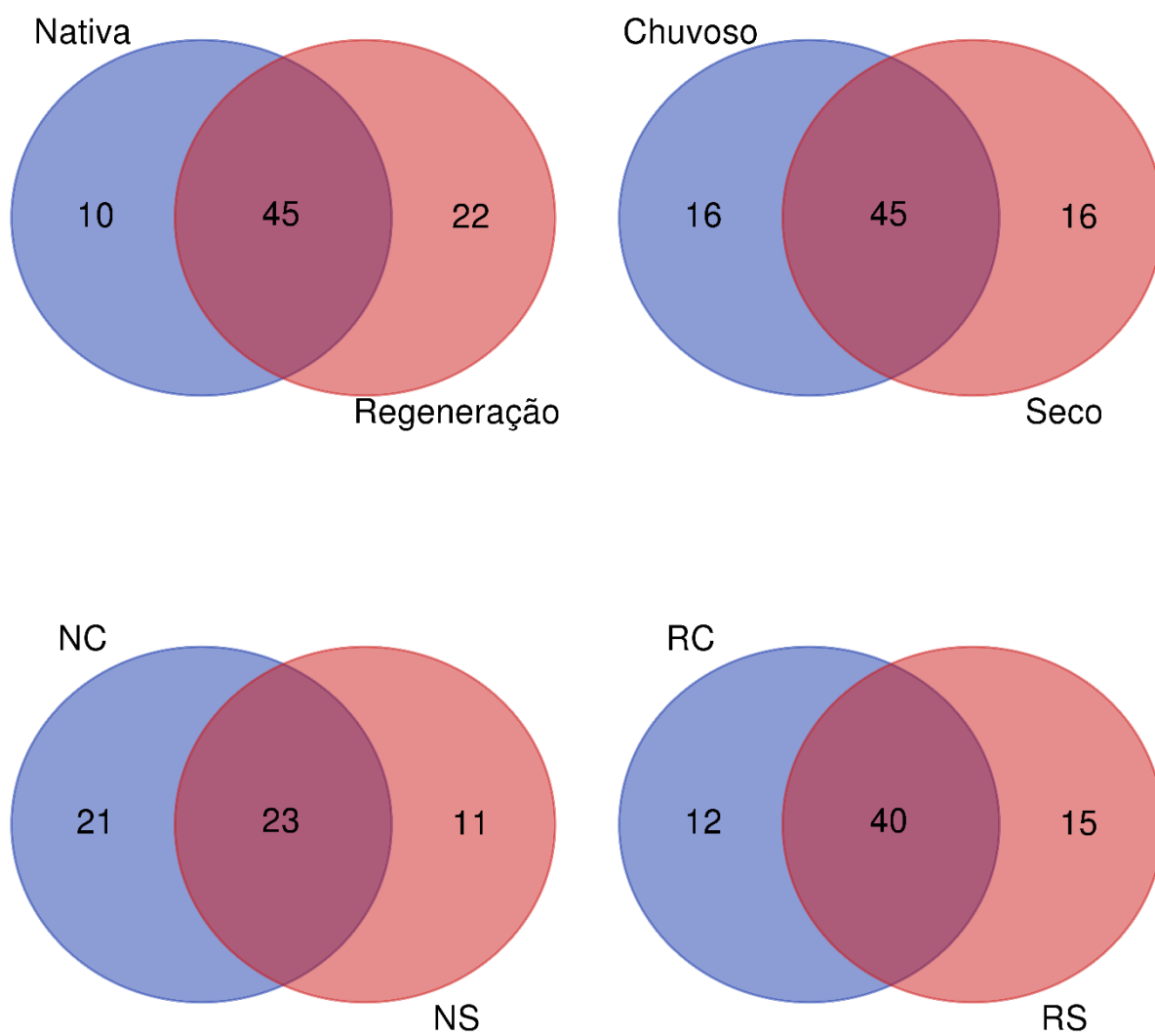
Quarenta e cinco espécies de FMA foram compartilhadas entre as áreas nativa e de regeneração do PARNAH do Monte Pascoal. Dez espécies só foram encontradas na área nativa (*Acaulospora* sp. 4, *Cetraspora* sp., *Glomus fuegianum*, *Glomus* sp. 12, *Funneliformis mosseae*, *Fuscutata* sp., *Racocetra fulgida*, *Rhizoglossum clarum*, *R. intraradices* e *Sclerocystis clavispora*), enquanto que 22 foram exclusivas para a área de regeneração (*Acaulospora* aff *denticulata*, *Acaulospora aspera*, *A. herrerae*, *A.*

rehmii, *A. spinosa*, *A. spinosissima*, *A. tuberculata*, *Ambispora appendicula*, *Ambispora* sp., *Claroideoglomus* sp., *Cetraspora pellucida*, *Dentiscutata cerradensis*, *Fuscutata savannicola*, *Gigaspora decipiens*, *G. margarita*, *Glomus* sp. 9, *Glomus* sp. 11, *Intraornatospora intraornata*, *Pacispora* sp., *Racocetra castanea*, *Racocetra* sp. e *Scutellospora calospora*) (Figura 11).

Considerando a área de estudo, 45 espécies foram comuns entre as áreas e 10 espécies exclusivas para a área nativa e 22 para a de regeneração. Para os períodos de coleta, 45 espécies de FMA foram comuns nos períodos e 16 espécies foram exclusivas do período seco e 16 do período chuvoso. Na área nativa, 21 espécies foram observadas no período chuvoso e 11 no período seco, e 23 espécies de FMA ocorreram nos dois períodos de coleta para essa área. Na área de regeneração, 40 espécies de FMA foram comuns entre os períodos, 12 espécies ocorreram apenas no período chuvoso e 15 foram exclusivas para o período seco (Figura 11).

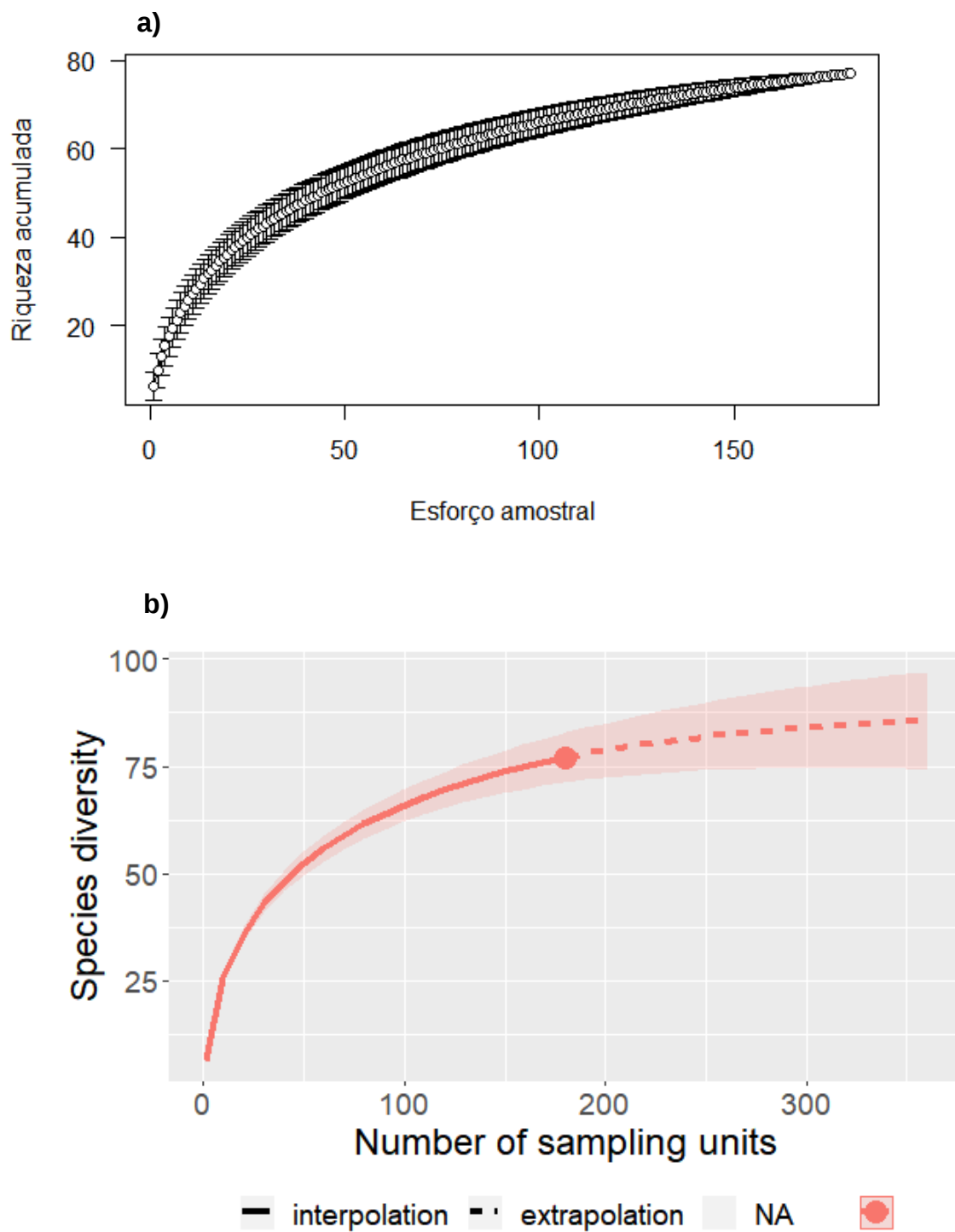
A curva de acumulação de espécies de FMA para as áreas e períodos, mostrou que o ponto de estabilização não foi alcançado (Figura 12a) e com base na análise de extrapolação, mais unidades amostrais seriam necessárias para representar toda a riqueza de FMA nessas áreas (Figura 12b). A riqueza de FMA para as áreas, estimada pelo índice de Jackknife 1, foi de 93 espécies e o esforço amostral permitiu recuperar 82% dessa riqueza.

Figura 11 - Diagramas de Venn referente a riqueza de FMA em áreas nativa e em regeneração no PARNAH do Monte Pascoal. NC: Nativa – chuvoso; NS: Nativa – seco; RC: Regeneração – chuvoso; RS: Regeneração – seco.



Fonte: a autora, 2020.

Figura 12 - Curva de acumulação de espécies de FMA em áreas de Mata Atlântica nativa e em regeneração considerando todas as amostras coletadas (a) e curva de extrapolação (b).



Fonte: a autora, 2020.

A análise de espécie indicadora permitiu identificar duas indicadoras para a área nativa no período chuvoso: *Glomus* sp. 4 e *Glomus glomerulatum*, e três para a área de regeneração no período seco: *Claroideoglomus etunicatum*, *Racocetra tropicana* e *Glomus* sp. 6. Seis espécies de *Acaulospora* foram consideradas indicadoras para a área de regeneração nos dois períodos: *Acaulospora mellea*, *Acaulospora* sp. 1, *A. foveata*, *A. morrowiae*, *A. reducta* e *A. spinosa* (Tabela 4).

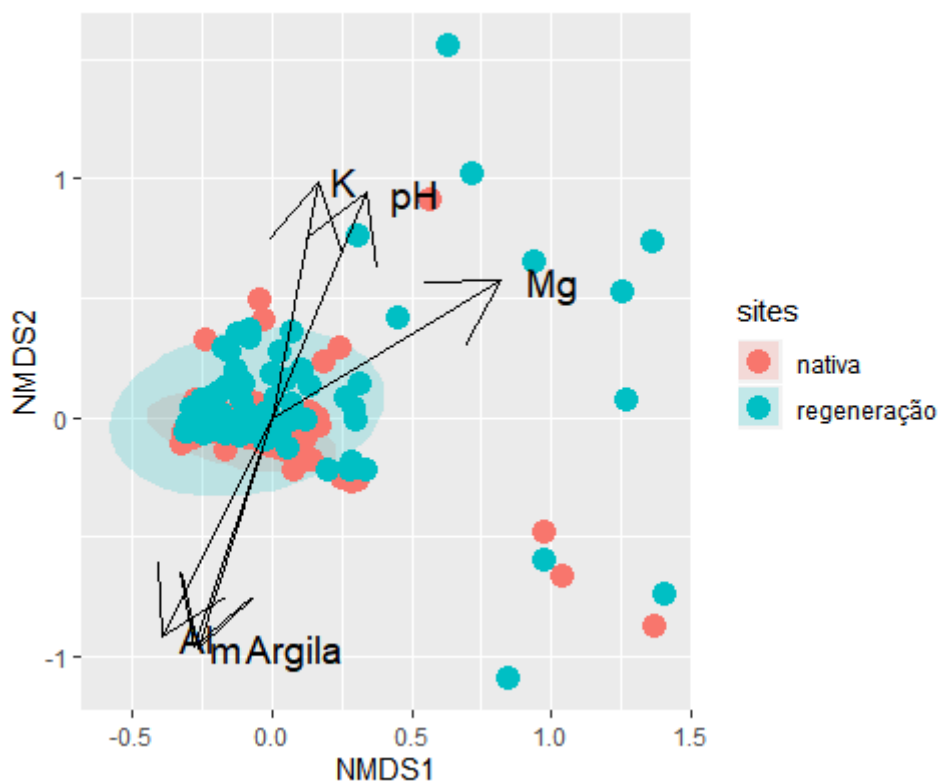
Tabela 4 - Espécies indicadoras de FMA em áreas de Mata Atlântica nativa e em regeneração, nos períodos chuvoso e seco, do PARNAH do Monte Pascoal. NC: Nativa – chuvoso; NS: Nativa – seco; RC: Regeneração – chuvoso; RS: Regeneração – seco.

Espécies	Local	IV	p
<i>Glomus</i> sp. 4	NC	0,301	0,046
<i>Glomus glomerulatum</i>	NC	0,289	0,032
<i>Claroideoglomus etunicatum</i>	RS	0,612	0,001
<i>Racocetra tropicana</i>	RS	0,435	0,001
<i>Glomus</i> sp. 6	RS	0,418	0,008
<i>Acaulospora mellea</i>	RC + RS	0,647	0,001
<i>Acaulospora</i> sp. 1	RC + RS	0,489	0,001
<i>Acaulospora foveata</i>	RC + RS	0,443	0,002
<i>Acaulospora morrowiae</i>	RC + RS	0,341	0,015
<i>Acaulospora reducta</i>	RC + RS	0,375	0,012
<i>Acaulospora lacunosa</i>	RC + RS	0,316	0,048
<i>Acaulospora spinosa</i>	RC + RS	0,279	0,041

Fonte: a autora, 2020.

A PERMANOVA com os dados das comunidades de FMA diferiu entre as áreas de estudo (nativa e regeneração) ($F=4,5558$; $p<0,01$) e não apresentaram diferenças entre os períodos (chuvoso e seco) ($F= 0,7657$; $p>0,05$). O NMDS baseado na comunidade e correlacionada com os atributos do solo pela análise Envfit evidenciou que as comunidades de FMA se correlacionaram com pH ($R^2=0,064$; $p<0,01$), K ($R^2=0,049$; $p<0,05$), Al ($R^2=0,045$; $p<0,05$), Mg ($R^2=0,053$; $p<0,05$), m ($R^2=0,050$; $p<0,01$) e argila ($R^2=0,034$; $p<0,05$) (Figura 13).

Figura 13 - Análise multidimensional não-métrica (NMDS) baseada nos dados de abundância das comunidades de FMA em áreas de Mata Atlântica nativa e em regeneração (stress = 0,108) e correlacionada com os atributos do solo. K: potássio, Al: alumínio, m: saturação por alumínio, Mg: magnésio.



Fonte: a autora, 2020.

5 DISCUSSÃO

No presente estudo, foram investigados a esporulação, riqueza, diversidade e composição das comunidades de FMA em áreas de Mata Atlântica nativa e em regeneração, no PARNAH do Monte Pascoal. Os dados mostram que tanto o período, como o tipo de vegetação, influencia na ocorrência/detecção desses fungos no solo dessas áreas.

Maior esporulação dos FMA foi encontrada na área de regeneração e o período que mais propiciou a detecção dos esporos de FMA foi o chuvoso. Trabalhos têm demonstrado que, geralmente, as maiores taxas de esporulação ocorrem em áreas com maior estresse ambiental, como em diferentes usos do solo (PEREIRA et al., 2014) e em sistemas agroflorestais (ARAÚJO et al., 2019), visto que em ambientes naturais os ecossistemas são considerados estáveis por apresentar comunidade vegetal sem grandes alterações e pouca variação nas propriedades físico-químicas dos solos (ARAÚJO et al., 2019). Ademais, a introdução de novas espécies vegetais em ambientes estáveis pode levar à variação na liberação de exsudados radiculares, permitindo que espécies de FMA não detectadas inicialmente iniciem processo de esporulação e sejam passíveis de detecção.

Em geral, relata-se que o período seco propicia maior esporulação de FMA em áreas de Mata Atlântica (PEREIRA et al., 2014, 2018), entretanto outros estudos em floresta tropical no Sudeste brasileiro reforçam os resultados encontrados na área do PARNAH do Monte Pascoal, demonstrando que maiores densidades de esporos de FMA também podem ser encontradas no período chuvoso (AIDAR et al., 2004; BONFIM et al., 2013; ZANGARO et al., 2013). Possivelmente, a maior esporulação de espécies de *Glomus* observada nesse período (Figura 8b), pode ter contribuído substancialmente para elevar a esporulação. Além disso, relata-se que maior umidade do solo e temperaturas mais altas que normalmente ocorrem nesta estação, faz com que aumente a atividade metabólica das plantas e conseqüentemente há um maior nível de produção de esporos de FMA (ZANGARO et al., 2013).

No presente estudo, a hipótese inicial que a diversidade e riqueza de FMA seriam maiores em área nativa do que em regeneração foi refutada, e esse fato pode estar relacionado ao estresse ambiental que a área sofreu, possibilitando o

desenvolvimento de espécies vegetais facilitadoras da esporulação. Embora alguns estudos demonstrem que a perturbação no solo ocasione redução da diversidade de FMA (BRUNDRETT; ASHWATH, 2013; MARINHO et al., 2019; SCHNOOR et al., 2011), outros trabalhos reportam maior diversidade em áreas que sofreram algum estresse ambiental ou diversificação no uso de solo (GUADARRAMA et al., 2014; SOTERAS et al., 2015; PEREIRA et al., 2014), explicando o fato de as áreas em regeneração apresentarem maior diversidade em nosso estudo. Por outro lado, há de se salientar que a depender da intensidade de uso do solo pode ocorrer modificação da composição das espécies de FMA, com possibilidade de redução da diversidade nos casos de altos distúrbios e aumento dessa diversidade em distúrbios intermediários (ABBOTT; GAZEY, 1994) o que pode explicar o aumento da diversidade e riqueza na área de regeneração no PARNAH do Monte Pascoal.

Setenta e sete táxons de FMA foram encontradas no presente estudo, o que representa cerca de 60% das espécies registradas para a Mata Atlântica (JOBIM et al., 2018) e 24% das espécies descritas para o mundo. O número total de espécies identificadas foi superior ao registrado em áreas de Mata Atlântica protegidas (56 táxons) (PEREIRA et al., 2018), em restauração (22) (BONFIM et al., 2013) e em Floresta de Araucária (18) (MOREIRA et al., 2016). O registro de *Glomus magnicaule* e *Acaulospora aspera* no presente estudo constitui a primeira ocorrência dessas espécies para áreas de Mata Atlântica, sendo essa última recentemente registrada e descrita em área de cultivo na Amazônia Peruviana (CORAZON-GUIVIN et al., 2019). As famílias Acaulosporaceae e Glomeraceae foram as mais representativas, com destaque para as espécies do gênero *Glomus* e *Acaulospora* apresentando maior riqueza. Essas famílias são comumente referidas com maior prevalência na maioria dos ecossistemas (SILVA et al., 2014; SILVA et al., 2015; BONFIM et al., 2016; PONTES et al., 2017), mostrando a alta adaptabilidade desses fungos nos mais diferentes habitats, tipos de solos, condições climáticas e outras características ambientais.

Geralmente, espécies de *Glomus* e *Acaulospora* são mais comuns tanto em ambientes naturais quanto em ambientes que sofreram algum tipo de antropização (AIDAR; CARRENHO; JOLY, 2004; JEFWA et al., 2012; MARINHO et al., 2019), e isto pode estar relacionado à estratégia de vida. Segundo Chagnon et al. (2013), espécies de *Glomus* podem ser classificadas como ruderais devido às altas taxas de

crescimento, investimento na produção de esporos, levando a mecanismos mais eficazes de dispersão e maior proteção de hospedeiros contra patógenos e herbívoros. Seus esporos apresentam tamanho reduzido e encontram-se isolados ou arrançados em esporocarpos (VAN DER HEYDEN et al., 2017). Destaca-se ainda que *Acaulospora* é considerado gênero tolerante ao estresse e, embora apresente reduzida taxa de crescimento, possui micélio de longa durabilidade e tolerância a estresses abióticos (CHAGNON et al., 2013).

Os gêneros *Acaulospora*, *Septoglomus* e *Claroideoglomus* foram os mais abundantes na área de regeneração, em consequência da maior esporulação das espécies *A. mellea*, *S. titan* e *C. etunicatum* nessa área. As espécies *A. mellea* e *C. etunicatum* são comuns em áreas de florestas úmidas e são frequentemente relatadas em estudos de Mata Atlântica (COFRÉ et al., 2019; DE ASSIS et al., 2018; GOMES; TRUFEM, 1998; BONFIM et al., 2013; PEREIRA et al., 2014). Representantes de Glomeraceae como *S. titan*, reforçam a estratégia de vida como ruderais, pois apresentam mecanismo eficiente de reparo das hifas após injúria e consequentemente, permitem a esporulação após a fragmentação ou distúrbio (VAN DER HEYDE et al., 2017), características que são relevantes em ambientes em regeneração.

A curva de acumulação de espécies não atingiu o platô e possivelmente mais espécies de FMA podem ser recuperadas do PARNAH do Monte Pascoal, ampliando o número de amostragem em mais períodos. Algumas espécies de FMA podem ter padrões de esporulação sazonais ou permanecerem como outros tipos de propágulos no solo (VELÁZQUEZ; CABELLO; BARRERA, 2013). Considerando que áreas de floresta tropical apresentam mega diversidade, para alcance do platô nessas áreas é necessário mais esforço amostral, como registrado em nosso estudo e em Pereira et al. (2014) em área de Mata Atlântica, e em áreas naturais e manejadas na região amazônica por Stürmer e Siqueira (2011).

A análise de espécies indicadoras parte do pressuposto que para um grupo de amostras haverá um grupo correspondente de espécies que caracterizam aquele ambiente (KENT; COKER, 1992). Espécies de FMA encontradas como indicadoras para as áreas do presente estudo, foram indicadoras em outros trabalhos na Mata Atlântica, como *Glomus glomerulatum* (PEREIRA et al., 2018) e *Racocetra tropicana* (PEREIRA et al., 2014). Possivelmente, ambientes arenosos e que sofreram algum

tipo de distúrbio (SILVA et al., 2015; PEREIRA et al., 2014) como no PARNAH do Monte Pascoal, tenham influenciado na preferência dessas espécies nesses locais.

Algumas espécies de *Acaulospora* foram mais relacionadas às áreas de regeneração nos dois períodos de coleta. A adaptação de *Acaulospora* a diversas condições ambientais (tolerantes ao estresse), dentre elas a ampla faixa de pH e resposta rápida ao estresse do local, fazem com que tenha elevada produção de esporos, permitindo sua persistência e dominância em ambientes perturbados (HART; READER, 2002; JEFWA et al., 2009). Além disso, *Acaulospora mellea*, *A. foveata*, *A. morrowiae* e *A. reducta* são relatadas em vários estudos como generalistas (GOMES; TRUFEM, 1998; PEREIRA et al., 2014; SILVA et al., 2006; STÜRMER; SIQUEIRA, 2011, VASCONCELLOS et al., 2016). Segundo Van der Heyde et al. (2017), os esporos acaulosporóides em geral passam por um período de dormência no solo, tolerando distúrbios mecânicos e podem ser encontrados em uma ampla faixa de pH. Geralmente espécies de *Acaulospora* são mais tolerantes em pH baixo, fato observado neste estudo.

Os diferentes ecossistemas presentes nas áreas tropicais podem ser fonte de conhecimento sobre os fatores ambientais que influenciam a distribuição de FMA, devido à sua variedade de habitats (ALGUACIL et al., 2015). Sendo assim, os atributos edáficos podem moldar as comunidades de FMA em áreas de Floresta Atlântica, como observado por Pereira et al. (2018). Entretanto, para Carvalho et al. (2012), a textura do solo pode estar mais relacionada à estrutura das comunidades de FMA do que as propriedades químicas do solo. Embora todos os parâmetros físico-químicos do solo (P, pH, Ca, Mg, SB, V, C, Na, Al, H+Al, CTC, m, MO, argila e areia total) exceto o potássio e o silte, tenham diferido entre as áreas do presente estudo, apenas o pH, Al, Mg, m e argila foram selecionados como fatores estruturantes da composição da comunidade de FMA do solo entre as áreas (nativa e regeneração), confirmando em parte nossa hipótese inicial.

As espécies de FMA encontradas neste estudo parecem estar adaptadas a solos com baixo pH (ácido). De fato, esse parâmetro foi considerado em estudos anteriores um fator ambiental essencial que molda a estrutura das comunidades de FMA (JEMO et al., 2018; BONFIM et al., 2013; OEHL et al., 2010; SILVA et al., 2015). Possivelmente o maior número de táxons encontrado na área de regeneração (67 táxons), pode estar relacionado também a essa característica do solo. Em alguns

casos, o efeito do pH do solo parece ser ainda mais importante do que o hospedeiro na seleção de espécies de FMA (BAINARD et al., 2014).

Álvarez et al. (2005) afirmaram que florestas que crescem em solos perenes, apresentam baixo pH e as concentrações de alumínio solúvel associados muitas vezes são altos, havendo também baixa disponibilidade de fosfato. Tal fato pode ser observado no presente estudo, onde maior quantidade de alumínio e consequentemente menor quantidade de fósforo foi encontrado na área nativa. Entretanto, a menor quantidade de fósforo pareceu não influenciar a esporulação dos FMA nessa área, como observado também para outras áreas de Mata Atlântica (PEREIRA et al., 2014, 2018), já que alguns estudos têm mostrado diminuição no número de glomerosporos e até mesmo da riqueza de FMA em condições com teores de fósforo semelhantes ao presente estudo (MELLO et al., 2012; OLIVEIRA et al., 2013).

De fato, as características do solo, juntamente com outras variáveis, podem ser preditoras para se compreender a distribuição das comunidades de FMA nos diferentes ecossistemas e em diferentes condições, como encontrado nas florestas tropicais secas (MARINHO et al., 2019; SOUSA et al., 2018), dunas (SILVA et al., 2012; SILVA et al., 2019), savanas (SOKA; RITCHIE, 2018) e desertos (SHI et al., 2017).

6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

De modo geral, os dados do presente estudo mostram que o tipo de vegetação (natural e em regeneração) e os atributos do solo influenciam na detecção das comunidades de FMA no PARNAH do Monte Pascoal.

Maior número de glomerosporos, assim como riqueza e diversidade de FMA, foram encontrados na área em regeneração natural, contrariando nossa hipótese inicial, e sugerindo que o estresse ambiental sofrido na área, juntamente com os fatores edáficos, propicia mudança na estrutura e composição das comunidades de FMA. O período de coleta não afeta a diversidade e riqueza de espécies de FMA, somente o número de glomerosporos, sendo este maior no período chuvoso, possivelmente pela abundância de espécies do gênero *Glomus*.

A exemplo do mencionado em outros trabalhos, *Acaulospora* e *Glomus* são os gêneros com maior número de espécies registradas, acompanhado de *Claroideoglomus*, *Gigaspora* e *Septoglomus* que apresentaram maior abundância de esporos. Além disso, espécies de *Acaulospora* foram indicadoras para a área de regeneração, mostrando que seus representantes podem ser tolerantes ao estresse ambiental, em especial, áreas que sofreram algum tipo de perturbação, como a do presente estudo.

A composição das comunidades de FMA difere entre as áreas, e os atributos do solo: pH, Al, Mg, m e argila são os fatores que moldaram essas comunidades. Isso indica que as características do solo, juntamente com outras variáveis, podem ser preditoras para se compreender as comunidades de FMA em diferentes condições de Mata Atlântica.

O presente trabalho possibilitou conhecer táxons que permanecem no ambiente mesmo após um estresse ambiental (área em regeneração), e que potencialmente podem ser utilizados em programas de revegetação de áreas de Mata Atlântica.

REFERÊNCIAS

- ABBOTT, L. K.; GAZEY, C. An ecological view of the formation of VA mycorrhizas. **Plant and Soil**, v. 159, n. 1, p. 69, 1994.
- AGNOLUCCI, M. et al. Bacteria associated with a commercial mycorrhizal inoculum: community composition and multifunctional activity as assessed by Illumina sequencing and culture-dependent tools. **Frontiers in Plant Science**, v. 9, p. 1956 p, 2018.
- AIDAR, M. P. M; CARRENHO, R.; JOLY, C. A. Aspects of arbuscular mycorrhizal fungi in an Atlantic Forest chronosequence Parque Estadual Turístico do Alto Ribeira (PETAR), SP. **Biota Neotropica**, v. 4, n. 2, p. 1-15, 2004.
- ALGUACIL, M. M. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi communities in a coral cay system (Morrocoy, Venezuela) and their relationships with environmental variables. **Science of the Total Environment**, v. 505, p. 805-813, 2015.
- ÁLVAREZ, E. et al. Application of aluminium toxicity indices to soils under various forest species. **Forest Ecology and Management**, v. 211, n. 3, p. 227-239, 2005.
- AMANIFAR, S. et al. Alleviation of salt stress and changes in glycyrrhizin accumulation by arbuscular mycorrhiza in liquorice (*Glycyrrhiza glabra*) grown under salinity stress. **Environmental and Experimental Botany**, v.160, p. 25-34, 2019.
- ARAÚJO, T. M. et al. Diversity of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in Agroforestry, Conventional Plantations and Native Forests in Roraima State, Northern Brazil. **Journal of Agricultural Science**, v. 11, n. 14, 2019.
- BAINARD, L. D. et al. Spatial and temporal structuring of arbuscular mycorrhizal communities is differentially influenced by abiotic factors and host crop in a semi-arid prairie agroecosystem. **FEMS Microbiology Ecology**, v. 88, n. 2, p. 333-344, 2014.
- BALTRUSCHAT, H. et al. Unexpectedly high diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in fertile Chernozem croplands in Central Europe. **Catena**, v. 182, p. 104135, 2019.
- BELLARD, C. et al. Vulnerability of biodiversity hotspots to global change. **Global Ecology and Biogeography**, v. 23, n. 12, p. 1376-1386, 2014.
- BENDER, S. F.; CONEN, F.; VAN DER HEIJDEN, M. G.A. Mycorrhizal effects on nutrient cycling, nutrient leaching and N₂O production in experimental grassland. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 80, p. 283-292, 2015.
- BENTIVENGA, S. P.; MORTON, J. B. Systematics of glomalean endomycorrhizal fungi: current views and future directions. **Mycorrhizae and Plant Health**, p. 283-308, 1994.

BERTOLINI, V. et al. Abundance and richness of arbuscular mycorrhizal fungi in coffee plantations from Soconusco, Chiapas, Mexico. **Revista de Biología Tropical**, v. 66, n. 1, p. 91-105, 2018.

BŁASZKOWSKI, J. et al. A new family, Pervetustaceae with a new genus, *Pervetustus*, and *P. simplex* sp. nov. (Paraglomerales), and a new genus, *Innospora* with *I. majewskii* comb. nov. (Paraglomeraceae) in the Glomeromycotina. **Nova Hedwigia**, v. 105, n. 3-4, p. 397-410, 2017.

BŁASZKOWSKI, J. et al. A new genus, *Oehlia* with *Oehlia diaphana* comb. nov. and an emended description of *Rhizoglosum vesiculiferum* comb. nov. in the Glomeromycotina. **Nova Hedwigia**, v. 107, n. 3-4, p. 501-518, 2018.

BŁASZKOWSKI, J. et al. *Halonatospora* gen. nov. with *H. pansihalos* comb. nov. and *Glomus bareae* sp. nov. (Glomeromycota; Glomeraceae). **Botany**, v. 96, n. 11, p. 737-748, 2018.

BŁASZKOWSKI, J. et al. *Sieverdingia* gen. nov., *S. tortuosa* comb. nov., and *Diversispora peloponnesiaca* sp. nov. in the Diversisporaceae (Glomeromycota). **Mycological Progress**, v. 18, n. 11, p. 1363-1382, 2019.

BŁASZKOWSKI, J. et al. Two new genera, *Dominikia* and *Kamienskia*, and *D. disticha* sp. nov. in Glomeromycota. **Nova Hedwigia**, v. 100, n. 1-2, p. 225- 238, 2015.

BŁASZKOWSKI, J. et al. **Glomeromycota**. W. Szafer Institute of Botany, Polish Academy of Sciences, Kraków, 303 pp., 2012.

BŁASZKOWSKI, J.; CHWAT, G. *Septoglosum deserticola* emended and new combinations in the emended definition of the family Diversisporaceae. **Acta Mycologica**, v. 48, n. 1, 2013.

BONFIM, J. 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.

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.

BRASIL. **Decreto nº 3.421 de 20 de abril de 2000**. Disponível em: http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/decreto/D3421.htm Acesso em: 10 de fevereiro de 2020.

BRASIL. **Decreto s/n, de 05 de junho de 2012**. Disponível em: http://www.planalto.gov.br/CCIVIL_03/_Ato2011-014/2012/Dsn/Dsn13323.htm#art9 Acesso em: 10 de fevereiro de 2020.

BRASIL. **Decreto s/n, de 20 de abril de 1999**. Disponível em: http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/DNN/Anterior%20a%202000/1999/Dnn8010.htm Acesso em: 10 de fevereiro de 2020.

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, 2013.

CACERES, M.; LEGENDRE, P. Associations between species and groups of sites: indices and statistical inference. **Ecology**, v. 90, n. 12, p. 3566-3574, 2009.

CALABRESE, S. et al. Transcriptome analysis of the *Populus trichocarpa*–*Rhizophagus irregularis* mycorrhizal symbiosis: regulation of plant and fungal transportomes under nitrogen starvation. **Plant and Cell Physiology**, v. 58, n. 6, p. 1003-1017, 2017.

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.

CARVALHO, F. et al. The mosaic of habitats in the high-altitude Brazilian rupestrian fields is a hotspot for arbuscular mycorrhizal fungi. **Applied Soil Ecology**, v. 52, p. 9-19, 2012.

CASSANO, C. R. et al. Primeira avaliação do status de conservação dos mamíferos do estado da Bahia, Brasil. **Oecologia Australis**, v. 21, n. 2, 2017.

CASTILLO, B. T. et al. Impacts of experimentally accelerated forest succession on belowground plant and fungal communities. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 125, p. 44-53, 2018.

CHAGNON, P. 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.

CHAO, A.; WANG, Y. T.; JOST, L. Entropy and the species accumulation curve: a novel entropy estimator via discovery rates of new species. **Methods in Ecology and Evolution**, v. 4, n. 11, p. 1091–1100, 2013.

COFRÉ, M.N et al. Effects of cropping systems under no-till agriculture on arbuscular mycorrhizal fungi in Argentinean Pampas. **Soil Use and Management**, v. 33, n. 2, p. 364-378, 2017.

COFRÉ, M. Noelia et al. Biodiversity of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in South America: A Review. In: **Mycorrhizal Fungi in South America**. Springer, Cham, 2019. p. 49-72.

CORAZON-GUIVIN, M. A. et al. *Acaulospora aspera*, a new fungal species in the Glomeromycetes from rhizosphere soils of the inka nut (*Plukenetia volubilis* L.) in Peru. **Journal of Applied Botany and Food Quality** v. 92, p. 250 – 257, 2019.

CORAZON-GUIVIN, M. A. et al. *Funneliglomus*, gen. nov., and *Funneliglomus sanmartinensis*, a new arbuscular mycorrhizal fungus from the Amazonia region in Peru. **Sydowia**, v. 71, p. 17, 2019a.

CORAZON-GUIVIN, M. A. et al. *Microkamiensia* gen. nov. and *Microkamiensia peruviana*, a new arbuscular mycorrhizal fungus from Western Amazonia. **Nova Hedwigia**, v. 109, n. 3-4, p. 355-368, 2019b.

CORRÊA, H. S. et al. Fungos micorrízicos arbusculares associados às culturas cultivadas em sistemas agroflorestais e em monoculturas em projetos de assentamento do sudeste paraense. **Revista Agroecossistemas**, v. 2, n. 1, p. 13-17, 2013.

DAVISON, J. et al. Arbuscular mycorrhizal fungal communities in plant roots are not random assemblages. **FEMS Microbiology Ecology**, v. 78, n. 1, p. 103–115, 2011.

DAVISON, J. et al. Communities of arbuscular mycorrhizal fungi detected in forest soil are spatially heterogeneous but do not vary throughout the growing season. **PLoS ONE**, v. 7, n. 8, p. 1–8, 2012.

DAVISON, J. et al. Global assessment of arbuscular mycorrhizal fungus diversity reveals very low endemism. **Science**, v. 349, n. 6251, p. 970-973, 2015.

DAYNES, C. N. et al. Development and stabilisation of soil structure via interactions between organic matter, arbuscular mycorrhizal fungi and plant roots. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 57, p. 683-694, 2013.

DE LA PROVIDENCIA, I. E. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi reveal distinct patterns of anastomosis formation and hyphal healing mechanisms between different phylogenetic groups. **New Phytologist**, v. 165, n. 1, p. 261-271, 2005.

DECLERCK, S. et al. Modelling the sporulation dynamics of arbuscular mycorrhizal fungi in monoxenic culture. **Mycorrhiza**, v. 11, n. 5, p. 225-230, 2001.

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

DONAGEMA, G. K. et al. **Manual de métodos de análise de solo**. Embrapa Solos- Documentos (INFOTECA-E), 2011.

DUFRÊNE, M.; LEGENDRE, P. Species assemblages and indicator species: the need for a flexible asymmetrical approach. **Ecological Monographs**, v. 67, n. 3, p. 345-366, 1997.

FERREIRA, E. B.; CAVALCANTI, P. P.; NOGUEIRA, D. A. ExpDes.pt: **Pacote Experimental Designs (Portuguese)**. R package version 1.2.0. 2018. Disponível em: <https://CRAN.R-project.org/package=ExpDes.pt>. Acesso em: 12 de novembro de 2019.

FERROL, N. et al. The heavy metal paradox in arbuscular mycorrhizas: from mechanisms to biotechnological applications. **Journal of Experimental Botany**, v. 67, n. 22, p. 6253–6265, 2016.

FIORILLI, V. et al. Omics approaches revealed how arbuscular mycorrhizal symbiosis enhances yield and resistance to leaf pathogen in wheat. **Scientific reports**, v. 8, n. 1, p. 9625, 2018.

FROSI, G. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi and foliar phosphorus inorganic supply alleviate salt stress effects in physiological attributes, but only arbuscular mycorrhizal fungi increase biomass in woody species of a semiarid environment. **Tree Physiology**, v. 38, n. 1, p. 25-36, 2018.

FROSI, G. et al. Symbiosis with AMF and leaf Pi supply increases water deficit tolerance of woody species from seasonal dry tropical forest. **Journal of Plant Physiology**, v. 207, p. 84-93, 2016.

GARCÍA DE LEÓN, D. et al. Anthropogenic disturbance equalizes diversity levels in arbuscular mycorrhizal fungal communities. **Global Change Biology**, v. 24, n. 6, p. 2649-2659, 2018.

GENRE, A. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi elicit a novel intracellular apparatus in *Medicago truncatula* root epidermal cells before infection. **The Plant Cell**, v. 17, n. 12, p. 3489-3499, 2005.

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.

GERZ, M. et al. Plant community mycorrhization in temperate forests and grasslands: relations with edaphic properties and plant diversity. **Journal of Vegetation Science**, v. 27, n. 1, p. 89-99, 2016.

GIOVANNETTI, M. et al. Fungal and plant tools for the uptake of nutrients in arbuscular mycorrhizas: a molecular view. In: **Mycorrhizal Mediation of Soil**. Elsevier, 2017. p. 107-128.

GIOVANNETTI, M. et al. Patterns of below-ground plant interconnections established by means of arbuscular mycorrhizal networks. **New Phytologist**, v. 164, n. 1, p. 175-181, 2004.

GOMES, S. P.; TRUFEM, S. F. B. Fungos micorrízicos arbusculares (glomales, zygomycota) na Ilha dos Eucaliptos, represa do Guarapiranga, São Paulo, SP. **Acta botânica brasílica**, v. 12, n. 3, p. 393-401, 1998.

GOTO, B. T. et al. Intraornatosporaceae (Gigasporales), a new family with two new genera and two new species. **Mycotaxon**, v. 119, n. 1, p. 117-132, 2012.

GOTO, B. T.; MAIA, L. C. Glomerospores: a new denomination for the spores of Glomeromycota, a group molecularly distinct from the Zygomycota. **Mycotaxon**, 2006.

GUADARRAMA, P. et al. Arbuscular mycorrhizal fungal communities in changing environments: The effects of seasonality and anthropogenic disturbance in a seasonal dry forest. **Pedobiologia**, v. 57, n. 2, p. 87-95, 2014.

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, p. 247, 2005.

HART, M. M.; READER, R. J. Taxonomic basis for variation in the colonization strategy of arbuscular mycorrhizal fungi. **New Phytologist**, v. 153, n. 2, p. 335-344, 2002.

HELGASON, T. et al. Selectivity and functional diversity in arbuscular mycorrhizas of cooccurring fungi and plants from a temperate deciduous woodland. **Journal of Ecology**, v. 90, n. 2, p. 371-384, abr. 2002.

HILDEBRANDT, U.; REGVAR, M.; BOTHE, H. Arbuscular mycorrhiza and heavy metal tolerance. **Phytochemistry**, v. 68, n. 1, p. 139-146, 2007.

HOFFMANN, L. V.; LUCENA, V. S. **Para entender Micorrizas Arbusculares**. Embrapa Algodão-Documents (INFOTECA-E), 2006.

HOGKAMP, C.; KÜSTER, H. A roadmap of cell-type specific gene expression during sequential stages of the arbuscular mycorrhiza symbiosis. **BMC Genomics**, v. 14, n. 1, p. 306, 2013.

HSIEH, T. C.; MA, K. H.; CHAO, A. **iNEXT: iNterpolation and EXTrapolation for species diversity**. R package version 2.0.12, 2016. Disponível em: <http://chao.stat.nthu.edu.tw/blog/software-download/>. Acesso em: 10 de janeiro de 2020.

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. 2669-2678, 2002.

IESB. Instituto de Estudos Sócio Ambientais do Sul da Bahia. Levantamento da Cobertura Vegetal Nativa do Bioma Mata Atlântica. **IESB - IGEO/UFRJ - UFF 2/84**, 2007.

JANSA, J. et al. Soil and geography are more important determinants of indigenous arbuscular mycorrhizal communities than management practices in Swiss agricultural soils. **Molecular Ecology**, v. 23, n. 8, p. 2118-2135, 2014.

JEFWA, J. 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, n. 2, p. 277-290, 2009.

- JEFWA, J. M. et al. Impact of land use types and farming practices on occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) Taita-Taveta district in Kenya. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 157, p. 32-39, 2012.
- JEMO, M. et al. Mycorrhizal fungal community structure in tropical humid soils under fallow and cropping conditions. **Scientific Reports**, v. 8, n. 1, p. 1-17, 2018.
- JENKINS, W. R. et al. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. **Plant Disease Reporter**, v. 48, n. 9, 1964.
- JOBIM, K. et al. New sporocarpic taxa in the phylum Glomeromycota: *Sclerocarpum amazonicum* gen. et sp. nov. in the family Glomeraceae (Glomerales) and *Diversispora sporocarpia* sp. nov. in the Diversisporaceae (Diversisporales). **Mycological Progress**, v. 18, n. 3, p. 369-384, 2019.
- JOBIM, K.; VISTA, X. M.; GOTO, B. T. Updates on the knowledge of Arbuscular Mycorrhizal Fungi (Glomeromycotina) in the Atlantic Forest biome—an example of very high species richness in the Brazilian landscape. **Mycotaxon**, v. 133, n. 1, p. 209-209, 2018.
- 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.
- KENT, M.; COKER, P. **Vegetation description: a practice al approach**. London, Belhaven Press, 1992.
- KEYMER, A. et al. Lipid transfer from plants to arbuscular mycorrhiza fungi. **bioRxiv**, p. 143883, 2017.
- KIVLIN, S. N.; EMERY, S. M.; RUDGERS, J. A. Fungal symbionts alter plant responses to global change. **American Journal of Botany**, v. 100, n. 7, p. 1445-1457, 2013
- 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.
- KRETZSCHMAR, T. et al. A petunia ABC protein controls strigolactone-dependent symbiotic signalling and branching. **Nature**, v. 483, n. 7389, p. 341-344, 2012.
- KRUGER, 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.
- LAMBAIS, M. R.; RAMOS, A. C. Signaling and signal transduction in arbuscular mycorrhizae. **Mycorrhiza**, v. 30, p. 119-132, 2010.

LEKBERG, Y. et al. Role of niche restrictions and dispersal in the composition of arbuscular mycorrhizal fungal communities. **Journal of Ecology**, v. 95, p. 95–105, 2007.

LEKBERG, Y.; KOIDE, R. T. Is plant performance limited by abundance of arbuscular mycorrhizal fungi? A meta-analysis of studies published between 1988 and 2003. **New Phytologist**, v. 168, n. 1, p. 189-204, 2005.

LEKBERG, Y.; WALLER, L. P. What drives differences in arbuscular mycorrhizal fungal communities among plant species?. **Fungal Ecology**, v. 24, p. 135-138, 2016.

LÓPEZ-GARCÍA, Á. et al. Plant traits determine the phylogenetic structure of arbuscular mycorrhizal fungal communities. **Molecular Ecology**, v. 26, n. 24, p. 6948-6959, 2017.

LUGO, M. A.; PAGANO, M. C. Overview of the Mycorrhizal Fungi in South America. In: **Mycorrhizal Fungi in South America**. Springer, Cham, 2019. p. 1-27.

MACARTHUR, R. H.; WILSON, E. O. **The theory of island biogeography**. New Jersey, Princeton University Press, 1967.

MACLEAN, A. M. et al. Plant signaling and metabolic pathways enabling arbuscular mycorrhizal symbiosis. **The Plant Cell**, v. 29, n. 10, p. 2319-2335, 2017.

MARINHO, F. et al. *Bulbospora minima*, a new genus and a new species in the Glomeromycetes from semi-arid Northeast Brazil. **Sydowia**, v. 66, n. 2, p. 313-323, 2014.

MARINHO, F. et al. Checklist of arbuscular mycorrhizal fungi in tropical forests. **Sydowia**, v. 70, p. 107-127, 2018.

MARINHO, F. et al. High diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in natural and anthropized sites of a Brazilian tropical dry forest (Caatinga). **Fungal Ecology**, 2019.

MARLEAU, J. et al. Spore development and nuclear inheritance in arbuscular mycorrhizal fungi. **BMC Evolutionary Biology**, v. 11, n. 1, p. 51, 2011.

MARTIN, F. et al. Unearthing the roots of ectomycorrhizal symbioses. **Nature Reviews Microbiology**, v. 14, n. 12, p. 760, 2016.

MARTINS, E. M. et al. Agroforestry system used for restoration at the Atlantic Forest. **Ciência Florestal**, v. 29, n. 2, p. 632-648, 2019.

MELLO, C. M. A. de et al. Diversidade de fungos micorrízicos arbusculares em área de Caatinga, PE, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 26, n. 4, p. 938-943, 2012.

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.

MITTERMEIER, R. A. et al. Global biodiversity conservation: the critical role of hotspots. In: **Biodiversity Hotspots**. Springer, Berlin, Heidelberg, 2011. p. 3-22.

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.

MORA-ROMERO, G. A. et al. Mycorrhiza-induced protection against pathogens is both genotype-specific and graft-transmissible. **Symbiosis**, v. 66, n. 2, p. 55-64, 2015.

MOREIRA, M. et al. Araucaria angustifolia aboveground roots presented high arbuscular mycorrhizal fungal colonization and diversity in the Brazilian Atlantic Forest. **Pedosphere**, v. 26, n. 4, p. 561-566, 2016.

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

NEHREN, U. D. O. et al. Impact of natural climate change and historical land use on landscape development in the Atlantic Forest of Rio de Janeiro, Brazil. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 85, n. 2, p. 497-518, 2013.

NEUWIRTH, E. **RColorBrewer: ColorBrewer Palettes**. R package version 1.1-2, 2014. Disponível em: <https://CRAN.R-project.org/package=RColorBrewer> Acesso em: 10 de janeiro de 2020.

NEVES, D. A.; PALUCH, M. Estrutura da comunidade de borboletas frugívoras na Mata Atlântica do Litoral Sul da Bahia (Brasil) (Lepidoptera: Nymphalidae). **SHILAP Revista de Lepidopterología**, v. 44, n. 176, p. 593-606, 2016.

NUNES, J. L. S. Anatomic and Morphologic Relations Developed Between Plants Roots and Arbuscular Mycorrhizal Fungi (AFM) During The Establishment of Mycorrhizal Symbiosis: A Review. **Journal of Agriculture Research**, v. 2018, n. 02, 2018.

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

OEHL, F. et al. *Palaeospora spainii*, a new arbuscular mycorrhizal fungus from Swiss agricultural soils. **Nova Hedwigia**, p.1-14, 2014.

OEHL, F. et al. Soil type and land use intensity determine the composition of arbuscular mycorrhizal fungal communities. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 42, n. 5, p. 724-738, 2010.

OEHL, F.; SOUZA, F. A.; SIEVERDING, E. Revision of Scutellospora and description of five new genera and three new families in the arbuscular mycorrhiza-forming Glomeromycetes. **Mycotaxon**, v. 106, n. 1, p. 311-360, 2008.

OKSANEN, J. et al. **Vegan: Community Ecology Package**. R package version 1.17–2, 2010. Disponível em: <http://CRAN.R-project.org/package=vegan> Acesso em: 5 de novembro de 2019.

OLIVEIRA, C. A. F. Ecoturismo étnico no Parque Nacional do Monte Pascoal: formas de comunicação entre condutores indígenas e visitantes da unidade de conservação. **Revista Brasileira de Ecoturismo (RBEcotur)**, v. 5, n. 1, 2012.

OLIVEIRA, J. J. F. et al. Crescimento inicial de plantas de leucena frente à inoculação micorrízica e adubação orgânica. **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 8, n. 3, p. 212-220, 2013.

ÖPIK, M. et al. DNA-based detection and identification of Glomeromycota: the virtual taxonomy of environmental sequences. **Botany**, v. 92, n. 2, p. 135-147, 2013.

ÖPIK, M. et al. Global sampling of plant roots expands the described molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi. **Mycorrhiza**, v. 23, n. 5, p. 411–430, 2013.

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.; DAVISON, J. Uniting species-and community-oriented approaches to understand arbuscular mycorrhizal fungal diversity. **Fungal Ecology**, v. 24, p. 106-113, 2016.

PAGANO, M. C. et al. Advances in arbuscular mycorrhizal taxonomy. In: **Recent advances on mycorrhizal fungi**. Cham, Springer, p. 15-21, 2016.

PAGANO, M. C.; ZANDEVALLI, R. B.; ARAÚJO, F. S. Biodiversity of arbuscular mycorrhizas in three vegetational types from the semiarid of Ceará State, Brazil. **Applied Soil Ecology**, v. 67, p. 37-46, 2013.

PARDINI, R. Effects of forest fragmentation on small mammals in an Atlantic Forest landscape. **Biodiversity and Conservation**, v. 13, p. 2567–2586, 2004.

PASZKOWSKI, U. Mutualism and parasitism: the yin and yang of plant symbioses. **Current opinion in Plant Biology**, v. 9, n. 4, p. 364-370, 2006.

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, C. M. R. et al. Management practices may lead to loss of arbuscular mycorrhizal fungal diversity in protected areas of the Brazilian Atlantic Forest. **Fungal Ecology**, v. 34, p. 50-58, 2018.

PERUZZO, C. M. K. Comunicação popular em seus aspectos teóricos. **Comunicação e culturas populares**. São Paulo: Intercom, p. 27-44, 1995.

PICONE, C. Diversity and Abundance of Arbuscular–Mycorrhizal Fungus Spores in Tropical Forest and Pasture 1. **Biotropica**, v. 32, n. 4a, p. 734-750, 2000.

PIMENTEL, A. P. M. **IBAMA. Plano de Ação Emergencial para o Parque Nacional de Monte Pascoal**. Ministério do Meio Ambiente, dos Recursos Hídricos e da Amazônia Legal, Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis, Petrobrás, 85 p., 1995.

PINTO, L. P.; BRITO, M. C. W. Dinâmica da perda da biodiversidade na Mata Atlântica brasileira: uma introdução. In: **Mata Atlântica: biodiversidade, ameaças e perspectivas**. Fundação SOS Mata Atlântica, São Paulo e Conservação Internacional, Belo Horizonte, p. 27-30, 2005.

PONTES, J. S. et al. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in Brazil's Caatinga and experimental agroecosystems. **Biotropica**, v. 49, n. 3, p. 413-427, 2017.

POUYU-ROJAS, E.; SIQUEIRA, J. O.; SANTOS, J. G. D. Compatibilidade simbiótica de fungos micorrízicos arbusculares com espécies arbóreas tropicais. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 30, n. 3, p. 413-424, 2006.

POWELL, J. R.; RILLIG, M. C. Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi and ecosystem function. **New Phytologist**, v. 220, n. 4, p. 1059-1075, 2018.

R CORE TEAM. **R: A language and environment for statistical computing**. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria, 2019.

RAMOS-ZAPATA, J. A. et al. Arbuscular mycorrhizas in a tropical coastal dune system in Yucatan, Mexico. **Fungal Ecology**, v. 4, n. 4, p. 256-261, 2011.

REDECKER, D.; HIJRI, I.; WIEMKEN, A. Molecular identification of arbuscular mycorrhizal fungi in roots: perspectives and problems. **Folia Geobotanica**, v. 38, n. 2, p. 113-124, 2003.

REDECKER, D.; KODNER, R.; GRAHAM, L. E. Glomalean fungi from the Ordovician. **Science**, v. 289, n. 5486, p. 1920-1921, 2000.

REZENDE, C. L. et al. From hotspot to hopespot: An opportunity for the Brazilian Atlantic Forest. **Perspectives in Ecology and Conservation**, v. 16, n. 4, p. 208-214, 2018.

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, 2009.

RICARDO, F. **Terras Indígenas e Unidades de Conservação da natureza: o desafio das sobreposições**. São Paulo, Instituto Socioambiental, 2004.

RILLIG, M. C. Arbuscular mycorrhizae, glomalin, and soil aggregation. **Canadian Journal of Soil Science**, v. 84, n. 4, p. 355-363, 2004.

- RODRÍGUEZ-ECHEVERRÍA, S. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi communities from tropical Africa reveal strong ecological structure. **New Phytologist**, v. 213, n. 1, p. 380-390, 2017.
- SÁNCHEZ-ROMERA, B. et al. Arbuscular mycorrhizal symbiosis and methyl jasmonate avoid the inhibition of root hydraulic conductivity caused by drought. **Mycorrhiza**, v. 26, n. 2, p. 111-122, 2016.
- SANTOS, F. E. F.; CARRENHO, R. Diversidade de fungos micorrízicos arbusculares em remanescente florestal impactado (Parque Cinqüentenário-Maringá, Paraná, Brasil). **Acta Botanica Brasilica**, v. 25, n. 2, p. 508-516, 2011.
- SARMENTO-SOARES, L. M.; MAZZONI, R.; MARTINS-PINHEIRO, R. F. The fish fauna of the Rio Peruípe, extreme southern of Bahia state. **Biota Neotropica**, v. 7, n. 3, p. 291-308, 2007.
- SCHENCK, N. C.; PEREZ, Y. **Methods and manual for VA mycorrhizal research**. Synergistic-Publications, 250p, 1992.
- SCHNOOR, T. K. et al. Mechanical soil disturbance as a determinant of arbuscular mycorrhizal fungal communities in semi-natural grassland. **Mycorrhiza**, v. 21, n. 3, p. 211-220, 2011.
- SCHÜBLER, A.; SCHWARZOTT, D.; WALKER, C. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution **Mycological Research**, v. 105, n. 12, p. 1413-1421, 2001.
- SELOSSE, M. A. et al. Mycorrhizal networks: des liaisons dangereuses?. **Trends in Ecology & Evolution**, v. 21, n. 11, p. 621-628, 2006.
- SHI, Z. et al. Arbuscular Mycorrhizal fungi enhance plant diversity, density and productivity of spring ephemeral community in desert ecosystem. **Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca**, v. 45, n. 1, p. 301-307, 2017.
- SHI, Z. Y.; LIU, D. H.; WANG, F. Y. Spatial variation of arbuscular mycorrhizal fungi in two vegetation types in Gurbantonggut Desert. **Contemporary Problems of Ecology**, v. 6, n. 4, p. 455-464, 2013.
- SIEVERDING, E. et al. *Rhizoglossus*, a new genus of the Glomeraceae. **Mycotaxon**, v. 129, n. 2, p. 373-386, 2015.
- SILVA, D. K. A. et al. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in restinga and dunes areas in Brazilian Northeast. **Biodiversity and Conservation**, v. 21, n. 9, p. 2361-2373, 2012.
- SILVA, D. K. A. et al. *Scutellospora pernambucana*, a new fungal species in the Glomeromycetes with a diagnostic germination orb. **Mycotaxon**, v. 106, n. 1, p. 361-370, 2008.

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.

SILVA, F. S. P. et al. Arbuscular mycorrhizal fungal diversity in tropical sand dune and restinga at Però Beach in Rio de Janeiro state, Brazil. **Fungal Ecology**, v. 40, p. 150-158, 2019.

SILVA, I. R. et al. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi along an environmental gradient in the Brazilian semiarid. **Applied Soil Ecology**, v. 84, p. 166-175, 2014.

SILVA, J. M. C. et al. Conservação da Mata Atlântica brasileira—um balanço dos últimos dez anos. In: CABRAL, D. C.; BUSTAMANTE, A. G. (Ed.). **Metamorfoses florestais: culturas, ecologias e as transformações históricas da Mata Atlântica**. Curitiba, Editora Prismas, p. 435-458, 2016.

SILVANO, D. L.; PIMENTA, B. V. S. Diversidade e distribuição de anfíbios na Mata Atlântica do Sul da Bahia. In: **Corredor de Biodiversidade na Mata Atlântica do Sul da Bahia**. PRADO, P. I., LANDAU, E. C., MOURA, R. T., PINTO, L. P. S., FONSECA, G. A. B., ALGER, K. (orgs.), Ilhéus, IESB/CI/CABS/UFMG/UNICAMP, 2003.

SIQUEIRA, J. O. et al. **Micorrizas: 30 anos de pesquisas no Brasil**. Lavras: Ed. UFLA, 716p, 2010.

SMITH S.E.; READ D.J. **Mycorrhizal Symbiosis**. 3rd edn. London, Academic Press, London, UK, 789 p., 2008.

SOKA, G. E.; RITCHIE, M. E. Arbuscular mycorrhizal spore composition and diversity associated with different land uses in a tropical savanna landscape, Tanzania. **Applied Soil Ecology**, v. 125, p. 222-232, 2018.

SOS MATA ATLÂNTICA. **Atlas dos Remanescentes Florestais da Mata Atlântica: Mapeamento dos Sistemas Costeiros**. 2020. Disponível em: http://mapas.sosma.org.br/site_media/download/SOSMA_Atlas-da-costa_Final.pdf
Acesso em: 10 de fevereiro de 2020.

SOTERAS, F. et al. Arbuscular mycorrhizal fungal composition in high montane forests with different disturbance histories in central Argentina. **Applied Soil Ecology**, v. 85, p. 30-37, 2015.

SOUSA, N. M. F et al. Predictors of Arbuscular Mycorrhizal Fungal Communities in the Brazilian Tropical Dry Forest. **Microbial Ecology**, p. 1-12, 2018.

SOUZA, R. G. et al. Diversidade e potencial de infectividade de fungos micorrízicos arbusculares em área de caatinga, na Região de Xingó, Estado de Alagoas, Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 26, n. 1, p. 49-60, 2003.

SOUZA, T. A. F. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi in *Mimosa tenuiflora* (Willd.) Poir from Brazilian semi-arid. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 47, n. 2, p. 359-366, 2016.

STÜRMER, S. L. A history of the taxonomy and systematics of arbuscular mycorrhizal fungi belonging to the phylum Glomeromycota. **Mycorrhiza**, v. 22, n. 4, p. 247-258, 2012.

STÜRMER, S. L. et al. Occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi in soils of early stages of a secondary succession of Atlantic Forest in South Brazil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 20, n. 3, p. 513-521, 2006.

STÜRMER, Sidney Luiz; SIQUEIRA, José Oswaldo. Species richness and spore abundance of arbuscular mycorrhizal fungi across distinct land uses in Western Brazilian Amazon. **Mycorrhiza**, v. 21, n. 4, p. 255-267, 2011.

SÝKOROVÁ, Z.; WIEMKEN, A.; REDECKER, D. Cooccurring *Gentiana verna* and *Gentiana acaulis* and their neighboring plants in two Swiss upper montane meadows harbor distinct arbuscular mycorrhizal fungal communities. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 73, n. 17, p. 5426-5434, 2007.

SYMANCZIK, S. et al. A new genus, *Desertispora*, and a new species, *Diversispora sabulosa*, in the family Diversisporaceae (order Diversisporales, subphylum Glomeromycotina). **Mycological Progress**, v. 17, n. 4, p. 437-449, 2018.

TABARELLI, M.; MELO, M.D.; LIRA, O.C. A Mata Atlântica do Nordeste. In: CAMPANILI, M.P.M. (Ed.). **Mata Atlântica: uma rede pela floresta**. São Paulo: Athalaia Gráfica e Editora Ltda., p. 149 – 164, 2006.

TEDERSOO, L. et al. High-level classification of the Fungi and a tool for evolutionary ecological analyses. **Fungal Diversity**, v. 90, n. 1, p. 135-159, 2018.

THOMAS, W. W. et al. Plant endemism in two forests in southern Bahia, Brazil. **Biodiversity & Conservation**, v. 7, n. 3, p. 311-322, 1998.

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

TSIAFOULI, M. A. et al. Intensive agriculture reduces soil biodiversity across Europe. **Global Change Biology**, v. 21, n. 2, p. 973-985, 2015.

TURRINI, A. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi of a Mediterranean island (Pianosa), within a UNESCO Biosphere Reserve. **Biology and Fertility of Soils**, v. 46, n. 5, p. 511-520, 2010.

VAN DER GAST, C. J. et al. Spatial scaling of arbuscular mycorrhizal fungal diversity is affected by farming practice. **Environmental Microbiology**, v. 13, n. 1, p. 241-249, 2011.

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.; HARTMANN, M. Networking in the Plant Microbiome. **PLoS Biology**, v. 14, n. 2, p. e1002378, 2016.

VAN DER HEYDE, M. et al. Arbuscular mycorrhizal fungus responses to disturbance are context-dependent. **Mycorrhiza**, v. 27, n. 5, p. 431-440, 2017.

VASCONCELLOS, R. L. F. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi and glomalin-related soil protein as potential indicators of soil quality in a recuperation gradient of the Atlantic forest in Brazil. **Land Degradation & Development**, v. 27, n. 2, p. 325-334, 2016.

VASCONCELOS, R. N. **Estrutura da comunidade de borboletas frugívoras em fragmentos de Floresta Atlântica e em plantações de eucalipto no extremo Sul da Bahia**. 2008. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Biomonitoramento) - Universidade Federal da Bahia, Salvador, 2008.

VELÁZQUEZ, M. S.; CABELLO, M. N.; BARRERA, M. Composition and structure of arbuscular-mycorrhizal communities in El Palmar National Park, Argentina. **Mycologia**, v. 105, n. 3, p. 509-520, 2013.

WANG, Y. Y. et al. Diversity and infectivity of arbuscular mycorrhizal fungi in agricultural soils of the Sichuan Province of mainland China. **Mycorrhiza**, v. 18, n. 2, p. 59-68, 2008.

WILLIAMS, A. et al. Long-term agricultural fertilization alters arbuscular mycorrhizal fungal community composition and barley (*Hordeum vulgare*) mycorrhizal carbon and phosphorus exchange. **New Phytologist**, v. 213, n. 2, p. 874-885, 2017.

WINAGRASKI, E. et al. Diversity of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in Forest Ecosystems of Brazil: a review. **Cerne**, v. 25, n. 1, p. 25-35, 2019.

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**, p. 2–27, 2016.

YANO-MELO, A. M.; SAGGIN, O. J.; MAIA, L. C. Tolerance of mycorrhized banana (*Musa* sp. cv. Pacovan) plantlets to saline stress. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, v. 95, n. 1, p. 343-348, 2003.

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. 221-233, 2013.

ZHANG, F; ZOU, Y. N.; WU, Q. S. Quantitative estimation of water uptake by mycorrhizal extraradical hyphae in citrus under drought stress. **Scientia Horticulturae**, v. 229, p. 132-136, 2018.

ZHANG, T. et al. Dynamics of arbuscular mycorrhizal fungi associated with desert ephemeral plants in Gurbantunggut Desert. **Journal of Arid Land**, v. 4, n. 1, p. 43-51, 2012.