



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

**JOSÉ HILTON DOS PASSOS**

**COMUNIDADES DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES  
NA RIZOSFERA DE ESPÉCIES VEGETAIS DOMINANTES EM  
ÁREAS COM EMBASAMENTOS CRISTALINO E SEDIMENTAR,  
NO SEMIÁRIDO BRASILEIRO**

**RECIFE  
2020**

**JOSÉ HILTON DOS PASSOS**

**COMUNIDADES DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES  
NA RIZOSFERA DE ESPÉCIES VEGETAIS DOMINANTES EM  
ÁREAS COM EMBASAMENTOS CRISTALINO E SEDIMENTAR,  
NO SEMIÁRIDO BRASILEIRO**

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

**Área de Concentração:**  
Micologia básica

**Orientadora:** Dra. Leonor Costa Maia

**Coorientadora:** Dra. Iolanda Ramalho da Silva

**RECIFE  
2020**

Catálogo na Fonte:  
Bibliotecário Bruno Márcio Gouveia, CRB-4/1788

Passos, José Hilton dos

Comunidades de fungos micorrízicos arbusculares na rizosfera de espécies vegetais dominantes em áreas com embasamento cristalino e sedimentar, no semiárido brasileiro / José Hilton dos Passos. - 2020.

89 f. : il.

Orientador: Profa. Dra. Leonor Costa Maia.

Coorientadora: Prof. Dr. Iolanda Ramalho da Silva.

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

Inclui referências e anexos.

1. Fungos. 2. Plantas. 3. Plantas da caatinga. I. Maia, Leonor Costa (orientador). II. Silva, Iolanda Ramalho da Silva (coorientadora). III. Título.

579.5

CDD (22.ed.)

UFPE/CB-2021-210

**JOSÉ HILTON DOS PASSOS**

**COMUNIDADES DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES  
NA RIZOSFERA DE ESPÉCIES VEGETAIS DOMINANTES EM  
ÁREAS COM EMBASAMENTOS CRISTALINO E SEDIMENTAR,  
NO SEMIÁRIDO BRASILEIRO**

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

Aprovada em: 14/07/2020

**BANCA EXAMINADORA**

---

Dra. Leonor Costa Maia – Orientadora  
Universidade Federal de Pernambuco

---

Dra. Juliana Souza de Pontes – Examinadora externa  
Secretaria Municipal de Pombos, PE

---

Dra. Danielle Karla Alves da Silva – Examinadora externa  
Universidade Federal da Paraíba

“Estou entre aqueles que acham que a ciência tem uma grande beleza.”

Marie Curie, 1933.

## AGRADECIMENTOS

Mais uma jornada que concluo com bastante esforço, entusiasmo, aprendizado e dedicação, mas nada é feito sozinho. Durante esses dois anos de mestrado, pude contar com o apoio de várias pessoas maravilhosas que acreditaram no meu potencial, vibraram a cada conquista, e me deram forças e suporte para seguir fazendo o que gosto.

O mérito é todo meu, mas este trabalho é resultado da união e esforço de várias pessoas, que fazem e acreditam na ciência, em sua maioria mulheres, fortes, inteligentes e acolhedoras, que inspiram, e pelas quais tenho grande apreço: Profa. Leonor Costa Maia, Dra. Iolanda Ramalho, Dra. Daniele Magna, Dra. Larissa Vieira, Dra. Indra Escobar, Dra. Danielle Karla, Jailma Alves e Dra. Juliana Souza.

Agradeço a Deus pela vida, saúde, proteção e pela existência da natureza em toda sua beleza e complexidade.

Aos meus Pais, Josemar Antônio dos Passos e Maria José da Conceição Silva, pelo carinho e amor incondicional, a quem devo toda admiração e respeito.

Às minhas irmãs Jaidy Silva dos Passos e Naday Silva Passos pela amizade, carinho e apoio.

À Professora Leonor Costa Maia, pela orientação, confiança, paciência e ensinamentos prestados.

À Dra. Iolanda Ramalho da Silva, pela amizade, coorientação, ensinamentos e incentivo, e que mesmo distante se faz tão presente.

À Dra. Daniele Magna Azevedo de Assis pela colaboração, ensinamentos, amizade, cuidado e acolhimento.

À Dra. Larissa Cardoso Vieira pela amizade, incentivo e colaboração na identificação dos fungos micorrízicos arbusculares (FMA).

À Jailma Alves da Silva, pela amizade, momentos de descontração e imensa colaboração em vários momentos.

À Dra. Indra Elena Escobar, pelos ensinamentos, amizade e acolhimento em seu lar em vários momentos, juntamente com seu marido Sílvio Monte.

A Reginaldo Ferreira Neto, Edvaneide Leandro de Lima e ao guia João Ferreira da Silva, pela ajuda na coleta.

Ao Dr. Fritz Oehl e à Dra. Danielle Karla Alves da Silva, pelos ensinamentos na taxonomia de FMA e ajuda na identificação.

À Universidade Federal de Pernambuco, através do Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos, pela oportunidade de cursar e concluir o mestrado.

À Fundação de Amparo à Ciência e Tecnologia do Estado de Pernambuco (FACEPE), pela concessão da bolsa de estudos, Processo IBPG-0010-2.03/18.

Aos colegas do Laboratório de Micorrizas, pela convivência e troca de conhecimentos: Joana Suassuna, Inácio Pascoal, Arthur Travassos, Arthur Vinícius, Thiago Correia e Ubirajara Rodrigues.

A todos os professores da Pós-Graduação que contribuíram na minha formação.

Ao pessoal da secretaria da Pós-Graduação, pelos serviços prestados.

Aos membros da banca examinadora, Dra. Juliana Souza de Pontes, Dra. Danielle Karla Alves da Silva, Dra. Adriana Mayumi Yano de Melo, Dr. Frederico Marinho por aceitarem avaliar este trabalho.

Aos colegas da Pós-Graduação em Biologia de Fungos, por todos os momentos de aprendizado e alegria vividos, em especial a Luiz Victor, Lilian Araújo, Wanderson Tavares, Arthur Travassos e Aline Mesquita.

A todos os pesquisadores e pesquisadoras, quem tiveram seus trabalhos citados neste trabalho.

Aos meus amigos, que sempre estiveram do meu lado, me incentivando: Joenny Maria, Geovana Oliveira, Lívia Moraes, Jaziela Mendonça, Karol Paz, Anna Virgínia, Luci Quirino, Everton Fidelis, Paloma Eduarda, Pedro Afonso, Vitor Henrique, Janaíne Gleice, Gerlando Rodrigues e Rafaela Ataíde.

E a todos que, de alguma forma, contribuíram na realização deste trabalho.

Muito obrigado!

## RESUMO

As florestas tropicais secas estão entre os ecossistemas mais biodiversos da terra e correspondem a cerca de 40% das florestas tropicais do mundo, provendo serviços ecossistêmicos de extrema importância para manutenção e sustentabilidade da população humana. No Brasil, as florestas tropicais secas estão inseridas em sua maioria na região semiárida, perfazendo uma área de 1.128.697 km<sup>2</sup>, conhecida como Caatinga. A Caatinga é formada sobre dois tipos de embasamento: o cristalino, que cobre a maior parte de sua superfície (70%), e o sedimentar (30%). Esses ambientes heterogêneos abrigam distintas comunidades vegetais que podem formar associação com diversos microrganismos presentes no solo, tais como os fungos micorrízicos arbusculares (FMA, Glomeromycota). Os FMA são microrganismos biotróficos obrigatórios que formam simbiose mutualística com a maioria das plantas. Considerando a importância desses microrganismos na sustentação das comunidades vegetais e dos ecossistemas terrestres, os objetivos deste trabalho foram determinar a diversidade, a estrutura e a composição de comunidades de FMA na rizosfera de espécies comuns em ambientes cristalino e sedimentar, no semiárido do Brasil. Amostras de solo foram coletadas entre janeiro e junho de 2018, nos estados da Bahia e de Pernambuco, em áreas com embasamento cristalino (municípios de Arcoverde, Casa Nova e Petrolina) e sedimentar (Casa Nova e Tupanatinga) na rizosfera de *Jatropha mollissima*, *J. mutabilis* e *Mimosa tenuiflora*. Em cada local foram selecionados aleatoriamente 10 indivíduos de cada espécie vegetal, e uma amostra foi retirada da rizosfera de cada planta, totalizando 50 amostras em ambiente sedimentar e 50 no cristalino (n = 100). No total, foram registrados 96 táxons de FMA, distribuídos em 13 famílias e 23 gêneros, com maior riqueza de táxons de *Acaulospora* (22), *Glomus* (14) e *Rhizoglomus* (11). Nas áreas de estudo 81 e 85% da riqueza de espécies de FMA foi acessada, com base nos estimadores Jackknife 1 e Chao 1, respectivamente. A diversidade de espécies de FMA não diferiu entre os tipos de embasamento, os locais de coleta e as rizosferas das espécies vegetais, com base nos índices de Shannon e Simpson. No entanto, a composição das comunidades de FMA diferiu entre os ambientes cristalino e sedimentar. O solo da rizosfera das três plantas estudadas também apresenta diferente estrutura de comunidades fúngicas, e alguns atributos químicos e físicos do solo (areia grossa, argila natural, cálcio, grau de flocculação, pH), foram correlacionadas com a distribuição desses microrganismos. Nove espécies de FMA foram indicadoras para os tipos de

embasamento e 17 para as espécies vegetais. Houve diferença no predomínio de glomerosporos de certas ordens de FMA em relação às áreas com embasamento cristalino (Glomerales) e sedimentar (Gigasporales), e em relação às plantas, com menor número de glomerosporos de Archaeosporales e Glomerales na rizosfera de *J. mollissima*, em comparação com as demais. A composição das comunidades de FMA é influenciada pelos hospedeiros vegetais e os tipos de embasamento e as características edáficas são os principais fatores estruturadores das comunidades de FMA nas áreas do semiárido estudadas.

**Palavras-chave:** Caatinga; Diversidade; Glomeromycota.

## ABSTRACT

Dry tropical forests are among the most biodiverse ecosystems on earth and correspond to about 40% of the world's tropical forests, providing ecosystem services of extreme importance for the maintenance and sustainability of the human population. In Brazil, the dry tropical forests are mostly inserted in the semiarid region, covering an area of 1,128,697 km<sup>2</sup>, commonly known as Caatinga. The Caatinga is formed on two types of basins: crystalline, which covers most of its surface (70%), and sedimentary (30%). These heterogeneous environments have different plant communities that can form association with several microorganisms present in the soil, such as the arbuscular mycorrhizal fungi (AMF, Glomeromycota). AMF are obligate biotrophic microorganisms, which form mutualistic symbiosis with most plants. Considering the importance of these microorganisms in sustaining plant communities and terrestrial ecosystems, this study aimed to determine the diversity, structure and composition of AMF communities in the rhizosphere of plants common in crystalline and sedimentary environments, in the semiarid region of Brazil. Soil samples were collected between January and June 2018, in the States of Bahia and Pernambuco, in areas of crystalline basin (Municipalities of Arcoverde, Casa Nova, and Petrolina) and sedimentary basin (Casa Nova and Tupanatinga) in the rhizosphere of *Jatropha mollissima*, *J. mutabilis* and *Mimosa Tenuiflora*. In each area, 10 individuals of each plant species were randomly selected, and a soil sample was collected in the rhizosphere of each plant, totaling 50 on sedimentary and 50 on crystalline basin (n = 100). A total de 96 AMF taxa were recorded, belonging to 13 families and 23 genera, with higher number of *Acaulospora* (22), *Glomus* (14) and *Rhizoglomus* (11) species. In the study areas 81 and 85% of the AMF species richness was accessed based on the estimators Jackknife 1 and Chao 1, respectively. The diversity of AMF species did not differ between basin types, collection sites and rhizospheres, based on Shannon and Simpson indices. However, the composition of the AMF communities differed between the crystalline and sedimentary environments. The soil from the rhizosphere of the three plants species also has a different structure of fungal communities, and some chemical and physical soil attributes (e.g. coarse sand, natural clay, calcium, flocculation degree, pH) were correlated with the distribution of these microorganisms. Nine species of AMF were indicative for the types of basement and 17 for plant species. The predominance of glomerospores of certain AMF orders differ in relation to areas with crystalline

(Glomerales) and sedimentary base (Gigasporales), and in relation to plants, with a lower number of glomerospores of Archaeosporales and Glomerales in the rhizosphere of *J. mollissima*, comparing with that of the other plants. The composition of AMF communities is influenced by plant hosts, and types of basins and edaphic characteristics are the main structuring factors of AMF communities in the studied Brazilian semiarid areas.

**Keywords:** Caatinga; Diversity; Glomeromycota.

## LISTA DE FIGURAS

	<b>Pág.</b>
Figura 1 – Distribuição dos principais biomas terrestres.....	19
Figura 2 – Área de abrangência da Caatinga.....	21
Figura 3 – Delimitação do semiárido brasileiro.....	24
Figura 4 – Áreas cristalinas e sedimentares do semiárido brasileiro.....	25
Figura 5 – Etapas no estabelecimento da simbiose entre fungo micorrízico arbuscular e <i>Striga</i> sp.....	32
Figura 6 – Riqueza de táxons de FMA provenientes das amostras de campo e de culturas armadilha, de solo coletado na rizosfera de <i>Jatropha mollissima</i> , <i>J. mutabilis</i> e <i>Mimosa tenuiflora</i> ocorrendo em áreas de embasamento cristalino e sedimentar na Caatinga.....	46
Figura 7 – Representatividade em número de espécies, dos gêneros de FMA recuperados em amostras de campo e culturas armadilha de solo coletado na rizosfera de <i>Jatropha mollissima</i> , <i>J. mutabilis</i> e <i>Mimosa tenuiflora</i> ocorrendo em áreas de embasamento cristalino e sedimentar na Caatinga.....	47
Figura 8 – Curva de acumulação de espécies de FMA identificadas na rizosfera de <i>Jatropha mollissima</i> , <i>J. mutabilis</i> e <i>Mimosa tenuiflora</i> ocorrendo em áreas de embasamento cristalino e sedimentar na Caatinga.....	59
Figura 9 – Representação da riqueza de táxons de FMA exclusivos e compartilhados em áreas de embasamento cristalino e sedimentar na Caatinga.....	60
Figura 10 – Representação da riqueza de táxons de FMA exclusivos e compartilhados na rizosfera de <i>Jatropha mollissima</i> , <i>J. mutabilis</i> e <i>Mimosa tenuiflora</i> na Caatinga.....	61
Figura 11 – Representação da riqueza de táxons de FMA exclusivos e compartilhados em solos com embasamento cristalino e sedimentar, nos municípios de Arcoverde, Casa Nova, Petrolina e Tupanatinga.....	62
Figura 12 – Predominância de glomerosporos, por ordens de FMA, em áreas de embasamento cristalino e sedimentar, na Caatinga.....	64
Figura 13 – Predominância de glomerosporos, por ordens de FMA, na rizosfera de <i>Jatropha mollissima</i> , <i>J. mutabilis</i> e <i>Mimosa tenuiflora</i> , na Caatinga.....	65
Figura 14 – Riqueza de táxons de FMA, em solos com embasamentos cristalino e sedimentar (a), e na rizosfera de <i>Jatropha mollissima</i> , <i>J. mutabilis</i> e <i>Mimosa tenuiflora</i> (b) na Caatinga....	66
Figura 15 – índice de equitabilidade (Simpson) em solos com embasamentos cristalino e sedimentar (a), e na rizosfera de <i>Jatropha mollissima</i> , <i>J. mutabilis</i> e <i>Mimosa tenuiflora</i> (b) na	

Caatinga.....	67
Figura 16 – Número de glomerosporos nas áreas de embasamento cristalino e sedimentar (a) e na rizosfera de <i>J. mollissima</i> , <i>J. mutabilis</i> e <i>M. tenuiflora</i> (b) na Caatinga.....	68
Figura 17 – Análise de escalonamento multidimensional não métrico (NMDS) baseada na composição das comunidades de FMA considerando tipos de embasamento geológico e espécies vegetais.....	69
Figura 18– Análise de correspondência canônica (CCA) considerando tipos de embasamento geológico (a) e espécies vegetais (b), na Caatinga.....	70

## LISTA DE TABELAS

	<b>Pág.</b>
Tabela 1 – Locais de coleta, com tipos de embasamento e espécies vegetais na Caatinga.....	39
Tabela 2 – Propriedades químicas das amostras de solo coletadas na rizosfera de <i>Jatropha mollissima</i> ( <i>J. mol</i> ), <i>Jatropha mutabilis</i> ( <i>J. mut</i> ) e <i>Mimosa tenuiflora</i> ( <i>M. ten</i> ) ocorrendo em áreas de embasamento (emba) cristalino (C) e sedimentar (S), na Caatinga.....	44
Tabela 3 – Propriedades físicas das amostras de solo coletadas na rizosfera de <i>Jatropha mollissima</i> ( <i>J. mol</i> ), <i>Jatropha mutabilis</i> ( <i>J. mut</i> ) e <i>Mimosa tenuiflora</i> ( <i>M. ten</i> ) ocorrendo em áreas de embasamento (emba) cristalino (C) e sedimentar (S), na Caatinga.....	45
Tabela 4 – Abundância relativa de táxons de fungos micorrízicos arbusculares (FMA) recuperados de amostras de campo, coletadas na rizosfera de <i>Jatropha mollissima</i> ( <i>J. mol</i> ), <i>Jatropha mutabilis</i> ( <i>J. mut</i> ) e <i>Mimosa tenuiflora</i> ( <i>M. ten</i> ) ocorrendo em áreas de embasamento cristalino e sedimentar na Caatinga.....	48
Tabela 5 – Abundância relativa de táxons de fungos micorrízicos arbusculares (FMA) recuperados de amostras de culturas armadilha com solo da rizosfera de <i>Jatropha mollissima</i> ( <i>J. mol</i> ), <i>Jatropha mutabilis</i> ( <i>J. mut</i> ) e <i>Mimosa tenuiflora</i> ( <i>M. ten</i> ) ocorrendo em embasamento cristalino e sedimentar, na Caatinga.....	55
Tabela 6 – Espécies e famílias de FMA indicadoras nos embasamentos (cristalino e sedimentar) e na rizosfera de <i>Jatropha mollissima</i> , <i>J. mutabilis</i> e <i>Mimosa tenuiflora</i> , na Caatinga.....	63

## SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO .....</b>	<b>16</b>
<b>2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA.....</b>	<b>19</b>
2.1 FLORESTAS TROPICAIS SECAS.....	19
2.2 DELIMITAÇÃO DO SEMIÁRIDO BRASILEIRO .....	22
2.3 FORMAÇÕES GEOLÓGICAS DO SEMIÁRIDO BRASILEIRO: EMBASAMENTO CRISTALINO E SEDIMENTAR .....	24
2.4 FAMÍLIA EUPHORBACEAE JUSS.....	27
2.4.1 Gênero <i>Jatropha</i> L.....	27
2.4.2 <i>Jatropha mollissima</i> (Pohl) Baill (Pinhão-bravo).....	28
2.4.3 <i>Jatropha mutabilis</i> (Pohl) Baill. (Pinhão-manso) .....	28
2.5 FAMÍLIA FABACEAE LINDL. ....	28
2.5.1 <i>Mimosa tenuiflora</i> (Willd.) Poir. (Jurema-preta).....	29
2.6 MICORRIZAS E FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES (FMA) .....	29
2.6.1 Estabelecimento da simbiose micorrízica arbuscular .....	31
2.7 DIVERSIDADE E COMPOSIÇÃO DE COMUNIDADES DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM REGIÕES ÁRIDAS E SEMIÁRIDAS .	33
2.8 FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM ESPÉCIES DE <i>JATROPHA</i> E <i>MIMOSA</i> .....	35
<b>3 MATERIAL E MÉTODOS .....</b>	<b>37</b>
3.1 ÁREA DE ESTUDO .....	37
3.2 AMOSTRAGEM.....	38
3.3 ANÁLISES .....	39
3.3.1 Análises dos atributos físicos e químicos do solo .....	39
3.3.2 Culturas armadilha .....	40
3.3.3 Extração de glomerosporos e esporocarpos, quantificação e identificação de espécies de FMA .....	40
3.3.4 Análises estatísticas e ecológicas.....	41
<b>4 RESULTADOS .....</b>	<b>43</b>
4.1 COMPOSIÇÃO FÍSICO-QUÍMICA DO SOLO .....	43
4.2 RIQUEZA TOTAL DE ESPÉCIES DE FMA .....	46
4.3 ESPÉCIES EXCLUSIVAS E COMPARTILHADAS NAS AMOSTRAS DE CAMPO.....	59

4.4 RELAÇÃO TÁXONS E TIPOS DE EMBASAMENTO OU ESPÉCIES VEGETAIS.....	62
4.5 RIQUEZA DE FMA, DIVERSIDADE E NÚMERO DE GLOMEROSPOROS.....	66
4.6 COMPOSIÇÃO DAS COMUNIDADES DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES.....	69
<b>5 DISCUSSÃO .....</b>	<b>71</b>
<b>6 CONSIDERAÇÕES FINAIS.....</b>	<b>76</b>
<b>REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....</b>	<b>77</b>
<b>APÊNDICE .....</b>	<b>89</b>

## 1 INTRODUÇÃO

O semiárido do Brasil perfaz uma área de 1.128.697 km<sup>2</sup> inserida no Polígono das Secas (MANTOVANI et al., 2017; SUDENE, 2017). A região é caracterizada por apresentar forte sazonalidade, prolongada estação seca, regime pluviométrico irregular e concentrado em curto período do ano (precipitação média < 800mm/ano), alta radiação solar e evapotranspiração potencial superior ao regime de precipitação, com percentual diário de déficit hídrico igual ou superior a 60% (VELLOSO et al., 2002; MENEZES et al., 2012, SUDENE, 2017). Além disso, apresenta ampla variedade de vegetação, ambientes, solos e condições micro e mesoclimáticas (MORO et al., 2015, 2016). A maior parte da região semiárida é coberta pela Caatinga, uma das mais extensas formações de florestas secas brasileira (ALVES, 2007). Contudo, pouca atenção tem sido dada à conservação da paisagem (SILVA et al., 2004), com as modificações antrópicas em suas áreas naturais, em atividades como agricultura e pecuária, acarretando aumento das áreas desertificadas e perda da diversidade biológica, o que contribui para que atualmente represente uma das áreas mais ameaçadas no Brasil (MILES et al., 2006; SANTOS et al., 2011).

O semiárido pode ser dividido em dois grandes blocos geológicos, o cristalino e o sedimentar, com as áreas de embasamento cristalino predominando (DE QUEIROZ et al., 2017; MORO et al., 2016). As planícies cristalinas, conhecidas como Depressão Sertaneja, apresentam terrenos planos, rasos ou ligeiramente acidentados e ricos em nutrientes, praticamente impermeáveis, enquanto as planícies sedimentares apresentam solos profundos o que permite maior retenção de água, em alguns locais arenosos, Latossolos pobres em nutrientes, ou Neossolos Quartzarênicos, (ALVES, 2007; MORO et al., 2016).

Dentre os microrganismos que vivem na interface solo-planta, contribuindo para a manutenção das comunidades vegetais e auxiliando na recuperação e estabilidade desse ecossistema, os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) merecem destaque. Os FMA pertencem ao filo Glomeromycota (TEDERSOO et al., 2018), apresentam caráter biotrófico obrigatório e formam associação simbiótica mutualística com a maioria das espécies vegetais (BRUNDRETT; TEDERSOO, 2018). Esses fungos beneficiam os hospedeiros com maior aporte nutricional e aumento da resistência a estresses de natureza abiótica e biótica (GIANINAZZI et al. 2010), e contribuem ainda para a

estruturação do solo (RILLIG, 2011); em compensação, recebem da planta compostos de carbono derivados da fotossíntese. A relação simbiótica mutualística formada entre os FMA e a maioria das espécies vegetais é a associação mais antiga (registros de 460 milhões de anos), bem-sucedida e difundida nos diversos ecossistemas (REDECKER et al., 2000; SMITH; READ, 2008). Os FMA colonizam diversas plantas da mesma ou de espécies diferentes (CHEN et al., 2018; DELL, 2002) e apresentam alta tolerância a diversos fatores ambientais (OEHL et al., 2010), o que contribui para apresentarem distribuição cosmopolita (ROSENDAHL et al., 2009), ocorrendo dos trópicos às regiões árticas, em ambientes desérticos até florestais.

Por não apresentarem especificidade quanto ao hospedeiro vegetal (VAN DER HEIJDEN et al., 2015), esses microrganismos se associam a uma ampla gama de hospedeiros, nos mais diversos grupos vegetais, como Fabaceae e Euphorbiaceae. Essas famílias estão entre as mais representativas em número de espécies para a Caatinga (ZAPPI et al., 2015). Das espécies de Euphorbiaceae, duas são amplamente distribuídas em áreas de Caatinga, com *Jatropha mollissima* (Pohl) Baill. dominando em áreas com embasamento cristalino, e *Jatropha mutabilis* (Pohl) Baill. dominando em áreas de embasamento sedimentar (SANTOS et al., 2005). Em Fabaceae, destaca-se *Mimosa tenuiflora* (Willd.) Poir., que ocorre amplamente nos dois tipos de embasamento (DE QUEIROZ et al., 2017).

As comunidades de FMA mostram padrões de escala espacial que podem ser influenciados pela distância geográfica e heterogeneidade ambiental (VAN DER GAST et al., 2011). Assim como, condições locais e regionais abióticas (ex. pH, clima) e bióticas (ex. espécies vegetais) são fatores determinantes na composição e estrutura de comunidades de FMA (ALZARHANI et al., 2019).

Embora estudos ecológicos e taxonômicos abordando a diversidade de FMA tenham sido realizados no semiárido brasileiro (DE ASSIS et al., 2018; MARINHO et al., 2018; 2019; SOUSA et al., 2017), ainda são insuficientes para representar a real diversidade de FMA nesses locais, em especial acerca dos padrões de distribuição de comunidades nos tipos ambientais dessa região, principalmente levando em consideração as duas maiores formações geológicas predominantes (cristalino e sedimentar) e espécies vegetais dominantes. Os objetivos desse trabalho foram determinar a diversidade, a estrutura e composição de comunidades de FMA na rizosfera de *Jatropha mollissima*, *J. mutabilis* e *Mimosa tenuiflora* em ambientes cristalino e sedimentar, no semiárido do Brasil. Nesse contexto foram testadas as

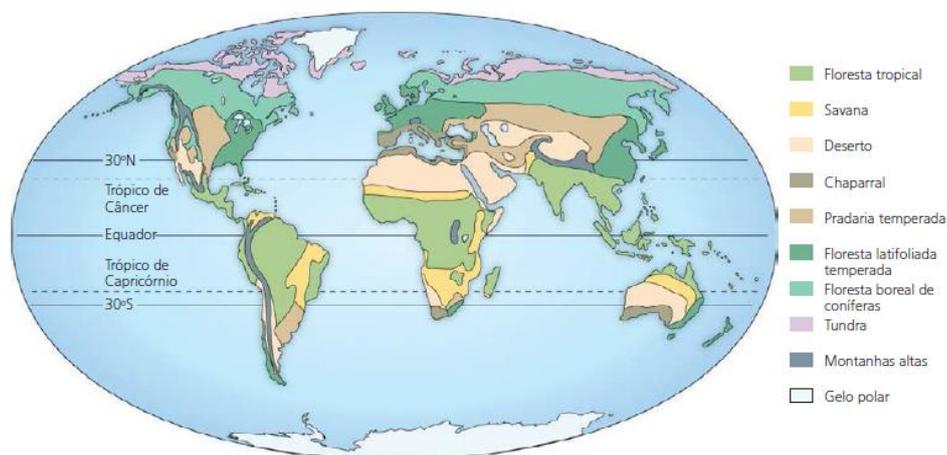
hipóteses: (1) Áreas do embasamento cristalino e sedimentar abrigam diferentes comunidades de FMA; (2) solos rizosférico de espécies vegetais pertencente ao mesmo gênero abrigam distintas comunidades de FMA; (3) Além dos embasamentos geológicos e das plantas os atributos do solo também moldam a composição da comunidade de FMA que ocorre no semiárido do Brasil.

## 2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

### 2.1 FLORESTAS TROPICAIS SECAS

As florestas tropicais, situadas em regiões equatoriais e subequatoriais, entre os trópicos de Câncer no hemisfério Norte (latitude 23°N) e de Capricórnio, no hemisfério Sul (latitude 23°S), (Figura 1) estão entre os ecossistemas mais biodiversos da terra (REECE et al., 2015). Cobrindo menos de 5% das áreas terrestres (600 milhões de hectares), as florestas tropicais são responsáveis por 50% da biomassa vegetal, e realizam serviços ecossistêmicos imensuráveis, como armazenamento de até 25% do carbono terrestre, fornecimento de 33% da produção primária líquida, além de contribuir para diminuição do aquecimento global (BRANDON, 2014; KIDERMAN et al., 2008). De modo geral, as florestas tropicais são classificadas em duas grandes categorias: florestas tropicais úmidas e florestas tropicais secas, com base na distribuição de chuvas ao longo do ano, tipo de solo e altitude (GRUPO NACIONAL DE FLORESTAS TROPICAIS, 2012; THOMAS; BALTZER, 2002).

Figura 1– Distribuição dos principais biomas terrestres.



Fonte: REECE et al., (2015).

As florestas tropicais úmidas situam-se mais próximas ao equador, têm estrato vegetal formando um dossel denso podendo atingir mais de 40 metros, estação seca com duração menor que três meses e precipitação pluviométrica variando entre 1.500 e 2.000

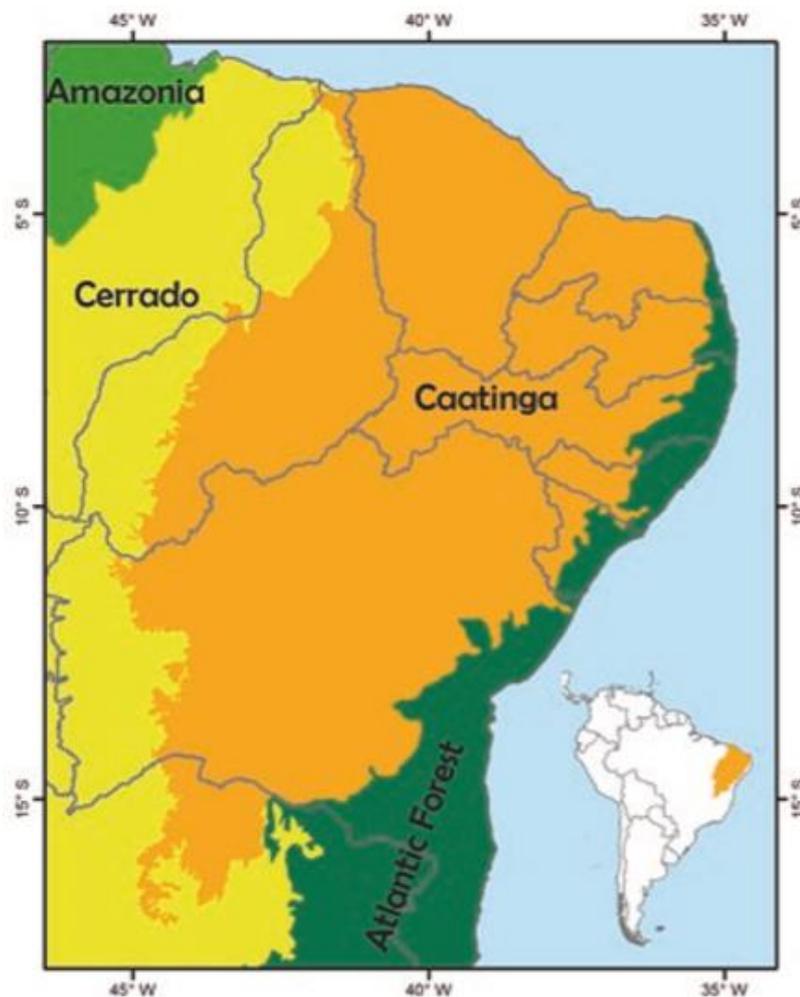
mm por ano (THOMAS; BALTZER, 2002; GRUPO NACIONAL DE FLORESTAS TROPICAIS, 2012).

As florestas tropicais secas encontram-se distribuídas nas mais diversas regiões, correspondem a cerca de 40% das florestas tropicais do mundo e são caracterizadas por um longo período de seca que dura mais de três meses, precipitação anual variando de 500 a 1.500 mm e temperatura média anual  $\geq 25^{\circ}\text{C}$  (BRANDON, 2014; GRUPO NACIONAL DE FLORESTAS TROPICAIS, 2012). Destacam-se nessas florestas secas formações vegetacionais caducifólias e árvores de tamanho menor do que as encontradas em florestas tropicais úmidas (SÁNCHEZ-AZOFEIFA et al., 2005). A vegetação é altamente adaptada às condições sazonais, mostrando perfeita sincronia com os períodos de seca e chuva; o crescimento ocorre essencialmente durante a estação chuvosa; os solos são relativamente férteis e apresentam pH que varia de moderado a alto, além de baixos níveis de alumínio (PENNINGTON et al., 2000), o que os torna favoráveis à agricultura. Embora as florestas tropicais secas sejam ecossistemas únicos e insubstituíveis devidos aos seus aspectos ecológicos, econômicos e sociais, estimativas apontam que restam menos de 10% de áreas intactas (PENNINGTON; LEHMANN; ROWLAND, 2018).

As florestas tropicais secas no Brasil estão inseridas em sua maioria na região semiárida, ocupando uma área de 1.128.697 km<sup>2</sup>, correspondendo ao denominado Polígono das Secas (MANTOVANI et al., 2017; SUDENE, 2017). A região semiárida é caracterizada por alta radiação solar total (3.000 h na porção norte a 2.400 h na porção sul (MANTOVANI et al., 2017), prolongada estação seca, temperaturas médias anuais entre 23 °C e 28 °C com grande amplitude térmica diária, regime pluviométrico irregular e concentrado em curto período do ano (precipitação média < 800 mm/ano) e altos índices de evapotranspiração potencial anual, que varia de 250 mm a 1.000 mm, superior à precipitação pluviométrica. Essa região também apresenta rios intermitentes, predominância de solos rasos e vegetação xerófila (MANTOVANI et al., 2017; MENEZES et al., 2012; SUDENE, 2017; VELLOSO et al., 2002).

A Caatinga é uma das mais extensas formações de florestas secas brasileiras (Figura 2) (DA SILVA et al., 2017a), sendo também a mais rica em espécies quando se trata da América Latina (CIFOR, 2014). A área de Caatinga equivale a 70% do território nordestino e a 13% do território brasileiro (ALVES, 2007).

Figura 2 – Área de abrangência da Caatinga.



Fonte: Modificado de Da Silva et al., 2017a.

A palavra Caatinga é originada do Tupi-Guarani e significa “mata-branca”, “mata-clara” ou “mata-aberta” (*caa* = mata e *tinga* = branca, clara ou aberta), remetendo aos aspectos apresentados pela vegetação durante a estação seca, quando as plantas perdem as folhas e os troncos adquirem aspecto esbranquiçado (MANTOVANI et al., 2017). A Caatinga é formada por um conjunto de tipos de ambientes, grupos florísticos e fisionomias; a caatinga *sensu strictu* é o principal tipo de vegetação que ocorre nas extensas e predominantes áreas de terrenos cristalinos e também em terrenos sedimentares (DA SILVA et al., 2017a; MORO et al., 2016).

Entre as espécies vegetais encontradas na Caatinga, destacam-se representantes de: Cactaceae, caracterizadas por apresentar folhas reduzidas e espinhos, tais como o mandacará (*Cereus jamacaru* D.C) e o xique-xique (*Cereus gounellei* F.A.C.Weber ex K.Schum.); Euphorbiaceae urticantes, tais como a favela (*Cnidoscolus phyllacanthus*

(Mart.) Pax et K. Hoffm) e o cansanção (*Cnidoscolus urens* (L.) Arthur); Anacardiaceae, como a aroeira (*Myracrodruon urundeuva* (M. Allemão) Engl.) e a baraúna (*Schinopsis brasiliensis* Engl.), entre tantas outras (MANTOVANI et al., 2017).

Dada a importância da Caatinga, a UNESCO a incluiu, em 2001, entre as 686 reservas da biosfera distribuídas em 122 países (UNESCO, 2017). As reservas da biosfera são áreas que compreendem ecossistemas terrestres, marinhos a costeiros, e têm por objetivo otimizar a relação homem-natureza em projetos de preservação ambiental. Esse processo ocorre por meio do uso sustentável dos recursos naturais, gerenciado por instituições governamentais, não governamentais e centros de pesquisa nacionais e internacionais (MMA, 2018; UNESCO, 2017).

A Reserva da Biosfera da Caatinga (3°00' 16°00' S e 35°30' 44°00' W) abrange uma área de 19.899.000 km<sup>2</sup>, dividida em seis unidades de acordo com as associações entre as vegetações presentes, a saber: Unidade I - Caatinga de floresta seca alta caracterizada por associação entre espécies de *Tabebuia-Aspidosperma-Astronium-Cavanillesia*; Unidade II - com florestas média ou baixa e Caatinga arbórea aberta, apresentando quatro associações (*Astronium-Schinopsis-Caesalpinia*, *Caesalpinia-Spondias-Bursera-Aspidosperma*, *Mimosa-Syagrus-Spondias-Cereus* e *Cnidoscolus-Bursera-Caesalpinia*); Unidade III - Caatinga de floresta baixa apresentando desde componentes herbáceos pouco desenvolvidos a associações de *Pilosocereus-Poepiggia-Dalbergia-Piptadenia*; Unidade IV - ocorre em uma Caatinga mais baixa e inclui quatro associações (*Caesalpinia-Aspidosperma-Jatropha*, *Caesalpinia-Aspidosperma*, *Mimosa-Caesalpinia-Aristida* e *Aspidosperma-Pelosocereus*); Unidade V - representa um tipo de Caatinga mais espessa e associações entre *Calliandra-Pilosocereus*; Unidade VI - representada pela mata de galeria de Caatinga e caracterizada pela associação entre *Copernicia-Geoffroea-Licania* (UNESCO, 2017).

## 2.2 DELIMITAÇÃO DO SEMIÁRIDO BRASILEIRO

A primeira delimitação territorial do semiárido brasileiro foi feita em 1989 (Lei n° 7.827, de 27 setembro de 1989), considerando prioritariamente apenas a precipitação pluviométrica média anual (igual ou inferior a 800 mm) dos municípios inclusos nessa região que foi inserida na área de atuação da Superintendência de Desenvolvimento do Nordeste (SUDENE, 2017).

Em 1995 foi realizada a primeira atualização dos municípios pertencentes à região semiárida (Portaria n° 1.181 da Sudene), ao se constatar que considerar apenas dados pluviométricos como fator determinante para inserção ou exclusão dos municípios nessa região eram insuficientes. Assim, outros fatores como o índice de aridez, taxa de evapotranspiração e risco de seca foram também considerados (MINISTÉRIO DA INTEGRAÇÃO NACIONAL, 2018; SUDENE, 2017).

Nove anos após a primeira atualização, em 2004, o Ministério da Integração Nacional (MI) juntamente com outros ministérios e departamentos, como o Departamento Nacional de Obras Contra as Secas (DNOCS), a Companhia de Desenvolvimento dos Vales do São Francisco e Parnaíba (CODEVASF), o Ministério do Meio Ambiente (MMA), e a Agência Nacional de Águas (ANA), definiu um Grupo de Trabalho Interministerial (GTI) encarregado de nova delimitação do semiárido brasileiro (MINISTÉRIO DA INTEGRAÇÃO NACIONAL, 2018;). No ano seguinte, o GTI determinou os seguintes critérios para inserção dos municípios no semiárido: precipitação pluviométrica média anual inferior a 800 mm, índice de aridez de até 0,5 e risco de seca maior que 60% (MINISTÉRIO DA INTEGRAÇÃO NACIONAL, 2018;). Assim, a região semiárida passou a ser representada por 1.135 municípios em 11 estados brasileiros (MINISTÉRIO DA INTEGRAÇÃO NACIONAL, 2018; SUDENE, 2017).

Devido às possíveis mudanças climáticas, em 2014 o MI criou um grupo de trabalho (GT-2014) que atualizou os dados referente ao período de 1981 a 2010, incluindo outros 54 municípios na região, totalizando 1.189 municípios (MINISTÉRIO DA INTEGRAÇÃO NACIONAL, 2018; SUDENE, 2017). Em 2017, nova atualização ocorreu, sendo incluídos mais 73 municípios, alcançando o total de 1.262 municípios, cobrindo uma área de 1.128.67 km<sup>2</sup> (Figura 3) (MINISTÉRIO DA INTEGRAÇÃO NACIONAL, 2018; SUDENE, 2017). Esta nova delimitação tem a finalidade de guiar as políticas públicas do governo federal, em especial no que se diz respeito às aplicações do Fundo Constitucional de Financiamento do Nordeste (FNE).

Figura 3 - Delimitação do semiárido brasileiro.



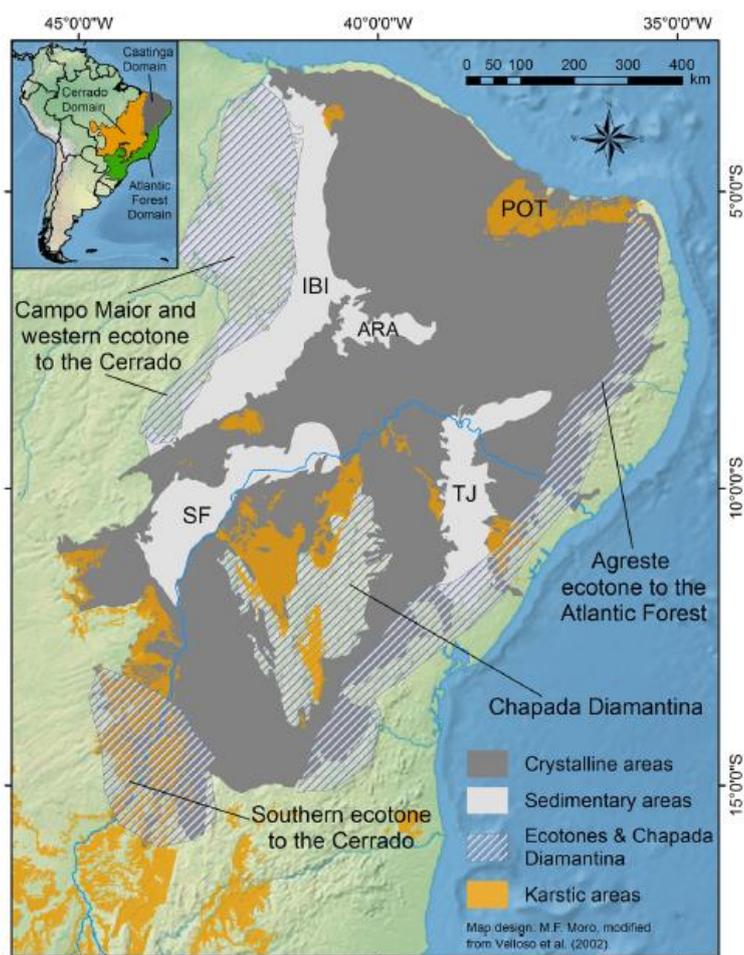
Fonte: SUDENE (2017).

### 2.3 FORMAÇÕES GEOLÓGICAS DO SEMIÁRIDO BRASILEIRO: EMBASAMENTO CRISTALINO E SEDIMENTAR

Os solos da região Nordeste são marcados pela diversidade de climas, tipos de rochas e conformações do relevo, apresentando feições morfológicas, físicas, químicas e mineralógicas características (MARQUES et al., 2014). Acomodando particularidades, o solo é um dos fatores mais importante para o desenvolvimento e estabelecimento da biodiversidade existente.

Geologicamente, o semiárido é formado por dois grandes ambientes: os cristalinos, que cobrem a maior parte de sua superfície (70%), e os sedimentares (30%) (Da Silva et al., 2017a; MORO et al., 2016, 2015). Esses ambientes apresentam grande heterogeneidade e abrigam componentes vegetais distintos, devido às diferenças geológicas, hidrológicas, pedológicas e geomorfológicas (Figura 4). De acordo com Ab'sáber (1999, p.10) “[...] em 85% do seu espaço total, a região semiárida brasileira se estende por depressões interplanálticas, situadas entre maciços antigos e chapadas eventuais, sob a forma de intermináveis colinas sertanejas, esculpidas em xistos e gnaisses”.

Figura 4 - Áreas cristalinas e sedimentares do semiárido brasileiro.



Fonte: MORO et al. (2016).

A gênese dos ambientes cristalinos data do período terciário, quando ocorreu um forte processo erosivo que deixou exposto o embasamento granítico e gnáissico pré-cambriano. Isso resultou na formação dessa paisagem antiga e bastante desgastada pela

erosão e que, em sua maioria, é composta por rochas do Pré-Cambriano - Paleoproterozóico e Neoproterozóico (MORO et al., 2016).

As áreas de embasamento cristalino constituem a maior unidade do relevo semiárido, e são conhecidas como Depressão Sertaneja. Esse tipo de embasamento é caracterizado por apresentar terrenos planos ou ligeiramente acidentados, com superfícies de baixo relevo (300 m a 500 m) interrompidas, ocasionalmente, por elevações residuais que podem atingir mais de 1.000 metros, como os *inselbergs* (afloramentos rochosos) e brejos de altitudes (MORO et al., 2016, 2015). Os solos são pedregosos e rasos e apresentam baixa retenção de água após as chuvas, porém são ricos em nutrientes (Figura 4) (MORO et al., 2016). A vegetação do cristalino (caatinga do cristalino) é decídua, apresenta espinhos, tem hábito arbóreo a arbustivo denso ou arbustivo aberto, podendo ocorrer ainda em menor quantidade espécies perenifólias que mantêm suas folhas em períodos de seca, como a oiticica (*Licania rigida* Benth) e o pau-ferro (*Libidibia férrea* Martius ex Tul.) (MORO et al., 2015).

As áreas de embasamentos sedimentares apresentam solos profundos, o que permite maior capacidade de retenção de água no solo. Em alguns locais, os solos são arenosos (Neossolos Quartzarênicos), pobres em nutrientes; em outros são bem desenvolvidos e profundos (Latosolos) (MORO et al., 2016). A gênese das áreas sedimentares ocorreu na era Mesozoica quando os continentes Africano e Americano (América do Sul) se separaram; as bacias foram preenchidas por material sedimentar que foi se acumulando ao longo de milhões de anos (MORO et al., 2016; ZALÁN, 2004). Entre as bacias formadas nessa região temos a bacia de Tucano-Jatobá (estendendo-se da Bahia a Pernambuco), a bacia do Araripe, separando Pernambuco e Ceará e a bacia da Ibiapaba, ocupando a maior parte do estado do Piauí (MORO et al., 2016).

Nas áreas sedimentares, a vegetação é representada por espécies decíduas e não espinhosas, com menor número de espécies herbáceas do que nas áreas cristalinas, porém a maioria das espécies é endêmica e pertence à família Fabaceae (MORO et al., 2016). De acordo com MORO et al. (2015), as áreas sedimentares, mesmo separadas geograficamente, apresentam uma flora bastante similar em relação às áreas cristalinas próximas. Assim, os ambientes cristalinos e sedimentares apresentam alta riqueza de espécies vegetais das mais diversas famílias comumente encontradas nessa região como Fabaceae e Euphorbiaceae.

## 2.4 FAMÍLIA EUPHORBACEAE JUSS.

Descrita por Jussieu (1789), Euphorbiaceae está inserida atualmente na ordem Malpighiales, destacando-se por ser uma das famílias mais complexas em termos de caracteres taxonômicos. Essa família apresenta distribuição pantropical, com maior ocorrência em regiões tropicais, correspondendo a até 40% da diversidade arbórea destas florestas (APG, 2016; DAVIS et al., 2005; WEBSTER, 1994).

Euphorbiaceae inclui ervas, arbustos, árvores ou lianas, geralmente com presença de látex, às vezes espinescentes (APG, 2016; SOUZA; LORENZI, 2008). Na classificação atual, está dividida em quatro subfamílias: Cheilosoideae, Acalyphoideae, Crotonoideae e Euphorbioideae, que abrigam diversas espécies de interesse econômico, tais como: seringueira (*Hevea brasiliensis* (HBK) M. Arg.), mandioca (*Manihot esculenta* Crantz.), mamona (*Ricinus communis* L.), e outras (APG, 2016.). Aproximadamente 300 gêneros, com cerca de 7.800 espécies dessa família estão distribuídas ao redor do mundo (FÉLIX-SILVA et al., 2018). De acordo com a lista de Espécies da Flora do Brasil 2020 são registrados no país 64 gêneros e 948 espécies das quais 638 são endêmicas (ZAPPI et al., 2015), e na Caatinga são conhecidas 232 espécies de Euphorbiaceae.

### 2.4.1 Gênero *Jatropha* L.

O gênero *Jatropha* (subfamília Crotonoideae), com 200 espécies, tem seu nome derivado do grego “*jatrós*” (médico) e “*trophé*” (alimento), remetendo aos diversos usos medicinais (KUMAR; SHARMA, 2008). Suas espécies podem ser encontradas em regiões tropicais e subtropicais e são adaptadas às condições áridas e semiáridas (FÉLIX-SILVA et al., 2014; KUMAR; SHARMA, 2008).

Representantes de *Jatropha* contribuem para a redução da erosão do solo por apresentar raízes profundas; as plantas também são utilizadas como cerca viva, adubo orgânico e lenha (FAO, 2010). Além disso, os compostos produzidos por espécies desse gênero apresentam efeito coagulante sanguíneo e propriedades antimicrobianas, sendo utilizados no tratamento de doenças de pele e reumatismo. O látex também apresenta propriedades antiofídicas (FAO, 2010; LEAL; AGRA, 2005) e o óleo proveniente das sementes é empregado para produção de biocombustível (LYRA et al., 2011). Entre as espécies pertencentes a esse gênero destacam-se *Jatropha curcas* L., *J. gossypifolia* L.

*J. mollissima*, *J. ribifolia* (Pohl) Baill., entre outras (LEAL; AGRA, 2005; LYRA et al., 2011; SERVIN et al., 2006).

#### **2.4.2 *Jatropha mollissima* (Pohl) Baill (Pinhão-bravo)**

*Jatropha mollissima*, popularmente conhecida como pinhão, pinhão-bravo ou pinhão-brabo, varia de arbusto a arvoreta (1,56 m de altura) e apresenta ampla ocorrência em áreas de Caatinga nos estados do Nordeste (ALBUQUERQUE et al., 2007; SANTOS et al., 2005). Essa espécie é caracterizada por apresentar caule lenhoso na base, ramos longos, cilíndricos e glabros, folhas lobadas, alternadas com pecíolo muito longo e limbo dividido em 5 lobos, inflorescência terminal do tipo dicásio e aglomerado. As flores são unissexuadas, pedunculadas e com 5 pétalas de coloração vermelho-alaranjada, amarela ou branca ao envelhecer. O fruto é seco, do tipo cápsula, com 3 cavidades, cada uma unisseminada (MOREIRA; BRAGANÇA, 2011).

#### **2.4.3 *Jatropha mutabilis* (Pohl) Baill. (Pinhão-manso)**

*Jatropha mutabilis*, conhecida popularmente como pinhão, pinhão-manso ou pinhão-de-seda (ALBUQUERQUE et al., 2007), é endêmica da Caatinga, podendo ser encontrada desde o estado do Piauí até a Bahia, em áreas com solos arenosos (SANTOS et al., 2005). A espécie apresenta caule lenhoso na base, ramificado em ramos eretos e grossos, pubescentes nas partes jovens; as folhas são alternadas, com pecíolo muito curto e pubescente, a inflorescência é terminal do tipo dicásio, constituído por flores unissexuadas. As flores masculinas e femininas são pedunculadas, e apresentam perianto semelhante; o fruto é seco, capsular, com 3 cavidades unisseminadas (MOREIRA; BRAGANÇA, 2011).

### **2.5 FAMÍLIA FABACEAE LINDL.**

Dentre as angiospermas, a família Fabaceae (Leguminosae) é a terceira mais diversa do mundo, com 19.500 espécies e distribuição pantropical (BEECH et al., 2017; LPWG, 2017) No Brasil são encontradas 2.845 espécies, das quais 1.538 são endêmicas e estão distribuídas em 224 gêneros (FLORA DO BRASIL 2020). Membros dessa família apresentam-se como árvores de pequeno, médio ou grande porte, arbustos, ervas anuais ou perenes e ainda trepadeiras ou lianas (QUEIROZ et al., 2009; SOUZA; LORENZI, 2012).

Fabaceae constitui uma das famílias botânicas de maior importância econômica e ecológica (GRAHAM; VANCE, 2003). Na medicina tradicional a casca do caule é utilizada no tratamento de queimaduras e inflamações (ALBUQUERQUE, 2006), funcionando como antimicrobiano e anti-inflamatório (SILVA et al., 2010). As sementes são ricas em proteínas o que permite o uso na alimentação pelo homem; entre as espécies mais utilizadas estão: *Cicer arietinum* L. (grão-de-bico), *Glycine max* L. (soja), *Lens culinaris* L. (lentilha) e *Phaseolus vulgaris* L. (feijão comum) (ALAJAJI; EL-ADAWY, 2006; COMINELLI et al., 2019). Membros de Fabaceae também auxiliam na recuperação de áreas degradadas, atuando como pioneiras (MACHADO et al., 2006).

### 2.5.1 *Mimosa tenuiflora* (Willd.) Poir. (Jurema-preta)

*Mimosa tenuiflora* (Fabaceae, subfamília Caesalpinioideae), conhecida popularmente como jurema preta, varia de arbustos a arvoretas eretos (2,5-5 m de altura), e é comumente encontrada na região semiárida brasileira e na Colômbia, Venezuela, México, Honduras e El Salvador (APG, 2017; DOURADO et al., 2013) A espécie caracteriza-se pelos ramos enegrecidos de coloração ferrugínea com acúleos retos de base larga em formato helicoidal; folhas compostas alternas, bipinadas; folíolos apresentando pontuações glandulares escuras na face abaxial, flores em inflorescência apresentando formato de espiga; fruto seco do tipo craspédio (OLIVEIRA et al., 2006; MOREIRA; BRAGANÇA, 2011; QUEIROZ, 2009).

## 2.6 MICORRIZAS E FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES (FMA)

Micorrizas (do grego: mykes – fungo; rhiza – raiz) são associações simbióticas mutualísticas altamente evoluídas entre fungos presentes no solo e raízes de vegetais (BRUNDRETT, 1991). Nessa simbiose, o fungo obtém da planta hospedeira compostos de carbono derivados da fotossíntese e em troca contribui para maior aporte de nutrientes minerais e água (DELL, 2002).

As micorrizas são classificadas em quatro tipos: arbusculares, ectomicorrizas (que inclui as arbutóides e monotrepóides), ericoides e orquidóides, agrupados de acordo com a diferenciação morfológica do tecido radicular, grupos de fungos envolvidos na simbiose e plantas hospedeiras. Entre esses tipos, a arbuscular ocorre em 72% das plantas vasculares, enquanto o tipo orquidóide ocorre em 10%, a ectomicorriza

em 2% e a ericóide em 1,5% desse grupo de vegetais; 8% das plantas são não micorrízicas e para o restante não há informações consistentes em relação à condição micorrízica (BRUNDRETT; TEDERSOO, 2018).

Considerando os registros fósseis, a simbiose micorrízica arbuscular é a mais antiga, evidenciando o caráter ancestral dos fungos e da simbiose com os vegetais (SOUZA et al., 2008). Através de provas fósseis a origem da associação micorrízica data do Ordoviciano, segundo período da era paleozoica, há 460 milhões de anos, enquanto há 600 milhões de anos era possível encontrar representantes de fungos micorrízicos arbusculares (FMA) (REDECKER, 2000). Esses eventos ressaltam o papel ecológico das micorrizas arbusculares como fator chave na colonização inicial do ambiente terrestre pelas plantas (LIAO et al., 2018; SOUZA et al., 2008). Embora não sejam claros os mecanismos que atuaram na origem da simbiose micorrízica, acredita-se que tenha evoluído dos ambientes úmidos, juntamente com a relação desenvolvida entre certos fungos e cianobactérias (BRUNDRETT, 2002; VAN DER HEIJDEN et al., 2015).

A associação de plantas com FMA é considerada regra na natureza. Por apresentarem baixa especificidade quanto ao hospedeiro vegetal (PARNISKE, 2008; VAN DER HEIJDEN et al., 2015), os FMA têm ocorrência generalizada nos mais diversos ecossistemas terrestres, desde os trópicos às regiões árticas, em ambientes desérticos a florestas tropicais, podendo se associar aos mais diversos grupos de plantas, desde briófitas, pteridófitas, gimnospermas até angiospermas (SMITH; READ, 2008).

Os FMA recebem até 30% dos fotossintatos produzidos pelo hospedeiro vegetal (DRIGO et al., 2010) e em troca podem maximizar a absorção de nutrientes para a planta em até 80% de P, 60% de Cu, 25% de N, 25% de Zn e 10% de K (MARSCHNE; DELL, 1994). Caracterizados como simbioses obrigatórios, os FMA necessitam de um hospedeiro vegetal compatível vivo para completarem o ciclo de vida (SOUZA et al., 2008). Essa característica tem limitado o cultivo desses fungos sob condições axênicas o que dificulta o melhor entendimento quanto aos aspectos biológicos e ecológicos dos FMA. Ainda sobre as características dos FMA, esses fungos possuem micélio cenocítico, reproduzem-se assexuadamente e apresentam esporos multinucleados (BONFANTE; GENRE, 2010), denominados glomerosporos (GOTO; MAIA, 2006), tornando as abordagens de classificação molecular e morfológica uma tarefa difícil.

Atualmente os FMA encontram-se inseridos no sub-reino Mucoromyceta, filo Glomeromycota (TEDERSOO et al., 2018). Com exceção de *Geosiphon pyriforme*

(Kütz.) F. Wettst., que forma associação com cianobactérias do gênero *Nostoc* (SCHÜBLER et al., 1994), os demais representantes do filo são simbioses de plantas e formam estruturas características da simbiose, como: arbúsculos, esporos e hifas intra e extrarradiculares.

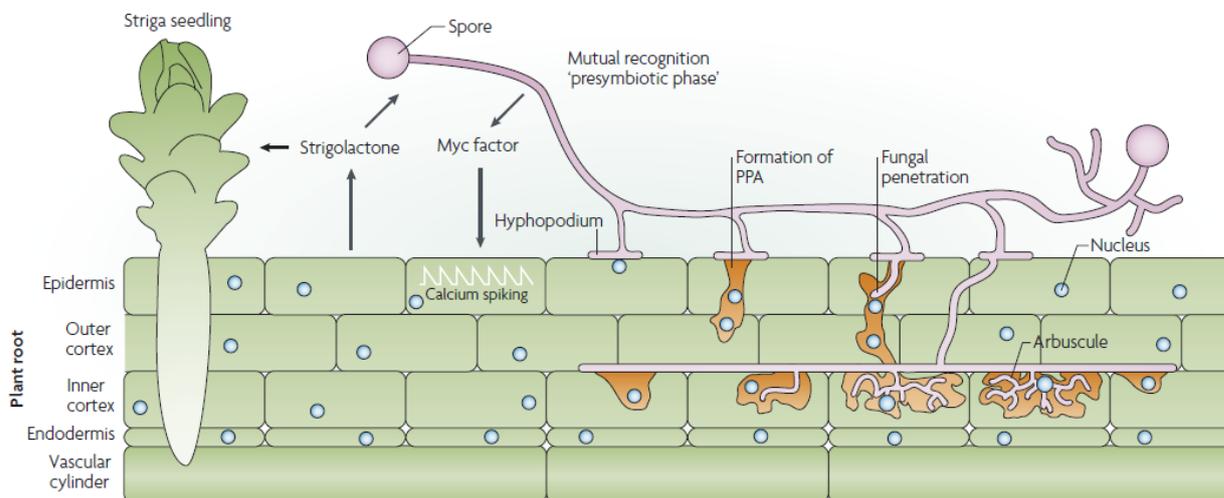
Glomeromycota é representado atualmente por três classes (Archaeosporomycetes, Glomeromycetes e Paraglomeromycetes), cinco ordens (Archaeosporales, Diversisporales, Gigasporales, Glomerales e Paraglomerales), 16 famílias (Acaulosporaceae, Ambisporaceae, Archaeosporaceae, Dentiscutataceae, Diversisporaceae, Entrophosporaceae, Geosiphonaceae, Gigasporaceae, Glomeraceae, Intraornatosporaceae, Pacisporaceae, Paraglomeraceae, Pervetustaceae, Racocetraceae, Sacculosporaceae e Scutellosporaceae), 50 gêneros e mais de 320 espécies (BŁASZKOWSKI, 2012; GOTO; JOBIM, 2020; MYCOBANK - <http://www.mycobank.org>; TEDERSOO et al., 2018).

### **2.6.1 Estabelecimento da simbiose micorrízica arbuscular**

Para o estabelecimento da simbiose micorrízica arbuscular ocorrem alterações morfológicas no vegetal e no fungo, exigindo um alto grau de coordenação entre os parceiros (HARRISON, 1998; LIAO et al., 2018). Na fase pré-simbiótica, que precede o contato físico entre a planta e o fungo, há troca de sinais bioquímicos entre os parceiros, a partir da liberação de exsudatos radiculares (como estrigolactonas) e ocorre um estímulo do crescimento polarizado do fungo em direção às raízes e o vegetal fica suscetível à colonização ao formar um aparato de pré-penetração (APP). O APP funciona como uma rota de crescimento do fungo através da célula vegetal, e o fungo ainda tem a capacidade de induzir oscilações de cálcio nas células epidérmicas vegetais e assim ativar genes relacionados à simbiose. Os fatores fúngicos são conhecidos como “*myc factors*” (Figura 5) (BONFANTE, DESIRÒ, 2015; LIAO et al., 2018; PARNISKE, 2008). Quando em contato com as raízes, as hifas se diferenciam em estruturas denominadas apressórios, os quais auxiliam na penetração do fungo, fazendo pressão na raiz. Nesse processo, o fungo libera enzimas de forma localizada para degradar a parede da raiz tornando mais fácil sua entrada; no interior das células do córtex radicular, o fungo se ramifica inter e intracelularmente e cresce lateralmente ao longo do eixo da raiz, mantendo a integridade das células vegetais (BONFANTE, DESIRÒ, 2015; LAMBAIS; RAMOS, 2010). Ocorre então a formação de arbúsculos, estruturas que caracterizam a simbiose micorrízica arbuscular, além de vesículas,

células auxiliares, esporos e hifas (Figura 5) (BIANCIOTTO; BONFANTE, 1999; BONFANTE, DESIRÒ, 2015; PARNISKE, 2008).

Figura 5 – Etapas no estabelecimento da simbiose entre fungo micorrízico arbuscular e *Striga* sp.



Fonte: PARNISKE, 2008.

As hifas, formadas intra ou extrarradicularmente, são as principais estruturas vegetativas e auxiliam na propagação (SOUZA et al., 2008). Os arbuscúlos (do latim “*arbusculum*” = arbusto, pequena árvore) são especializados na troca de nutrientes e água com o hospedeiro vegetal e apresentam curto tempo de vida, variando entre 4 e 5 dias (BONFANTE; DESIRÒ, 2015; SMITH; READ, 2008). As vesículas são estruturas globosas, intrarradiculares, com função de armazenamento de lipídios, e possivelmente, também auxiliam na propagação. As vesículas não ocorrem em representantes de Gigasporales, que, no entanto, apresentam células auxiliares, no exterior da raiz, que atuam como estrutura de armazenamento (OEHL et al., 2011). Os glomerosporos podem ser encontrados intra ou extrarradicularmente e são considerados a principal estrutura de propagação dos FMA (SMITH; READ, 2008).

Os FMA desempenham papel essencial no funcionamento dos ecossistemas terrestres (BONFANTE; DESIRÒ, 2015). Entre os benefícios prestados pelos FMA às plantas destacam-se: aumento da tolerância à seca (FROSI et al. 2016 MAIA et al., 2010), à salinidade (FROSI et al., 2017; YANO-MELO et al., 2003) e à presença de metais pesados no solo (GIANINAZII et al., 2010), além da indução de aumento na resistência/tolerância da planta ao ataque de patógenos (LIU et al., 2007; POZO et al.,

2009). Os FMA atuam na decomposição da matéria orgânica e estruturação do solo e são relevantes para a ciclagem de nutrientes (BEARE et al., 1997; RILLIG, 2011), auxiliam também a recuperação de áreas degradadas (CARNEIRO et al., 2012; KOSKE; GEMA, 1997). Por não apresentarem especificidade quanto ao hospedeiro vegetal (VAN DER HEIJDEN et al., 2015), esses microrganismos se associam a uma ampla gama de hospedeiros, sendo capazes de colonizar várias plantas da mesma ou de espécies diferentes (CHEN et al., 2018; DELL, 2002), além de apresentarem alta tolerância a diversos fatores ambientais (OEHL et al., 2010), o que contribui para que apresentem distribuição cosmopolita (ROSENDAHL et al., 2009).

## 2.7 DIVERSIDADE E COMPOSIÇÃO DE COMUNIDADES DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM REGIÕES ÁRIDAS E SEMIÁRIDAS

Estudos sobre FMA em regiões áridas e semiáridas têm sido relevantes para descrição de novos táxons, conhecimento da riqueza, da diversidade e de padrões de distribuição de comunidades (DE ASSIS, 2018; DE SOUZA; FREITAS, 2017; MARINHO et al., 2019; PONTES et al. 2017a).

Atualmente, o filo Glomeromycota é representado por 321 espécies (GOTO; JOBIM, 2019); das quais, 164 ocorrem em florestas tropicais secas, o que representa 51% da diversidade global desses fungos, demonstrando uma elevada diversidade de FMA nesses ecossistemas (MARINHO et al., 2018).

Vários trabalhos sobre a diversidade de FMA em regiões áridas e semiáridas foram realizados no mundo, em ecossistemas áridos no sudoeste da China (LI et al., 2010; TAO; ZHIWEI, 2005), no México (CHIMAL-SÁNCHEZ et al., 2015), no norte da Jordânia (MOHAMMAD et al., 2003), na Argentina (MEGA et al., 2014), na Argélia (BENCHERIF et al., 2016), na Índia (VERMA et al., 2008; NEERAJ et al., 1991), na Namíbia (UHLMANN et al., 2006), na Hungria (BALÁZS et al., 2015), nos Estados Unidos (CHAUDHARY et al., 2014), entre outros. Esses trabalhos mostram que as características do solo, a distância geográfica e a fenologia da planta estão entre os fatores responsáveis pela composição e distribuição das comunidades de FMA. Mostram também que os gêneros *Acaulospora* e *Glomus* são os mais frequentemente encontrados. No semiárido do Brasil, vários táxons de FMA foram descritos, entre os quais: *Acaulospora reducta* Oehl, B.T. Goto & C.M.R. Pereira (PEREIRA et al., 2015), *Bulbospora minima* Oehl, Marinho, B.T. Goto & G.A. Silva (MARINHO et al. 2014), *Dentiscutata colliculosa* B.T. Goto & Oehl (GOTO et al., 2010), *Paraglomus*

*pernambucanum* Oehl, C.M. Mello, Magna & G.A. Silva (DE MELLO et al., 2013) e *Scutellospora alterata* Oehl, J.S. Pontes, Palenz., I.C. Sánchez & G.A. Silva (PONTES et al. 2013).

Trabalhos abordando aspectos ecológicos de FMA também têm sido realizados na região semiárida brasileira, determinado a riqueza e a diversidade desses fungos em áreas degradadas (MERGULHÃO et al. 2010; CARNEIRO et al. 2012), em áreas com vegetação nativa de Caatinga (DE MELLO et al. 2012; DE SOUZA; FREITAS; 2017; PAGANO et al. 2011; PEDONE-BONFIM et al., 2018), em espécies vegetais invasoras (DE SOUZA et al., 2018; DE SOUZA et al., 2016), em diferentes tipos vegetacionais (PAGANO; ZANDAVALLI, ARAÚJO, 2013), em agrossistemas (PONTES et al. 2017a; SOUSA et al., 2013), em gradiente vegetacional (SILVA et al. 2014) e em estágios sucessionais da Caatinga (SOUSA et al., 2014). Esses autores observaram que os FMA são componentes comuns da microbiota edáfica na Caatinga, e que em áreas naturais a abundância e a diversidade de FMA variam significativamente, sendo os fatores edáficos e climáticos importantes estruturadores de padrões espaciais para esses fungos.

Estudos na rizosfera de duas plantas da Caatinga mostraram que a composição e a estrutura das comunidades de FMA foram influenciadas pela espécie hospedeira e pela estação do ano, sendo a colonização e o número de propágulos infectivos maiores na estação seca em comparação com a úmida (TEIXEIRA-RIOS et al., 2018). Em áreas de afloramentos rochosos (inselbergs) e em áreas adjacentes de Caatinga, Sousa et al. (2018) registraram 82 espécies de FMA, distribuídas em nove famílias e 18 gêneros, observando que a distribuição dos FMA estava relacionada principalmente às condições climáticas, propriedades edáficas e fertilidade do solo. Pesquisas indicam também que a diversidade de plantas e de FMA em áreas antropizadas sofre severas alterações e consequente redução, podendo deixar o ambiente propício ao estabelecimento e disseminação de plantas oportunistas e/ou invasoras, alterando os padrões de sucessão das comunidades vegetais e fúngicas (ASLANI et al., 2019; DE SOUZA et al., 2018; DE SOUZA et al., 2016).

De forma geral, os trabalhos têm demonstrado elevada diversidade de espécies de Glomeromycota no semiárido brasileiro, com a predominância dos gêneros *Glomus* e *Acaulospora* (DE ASSIS, 2018; MERGULHÃO et al. 2010; CARNEIRO et al. 2012, PONTES et al. 2017a, SILVA et al. 2014). Espécies desses gêneros apresentam alta frequência de ocorrência, elevada esporulação e suportam ampla faixa de pH, além de

produzir esporos em tamanho reduzido, estando assim amplamente distribuídas em áreas temperadas a subtropicais e tropicais (DANDAN; ZHIWEI, 2007; GAI et al., 2006; LOVELOCK et al., 2003; MAIA et al., 2010).

Embora nos últimos anos tenha ocorrido um notável crescimento em estudos sobre os FMA no Brasil, em especial na região semiárida, esses ainda são insuficientes, considerando as dimensões do país e as muitas áreas ainda não investigadas. Nesse sentido, é importante analisar e entender as interações solo-planta-fungo no semiárido, sobretudo em áreas sobre embasamento cristalino e sedimentar que abrigam espécies vegetais dominantes que moldam as paisagens e estão intimamente relacionadas com as comunidades de FMA, os quais desempenham serviços ecossistêmicos imensuráveis para a região.

## 2.8 FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM ESPÉCIES DE *JATROPHA* E *MIMOSA*

Estudos acerca dos FMA associados com representantes de *Jatropha*, em especial com a espécie *J. curcas*, têm demonstrado que esses fungos promovem melhoria no desenvolvimento e estabelecimento dessas espécies vegetais sob condições estressantes, como a salinização do solo (KUMAR et al., 2009, 010; OLIVEIRA et al., 2017).

Ao inocular um mix de espécies de FMA em *J. curcas*, sob estresse salino, Kumar et al. (2015) evidenciaram que esses fungos foram capazes de promover aumento na produção da biomassa vegetal e de enzimas antioxidantes, reduzindo os danos causados pela salinização. Saboya et al. (2012) verificaram que a inoculação de espécies de FMA, em mudas de *J. curcas*, promoveu aumento da biomassa vegetal e teores de nutrientes, principalmente pelas espécies *Acaulospora morrowiae* Spain & N.C. Schenck e *Rhizoglosum clarum* (T.H. Nicolson & N.C. Schenck) Sieverd., G.A. Silva & Oehl. Em regiões áridas e semiáridas da Índia, Kamalvanshi et al., (2012) registraram 20 espécies de FMA na rizosfera de *J. curcas*, *Glomus* (18 espécies), seguido por *Acaulospora* (2 espécies), observando maior riqueza nas áreas áridas. Moreira et al. (2015), em áreas no estado de Minas Gerais, registraram 27 espécies de FMA, com predomínio dos gêneros *Glomus* (12 espécies) e *Acaulospora* (oito espécies) e mencionaram que 60% das raízes de *J. curcas* nas áreas de estudo estavam colonizadas.

Pesquisas com as espécies de *Jatropha* estudadas neste trabalho (*J. mollissima* e *J. mutabilis*) com os FMA, ainda são escassas e apenas um trabalho foi encontrado. Souza et al. (2003) observaram colonização por FMA em raízes de *J. mollissima* e número de glomerosporos variando de 1,66 a 6,48 esporos/g de solo, em área de Caatinga no estado de Alagoas.

Alguns trabalhos sobre FMA em espécies vegetais pertencentes à Fabaceae (leguminosas) têm sido conduzidos. Da Silva et al. (2007), ao estudarem a ocorrência de FMA em áreas cultivadas com sabiá (*Mimosa caesalpiniaefolia* Benth.) no estado de Pernambuco, registraram colonização micorrízica variando de 36% a 64% e número de glomerosporos entre 69 e 212 por 50 g de solo e ainda 24 espécies de FMA, com predominância de *Acaulospora* e *Glomus*. Ao avaliarem o efeito da inoculação com espécies de FMA no crescimento, colonização micorrízica, absorção de fósforo e elementos-traço em leguminosas arbóreas como a Bracatinga (*Mimosa scabrella* Benth.) e a Maricá (*Mimosa bimucronata* (DC.) Kuntze) expostas a rejeito de mineração de carvão, Stoffel et al. (2016) registraram colonização micorrízica superior a 60%. Os FMA promoveram o crescimento dessas espécies em substrato contendo rejeito de mineração de carvão, e a inoculação proporcionou significativos acúmulos de arsênio, cobre, zinco e cromo pelos vegetais, demonstrando o potencial dos FMA como agentes atuando na fitoacumulação desses elementos nos solos, e dentre as espécies inoculadas, *Acaulospora colombiana* (Spain & N.C. Schenck) Kaonongbua, J.B. Morton & Bever, *A. morrowiae* e *Rhizoglomus irregulare* (Błaszk., Wubet, Renker & Buscot) Sieverd., G.A. Silva & Oehl foram as mais eficientes na absorção de fósforo. Ao avaliarem os efeitos de FMA na tolerância de *Mimosa caesalpiniaefolia* ao substrato degradado pelo rejeito de mineração de manganês (Mn), Garcia et al. (2017) observaram que a inoculação com FMA promoveu aumento da biomassa de matéria seca da parte aérea e raiz, e maior tolerância ao Mn.

Considerando a importância dos FMA, estudos sobre a simbiose micorrízica em áreas do semiárido são necessários para possibilitar melhor compreensão e conhecimento da associação nessa região, rica em biodiversidade, mas sujeita a condições de estresse ambiental e antrópico.

### 3 MATERIAL E MÉTODOS

#### 3.1 ÁREA DE ESTUDO

O presente trabalho foi desenvolvido em quatro municípios do semiárido, no Nordeste do Brasil: Arcoverde, Petrolina e Tupanatinga, em Pernambuco, e Casa Nova, na Bahia. Esses locais foram selecionados em função da ocorrência e dominância das espécies vegetais *Jatropha mollissima*, *J. mutabilis* e *Mimosa tenuiflora* em locais com embasamentos geológicos do tipo sedimentar ou cristalino. *Jatropha mollissima* relatada como dominante em áreas com embasamento cristalino enquanto *J. mutabilis* predomina em áreas sedimentares, porém ambas ocorrem nos dois ambientes, assim como *Mimosa tenuiflora*, das três a mais disseminada nas diversas fitofisionomias de Caatinga (CALIXTO JÚNIOR et al., 2011; DE QUEIROZ et al., 2017; MORO et al., 2016; SANTOS et al., 2005).

**1) Arcoverde (Cristalino):** a amostragem foi conduzida em área da Estação Experimental do Instituto Agrônomo de Pernambuco - IPA (8°25'58.15"S e 36°59'32.29" W e 8°25'53.54"S e 36°59'33.39"W) no município de Arcoverde, localizado na Microrregião Sertão do Moxotó de Pernambuco, inserido na unidade geoambiental do Planalto da Borborema, com altitude variando entre 650 a 1.000 metros (CPRM, 2005a, SANTOS et al., 2005). O clima predominante na região, segundo a classificação de Köppen, é do tipo Bshs', tropical chuvoso e verão seco com precipitação média anual de 650 mm a 1.500 mm e temperatura média anual de 25°C; a vegetação é composta predominantemente por florestas subcaducifólia a caducifólia típica de caatinga (BARBOSA et al., 2012, CPRM, 2005a, SANTOS et al., 2005),

**2) Casa Nova (Cristalino e sedimentar):** a amostragem foi conduzida no município de Casa Nova (9°16'21.69"S e 41°12'58.42"W e 9°16'4.99"S e 41° 2'19.28"W) localizado na região do Baixo Médio São Francisco, no Estado da Bahia (CPRM, 2005b). A altitude varia de 380 m a 500 m, o clima da região é semiárido do tipo Bswb, segundo a classificação de Köppen, com precipitação medial anual > 490 mm e temperatura média anual entre 23° e 27°C; a vegetação predominante é do tipo caatinga arbórea (CPRM, 2005b; DE QUEIROZ, 2013).

**3) Petrolina (Cristalino):** a amostragem foi conduzida no campus da Universidade Federal do Vale do São Francisco (UNIVASF) município de Petrolina ( $9^{\circ}23'8.06''S$  e  $40^{\circ}30'18.14''W$  e  $9^{\circ}19'36.94''S$  e  $40^{\circ}32'49.51''W$ ), localizado na Depressão Sertaneja do São Francisco, no estado de Pernambuco (CPRM, 2005c). O local apresenta relevo predominantemente suave-ondulado e altitudes variando entre 200 m a 800 m; o clima é Tropical Semiárido, com precipitação média anual de 431,8 mm e temperatura média anual de  $26,5^{\circ}C$  (CPRM, 2005c). A vegetação nativa predominante é a caatinga hiperxerófila com mosaicos de floresta caducifólia e solos do tipo planossolos, brunos não cálcicos (solos rasos com alta fertilidade), podzólicos e litólicos (CPRM, 2005c; MELO et al., 2014).

**4) Tupanatinga (Sedimentar):** a amostragem foi conduzida no Parque Nacional do Catimbau – PARNA do CATIMBAU ( $8^{\circ}27'39.78''S$  e  $37^{\circ}19'36.00''W$  e  $8^{\circ}27'53.44''S$  e  $37^{\circ}19'33.04''W$ ) que se distribui entre os municípios de Buíque, Tupanatinga e Ibimirim no estado de Pernambuco, na divisão entre as Ecorregiões Depressão Sertaneja Meridional e Raso da Catarina, zona de transição entre o Agreste e o Sertão (CPRM, 2005d; MANTOVANI et al., 2017; RITO et al., 2017), com altitudes variando entre 350 m a 1.100 m. O clima da região é semiárido do tipo Bsh, segundo a classificação de Köppen, com período de estiagem de setembro a janeiro e chuvas de março a junho com precipitação média anual de 700 mm a 1.100 mm e temperatura média anual de  $25^{\circ} C$  (MANTOVANI et al., 2017, SAMPAIO, 1995); o tipo de solo predominante é o Neossolo Quartzarênico que corresponde a 72% da área do PARNA do Catimbau, com ocorrência ainda de Planossolo, Neossolo litólico, Vertissolo e Latossolo amarelo. A vegetação apresenta grande heterogeneidade em função das variações climáticas, de relevo e do solo que ocorrem no PARNA; nas áreas mais secas e em neossolo quartzênico encontra-se vegetação do tipo savana-estépica, formando as caatingas arenosas; nos afloramentos rochosos vegetações de campo rupestre, e nas áreas mais úmidas predomina a floresta ombrófila densa (MANTOVANI et al., 2017; RODAL et al., 1998).

### 3.2 AMOSTRAGEM

Amostras de solo foram coletadas no final da estação chuvosa: em Casa Nova e Petrolina em janeiro de 2018 e nas áreas de Arcoverde e Tupanatinga em junho do mesmo ano. Em áreas com embasamento cristalino coletaram-se amostras de *J.*

*mollissima* em Arcoverde e Casa Nova; amostras de *J. mutabilis* em Petrolina; de *M. tenuiflora* em Arcoverde e Petrolina (Tabela 1). Em áreas com embasamento sedimentar as coletas ocorreram na rizosfera de *J. mutabilis* e *M. tenuiflora* em Casa Nova, e na rizosfera das três espécies (*J. mollissima*, *J. mutabilis* e *M. tenuiflora*), em Tupanatinga (Tabela 1).

Tabela 1 – Locais de coleta, com tipos de embasamento e espécies vegetais na Caatinga.

Locais	Embasamento	<i>Jatropha mollissima</i>	<i>J. mutabilis</i>	<i>Mimosa tenuiflora</i>
Arcoverde	crystalino	x	-	x
Casa Nova	crystalino	x	-	-
Casa nova	sedimentar	-	x	x
Tupanatinga	sedimentar	x	x	x
Petrolina	crystalino	-	x	x

Após delimitar os 10 locais, 10 indivíduos de cada espécie vegetal foram selecionados aleatoriamente, em cada local, e uma amostra de solo (0-30 cm de profundidade) de aproximadamente 3 kg foi coletada na rizosfera de cada uma das plantas, totalizando 100 unidades amostrais. As amostras coletadas foram acondicionadas em sacos plásticos, trazidas ao laboratório e mantidas em temperatura ambiente (26-27° C) até o processamento.

### 3.3 ANÁLISES

#### 3.3.1 Análises dos atributos físicos e químicos do solo

Parte das amostras de solo coletadas em campo (500 g de cada amostra) foram enviadas para a Estação Experimental de Cana-de-açúcar da Universidade Federal Rural de Pernambuco para caracterização química e física.

O pH do solo foi determinado em solução de solo: água (1:2,5 v/v).  $H^+$  +  $Al^{3+}$  foram determinados após extração com acetato de cálcio e titulação alcalina.  $Ca^{2+}$  e  $Mg^{2+}$  foram extraídos com cloreto de potássio (KCl) 1 M e mensurados por espectrofotometria de absorção atômica. Os conteúdos de K, Na e P foram extraídos com solução de Mehlich 1 na proporção de 1:10 (solo: solução extratora), sendo  $K^+$  e Na quantificados por fotometria de chama e P por colorimetria. Zn e Mn foram extraídos com Mehlich 1 na proporção 1:5 e determinados por espectrofotometria de absorção atômica. A matéria orgânica foi determinada por oxidação em dicromato de

potássio e titulação com sulfato ferroso amoniacal, esses atributos químicos do solo foram determinados seguindo as metodologias propostas por Da Silva et al. (1998). As propriedades físicas (areia, silte e argila) foram determinadas pelo método da pipeta (EMBRAPA, 1997).

### **3.3.2 Culturas armadilha**

Culturas armadilha foram montadas em vasos plásticos (capacidade 2 L) e mantidas na casa de vegetação no Departamento de Micologia da UFPE, com o intuito de obter glomerosporos de modo a acessar e identificar os táxons de FMA que não estavam esporulando no momento da coleta ou que não apresentavam características suficientes para identificação das espécies (LEAL et al., 2018).

As culturas foram estabelecidas utilizando 1 kg de areia esterilizada e 500 g de solo provenientes das amostras de campo. Em cada vaso foi disposta uma camada de 500 g de areia esterilizada (em autoclave) seguida de 500 g do solo de campo e outra camada de 500 g de areia esterilizada e utilizado milho (*Zea mays* L.) como planta hospedeira. Os vasos permaneceram em casa de vegetação ao longo de oito meses, sendo irrigados diariamente e fertilizados a cada 15 dias com solução nutritiva de Hoagland (HOAGLAND; ARNON, 1950) modificada (JARSTFER; SYLVIA, 1992). Após os oito meses de cultivo, as plantas foram submetidas a estresses hídrico por duas semanas e amostras de 100 g de solo de cada um dos 100 vasos foram coletadas para extração de glomerosporos e esporocarpos e identificação das espécies de FMA.

### **3.3.3 Extração de glomerosporos e esporocarpos, quantificação e identificação de espécies de FMA**

Glomerosporos e esporocarpos de FMA foram extraídos de amostras de 100 g de solo pelo método de peneiramento úmido (GERDEMANN; NICOLSON, 1963) e centrifugação em água e sacarose 50% (JENKINS, 1964 - modificado). Os glomerosporos e esporocarpos foram quantificados em placa canaletada com auxílio de esteromicroscópio (40 x), separados por morfotipos e montados em lâminas com álcool polivinílico em lactoglicerol (PVLG) e PVLG + reagente de Melzer (1:1 v/v) (BRUNDRETT; MELVILLE; PETERSON, 1994). A identificação das espécies de FMA foi realizada com base nos trabalhos de Schenck; Pérez (1990), Błaszowski (2012) e outros mais recentes, seguindo a classificação proposta por Oehl et al. (2011).

### 3.3.4 Análises estatísticas e ecológicas

Para as análises das comunidades de FMA foram determinados: abundância de glomerosporos, riqueza de espécies de FMA ( $S$ ), os índices de diversidade de Shannon-Wiener ( $H'$ ), Simpson ( $D_1$ ), dominância de Simpson ( $D_2$ ) e equitabilidade de Simpson ( $E$ ). As fórmulas utilizadas para calcular cada um desses índices estão disponíveis em MORRIS et al. (2014). A abundância relativa foi calculada pela razão entre o número de glomerosporos de uma espécie e o número total de glomerosporos nas áreas. Para fins estatísticos os valores de  $H'$  foram convertidos em  $\text{Exp}(H')$ .

A riqueza de espécies de FMA foi calculada por amostra retirada da rizosfera de cada espécie vegetal, em cada local, e o total por espécie vegetal em todos os locais; por amostra em cada tipo de embasamento e total nos dois tipos (cristalino e sedimentar). A riqueza estimada foi calculada com base no índice Chao de primeira ordem (Chao 1) e Jackknife de primeira ordem (Jackknife 1). Para determinar se a riqueza e a diversidade de espécies de FMA variaram (entre as áreas com diferentes embasamentos, entre os hospedeiros vegetais e os locais de coleta) foi empregada análise de variância (ANOVA) e quando detectadas diferenças significativas foi aplicado o teste de Tukey. Considerando que não houve interação entre os fatores e que os locais não influenciaram a maioria das variáveis testadas, os resultados foram discutidos considerando dois fatores isolados: tipos de embasamento e espécies vegetais.

Para as análises univariadas dos atributos químicos e físicos do solo e do número de glomerosporos, foram empregados os testes não paramétricos Kruskal-Wallis e Dunn para comparações múltiplas usando a correção de Bonferroni para o ajuste do valor de  $P$ . Essas análises foram realizadas com auxílio do programa estatístico R usando o pacote 'stats' (R Core Team, 2019).

Análise de escalonamento multidimensional não métrico (NMDS) foi utilizada para visualizar a variação na composição da comunidade de FMA considerando os fatores: tipos de embasamento e espécies vegetais. Para isso foi utilizada a abundância relativa de espécies e usada a função *metaMDS* do pacote 'vegan' do R (OKSANEN et al., 2019). A análise de correspondência destendenciada (DCA) foi aplicada aos dados para estimar a heterogeneidade com base no comprimento dos gradientes de composição da comunidade. Após confirmar o comprimento dos gradientes da composição no primeiro eixo DCA, foi realizada análise de correspondência canônica

(CCA) para inferir as relações entre a distribuição da FMA e as variáveis ambientais incluindo variáveis do solo (ver tabelas 2 e 3), climáticas (precipitação e temperaturas mínima e máxima) e espaciais (latitude, longitude e elevação). As variáveis incluídas no modelo final foram escolhidas usando a seleção automática de modelos por etapas, sendo aplicada a CCA usando a função *ordistep* do pacote do R ‘vegan’. Para o modelo final, as variáveis colineares foram excluídas com base nos fatores de inflação de variância calculados por *vif.cca*. Para verificar o efeito dos tipos de embasamentos e das espécies vegetais sobre a composição da comunidade de FMA, foram realizadas análises de variância de permutação multivariada (PERMANOVA usando a função *adonis* do pacote ‘vegan’ no R (OKSANEN et al., 2019).

Para avaliar se um determinado táxon foi associada aos tipos de embasamentos ou espécies vegetais, análises de espécies indicadoras foram utilizadas (ISA) (DUFRENE; LEGENDRE, 1997) usando a função *multipatt* do pacote ‘indicpecies’ do R (CÁCERES; LEGENDRE, 2009). Foram consideradas como espécies indicadoras as que apresentavam um valor de P significativo ( $P < 0,05$ ) e valor de indicação ( $\text{IndVal} \geq 25\%$ ).

Diagramas de Venn foram construídos para demonstrar o número de espécies exclusivas e compartilhadas entre os ambientes cristalino e sedimentar, e entre as rizosferas das plantas, utilizando-se a ferramenta “Calculate and draw custom Venn diagrams” disponível no site <http://bioinformatics.psb.ugent.be/webtools/Venn/>.

## 4 RESULTADOS

### 4.1 COMPOSIÇÃO FÍSICO-QUÍMICA DO SOLO

Os atributos físico-químicos do solo foram muito variáveis mesmo quando considerando um mesmo local (Tabelas 2 e 3). O pH do solo das áreas de estudo variou de 5,1 a 6,96 e o teor de fósforo variou de 4,6 a 76,8 (mg/dm<sup>3</sup>) apresentando maiores valores nas áreas do cristalino com solos Franco arenoso e Franco. Os maiores teores de argila, silte, areia fina e argila natural foram encontrados nas áreas do cristalino enquanto o teor de areia grossa e o grau de flocculação foram maiores nas áreas do sedimentar com solos Franco e argiloso (Tabela 3).

A PERMANOVA mostrou que áreas com embasamentos cristalino e sedimentar apresentam diferentes tipos de solo ( $F= 10.889$ ,  $df=1$ ,  $R^2=0.114$ ,  $P< 0.001$ ) e que os solos sob influência das três espécies vegetais também diferem em relação à composição química e física ( $F= 19.133$ ,  $df=2$ ,  $R^2=0.283$ ,  $P< 0.001$ ).

Tabela 2 – Propriedades químicas das amostras de solo coletadas na rizosfera de *Jatropha mollissima* (*J. mol*), *Jatropha mutabilis* (*J. mut*) e *Mimosa tenuiflora* (*M. ten*) ocorrendo em áreas de embasamento (emba) cristalino (C) e sedimentar (S), na Caatinga.

Emba	Pla/local	P	pH	K	Na	Al	Ca	Mg	H + Al	SB	CTC	V	m	C	MO
		(mg/dm <sup>3</sup> )	(H <sub>2</sub> O)				(cmolc/dm <sup>3</sup> )					(%)		%	
C	<i>J.mut</i> <sup>1</sup>	5,5 ef	5,24 cde	0,18 de	0,02 cd	0,09 a	1,22 de	0,44 cd	1,71 cde	1,87 de	3,58 c	51,54 d	5,26 a	0,65 def	1,12 def
	<i>M.ten</i> <sup>1</sup>	8,1 cde	5,19 de	0,30 bc	0,06 ab	0,07 a	1,82 cd	0,99 b	3,17 a	3,18 c	6,35 b	50,45 de	2,19 a	1,15 abc	1,98 abc
	<i>M.ten</i> <sup>2</sup>	49,1 ab	5,60 bcd	0,90 a	0,07 ab	0 b	3,90 b	1,46 ab	2,71 ab	6,34 b	9,05 ab	69,14 c	0 b	1,35 ab	2,32 ab
	<i>J.mol</i> <sup>2</sup>	76,8 a	6,96 a	0,55 ab	0,17 a	0 b	7,63 a	3,07 a	1,07 ef	11,43 a	12,5 a	91,55 a	0 b	1,62 a	2,8 abc
	<i>J.mol</i> <sup>3</sup>	5,6 def	6,37 a	0,56 a	0,04 bc	0 b	3,87 b	1,37 ab	1,27 def	5,84 b	7,11 b	82,09 ab	0 b	0,98 bc	1,69 bc
S	<i>J.mol</i> <sup>4</sup>	9,8 cd	6,55 a	0,56 ab	0,13 ab	0 b	4,40 b	3,09 ab	1,19 ef	8,18 ab	9,37 ab	84,75 a	0 b	0,52 f	0,89 f
	<i>J.mut</i> <sup>4</sup>	4,6 f	5,12 e	0,07 e	0,01 d	0,04 ab	0,83 e	0,30 d	1,89 bcd	1,21 e	3,1 c	38,38 e	3,34 a	0,39 f	0,67 f
	<i>J.mut</i> <sup>3</sup>	5,3 def	5,64 b	0,23 cd	0,01 cd	0 b	1,74 cd	0,93 bc	1,03 f	2,95 cd	3,95 c	74,26 bc	0 b	0,54 ef	0,941 ef
	<i>M.ten</i> <sup>4</sup>	8,0 cde	5,61 bc	0,09 e	0,01 cd	0 b	0,81 e	0,38 d	2,14 abc	1,3 e	3,44 c	38,79 de	0 b	0,83 cde	1,43 cde
	<i>M.ten</i> <sup>3</sup>	10,3 bc	5,76 b	0,6 ab	0,10 ab	0 b	3,46 bc	3,12 a	1,97 bcd	7,28 b	9,25 ab	73,93 bc	0 b	0,94 cd	1,63 cd

Médias seguidas pela mesma letra, na coluna, não diferem estatisticamente pelo teste de Kruskal-Wallis. H+Al: acidez potencial; SB: soma de bases; CTC: capacidade de troca de cátions; V: saturação por bases; m: saturação por alumínio; MO: matéria orgânica. Locais: <sup>1</sup>Petrolina, <sup>2</sup>Arcoverde, <sup>3</sup>Casa Nova, <sup>4</sup>Tupanatinga.

Tabela 3 – Propriedades físicas das amostras de solo coletadas na rizosfera de *Jatropha mollissima* (*J. mol*), *Jatropha mutabilis* (*J. mut*) e *Mimosa tenuiflora* (*M. ten*) ocorrendo em áreas de embasamento (emba) cristalino (C) e sedimentar (S), na Caatinga.

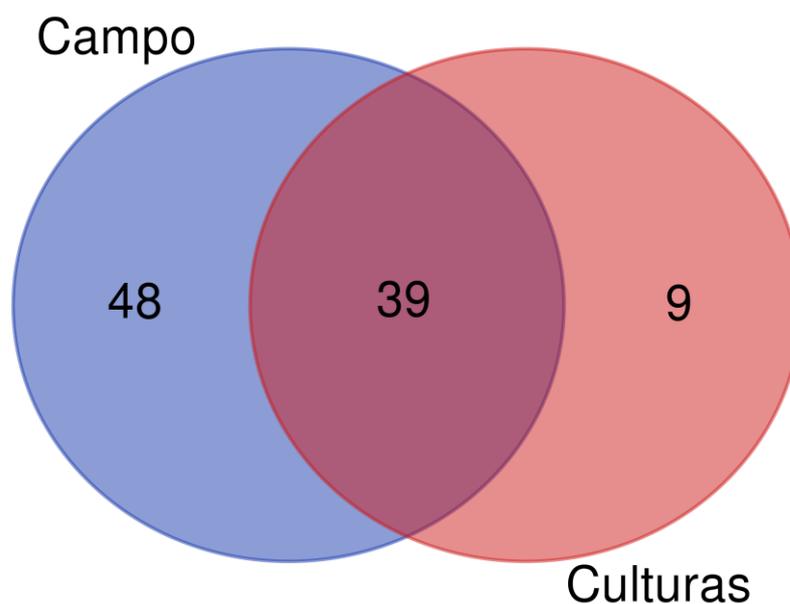
Emba	Pla/local	Argila	Silte	Areia fina	Areia grossa	Areia total	GF	PT	Argila nat.	DP	DS	Classe textural
						%						
	<i>J.mut</i> <sup>1</sup>	11,94 cd	5,61 d	40,89 ab	41,56 cd	82,46 bc	49,34 ab	41,85 d	6 cd	2,60 ab	1,51 ab	Franco arenoso
	<i>M.ten</i> <sup>1</sup>	13,37 c	7,28 cb	37,01 abc	42,33 cd	79,33 cd	56,53 a	38,2 bcd	5,78 cd	2,57 abcd	1,59 abc	Franco
	<i>M.ten</i> <sup>2</sup>	14,19 abc	18,67 a	12,55 g	54,6 ab	67,18 ef	40,64 b	37,96 bcd	8,45 ab	2,49 d	1,54 bcd	Franco
	<i>J.mol</i> <sup>2</sup>	18,25 a	23,75 a	17,16 fg	40,82 d	57,99 f	38,00 b	46,08 a	11,39 a	2,54 bcd	1,36 e	Franco
C	<i>J.mol</i> <sup>3</sup>	18,90 ab	11,04 bc	43,58 a	26,47 e	70,07 def	48,77 ab	41,50 abc	9,64 ab	2,53 cd	1,48 cde	Franco
	<i>J.mol</i> <sup>4</sup>	14,54 bc	9,46 cd	26,53 ef	49,64 bc	75,99 cde	40,44 b	41,21 abc	8,53abc	2,56 abcd	1,50 cd	Franco
	<i>J.mut</i> <sup>4</sup>	5,72 e	1,29 e	26,86 ef	66,11 a	93,00 a	61,90 a	36,47 d	2,13 e	2,60 ab	1,65 a	Arenoso
	<i>J.mut</i> <sup>3</sup>	10,04 cd	0,91 e	35,56 bcd	55,04 ab	90,61 a	50,78 ab	37,56 cd	4,94 cd	2,63 a	1,64 ab	Arenoso
	<i>M.ten</i> <sup>4</sup>	11,06	0,59 e	30,72 cde	57,61 ab	88,34 ab	54,36 a	43,49 a	4,98 de	2,57 abcd	1,45 de	Arenoso
S	<i>M.ten</i> <sup>3</sup>	16,31 abc	16,24 ab	29,46 de	44,51 cd	73,99 cde	54,3 a	41,86 ab	8,08 bcd	2,58abc	1,5 cde	Franco

Médias seguidas pela mesma letra, na coluna, não diferem estatisticamente pelo teste de Kruskal-Wallis. GF= grau de floculação; PT: Porosidade total; Argila nat.: argila natural; DP: densidade da partícula; DS: densidade do solo. Locais: <sup>1</sup>Petrolina, <sup>2</sup>Arcoverde, <sup>3</sup>Casa Nova, <sup>4</sup>Tupanatinga. Classificação de acordo com o triângulo textural do solo (LEMOS; SANTOS, 1996).

#### 4.2 RIQUEZA TOTAL DE ESPÉCIES DE FMA

Nesse estudo foram recuperados, no total, 12.493 glomerosporos, provenientes de amostras de solo do campo (n = 100) e culturas armadilha (n = 100), das quais foi possível identificar 96 táxons de FMA. Oitenta e sete táxons foram recuperados das amostras de campo com 48 exclusivos, enquanto 48 foram recuperados nas amostras de culturas com nove exclusivos, e 39 espécies foram compartilhadas entre as amostras de campo e culturas (Figura 6).

Figura 6 – Riqueza de táxons de FMA provenientes das amostras de campo e de culturas armadilha, de solo coletado na rizosfera de *Jatropha mollissima*, *J. mutabilis* e *Mimosa tenuiflora* ocorrendo em áreas de embasamento cristalino e sedimentar na Caatinga



Foram registrados 96 táxons de FMA; desses, 23 foram identificados apenas ao nível de gênero (Tabela 4 e 5). Dessas 96 espécies, nove: *Acaulospora* aff. *tortuosa*, *A. minuta*, *Acaulospora* sp. 6, *Acaulospora* sp.7, *Corymbiglomus corymbiforme*, *Paraglomus* sp., *Rhizoglomus custos*, *Rhizoglomus proliferum* e *Septoglomus mexicanum* foram recuperados apenas em amostras provenientes das culturas armadilha (Tabela 5). Foram encontrados representantes das três classes e das cinco ordens de Glomeromycota, distribuídos em 13 famílias (*Acaulosporaceae*, *Ambisporaceae*, *Archaeosporaceae*, *Dentiscutataceae*, *Diversisporaceae*, *Entrophosporaceae*,

Gigasporaceae, Glomeraceae, Intraornatosporaceae, Pacisporaceae, Paraglomeraceae, Racocetraceae e Scutellosporaceae) e 23 gêneros: *Acaulospora* (22), *Ambispora* (3), *Archaeospora* (1), *Cetraspora* (1), *Claroideoglopus* (2), *Corymbiglopus* (1), *Dentiscutata* (1), *Diversispora* (1), *Entrophospora* (2), *Funneliformis* (1), *Fuscutata* (4), *Gigaspora* (4), *Glomus* (14), *Intraornatospora* (2), *Pacispora* (1), *Paradentiscutata* (3), *Paraglopus* (3), *Racocetra* (7), *Rhizoglopus* (11). *Sclerocystis* (1), *Scutellospora* (3), *Septoglopus* (6) e *Tricispora* (1). Os gêneros com maior riqueza de táxons foram *Acaulospora* (22 táxons) e *Glomus* (14), seguidos por *Rhizoglopus* (11) que juntos representam 49% do número de espécies de FMA registrados nesse estudo (Figura 7).

*Ambispora appendicula*, *Acaulospora scrobiculata*, *Gigaspora margarita*, *Glomus brohultii*, *G. glomerulatum* *G. macrocarpum*, *G. microcarpum* e *Glomus* sp. 4 estavam presentes nos dois tipos de embasamentos, na rizosfera das três espécies vegetais e nos quatros locais de coleta. As espécies mais abundantes em número de glomerosporos foram *Glomus brohultii*, *G. glomerulatum* e *Glomus macrocarpum* (Tabela 4).

Figura 7 – Representatividade em número de espécies, dos gêneros de FMA recuperados em amostras de campo e culturas armadilha de solo coletado na rizosfera de *Jatropha mollissima*, *J. mutabilis* e *Mimosa tenuiflora* ocorrendo em áreas de embasamento cristalino e sedimentar na Caatinga

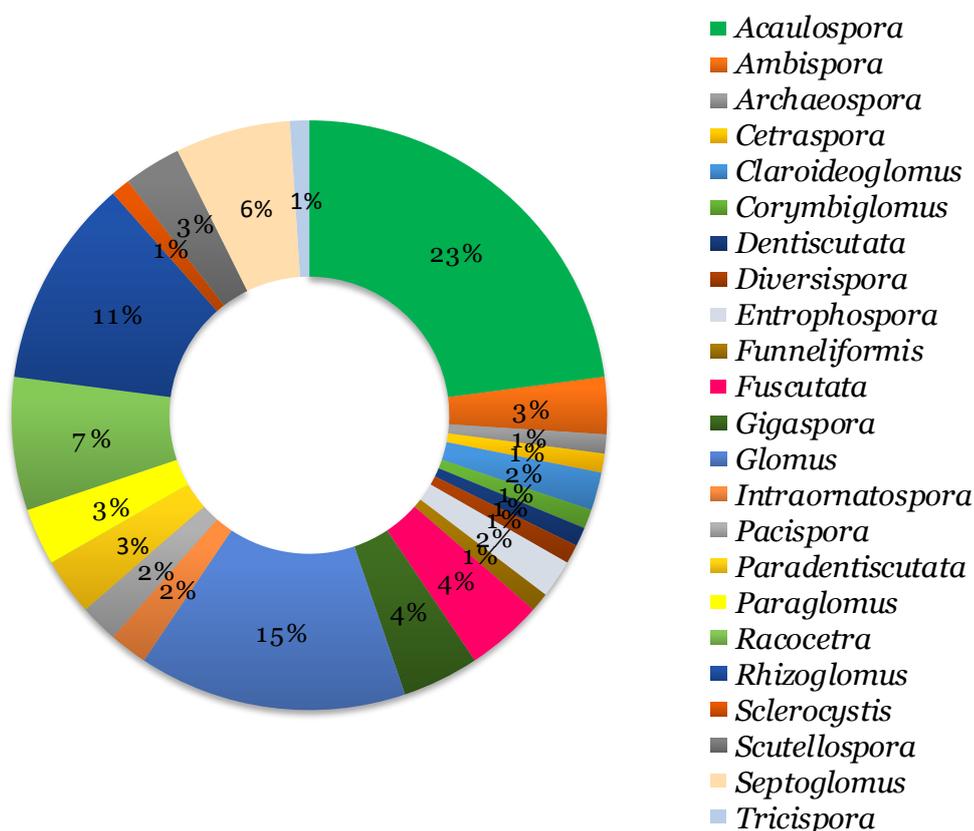


Tabela 4 – Abundância relativa de táxons de fungos micorrízicos arbusculares (FMA) recuperados de amostras de campo, coletadas na rizosfera de *Jatropha mollissima* (*J. mol*), *Jatropha mutabilis* (*J. mut*) e *Mimosa tenuiflora* (*M. ten*) ocorrendo em áreas de embasamento cristalino e sedimentar na Caatinga.

Táxons de FMA	Cristalino					Sedimentar				
	Petrolina		Arcoverde		Casa Nova	Tupanatinga			Casa Nova	
	<i>J. mut</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mol</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mol</i>	<i>J. mol</i>	<i>J. mut</i>	<i>M. ten</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mut</i>
<b>Archaeosporales</b>										
<b>Ambisporaceae</b>										
<b>Ambispora</b>										
<i>Ambispora aff. leptoticha</i>						0.70				
<i>A. appendicula</i> (Spain, Sieverd. & N.C. Schenck) C. Walker	2.36	9.44		0.60	5.18	3.04	11.81	25.04	3.09	
<i>A. gerdemannii</i> (S.L. Rose, B.A. Daniels & Trappe) C. Walker, Vestberg & A. Schüssler						0.23				
<b>Archaeosporaceae</b>										
<b>Archaeospora</b>										
<i>A. trappei</i> (R.N. Ames & Linderman) J.B. Morton & D. Redecker		1.20								0.74
<b>Diversisporales</b>										
<b>Acaulosporaceae</b>										
<b>Acaulospora</b>										
<i>A. capsicula</i> Blaszk.		0.09								
<i>A. cavernata</i> Blaszk.	0.16									
<i>A. denticulata</i> Sieverd. & S. Toro				1.31						
<i>A. lacunosa</i> Morton						0.23				
<i>A. laevis</i> Gerd. & Trappe	0.16							1.05	0.72	0.09
<i>A. longula</i> Spain & N.C. Schenck		0.09						0.52	0.99	0.18
<i>A. mellea</i> Spain & N.C. Schenck	0.65	0.14		0.20			1.57	14.53	0.06	6.08

	Cristalino					Sedimentar				
	Petrolina		Arcoverde		Casa Nova	Tupanatinga			Casa Nova	
	<i>J. mut</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mol</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mol</i>	<i>J. mol</i>	<i>J. mut</i>	<i>M. ten</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mut</i>
<i>A. morrowiae</i> Spain & N.C. Schenck	0.33		6.60					1.40		
<i>A. reducta</i> Oehl, B.T. Goto & C.M.R. Pereira		0.05	0.23	1.31				0.17		
<i>A. scrobiculata</i> Trappe	1.96	0.19	6.60	1.51	0.43			1.05		0.46
<i>Acaulospora</i> sp. 1		1.20		0.10			0.19		0.13	0.09
<i>Acaulospora</i> sp. 2	0.73				4.75				0.85	4.05
<i>Acaulospora</i> sp. 3	7.67	0.14								15.65
<i>Acaulospora</i> sp. 4	0.73	1.06								3.68
<i>Acaulospora</i> sp. 5		1.68	0.68						0.85	0.55
<i>A. spinosa</i> Walker & Trappe	0.24	0.05								
<i>A. spinosissima</i> Oehl, Palenz., Sánchez-Castro, Tchabi, Hount. & G.A. Silva	0.08									
<i>A. tuberculata</i> Janos & Trappe		0.09								
<b>Diversisporaceae</b>										
<b><i>Diversispora</i></b>										
<i>D. aurantia</i> (Blaszk., Blanke, Renker & Buscot) C. Walker & A. Schüßler	0.16	0.05			9.93				1.97	
<b><i>Tricispora</i></b>										
<i>T. nevadensis</i> (Palenz., N. Ferrol, Azcón-Aguilar & Oehl) Oehl, Palenz., G.A. Silva & Sieverd.						49.18				
<b>Pacisporaceae</b>										
<b><i>Pacispora</i></b>										
<i>Pacispora</i> sp.	2.93	1.78							0.06	
<b>Gigasporales</b>										

	Cristalino					Sedimentar				
	Petrolina		Arcoverde		Casa Nova	Tupanatinga			Casa Nova	
	<i>J. mut</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mol</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mol</i>	<i>J. mol</i>	<i>J. mut</i>	<i>M. ten</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mut</i>
<b>Dentiscutataceae</b>										
<b>Dentiscutata</b>										
<i>D. colliculosa</i> B.T. Goto & Oehl		0.05								
<b>Fuscutata</b>										
<i>F. aurea</i> Oehl, C.M. Mello & G.A. Silva	0.41									
<i>F. heterogama</i> Oehl, F.A. Souza, L.C. Maia & Sieverd.	0.16						0.59		0.72	
<i>F. rubra</i> (Stürmer & J.B. Morton) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.		0.05								0.74
<i>F. savannicola</i> (R.A. Herrera & Ferrer) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.			0.23	0.20						1.10
<b>Gigasporaceae</b>										
<b>Gigaspora</b>										
<i>G. decipiens</i> I.R. Hall & L.K. Abbott			0.23	0.10	1.08					
<i>G. gigantea</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) Gerd. & Trappe		0.24			0.43	0.47	0.19			
<i>G. margarita</i> W.N. Becker & I.R. Hall	0.08		1.82	0.50	0.64	2.58		0.52		
<i>G. ramisporophora</i> Spain, Sieverd. & N.C. Schenck				0.20				0.17		
<b>Intraornatosporaceae</b>										
<b>Intraornatospora</b>										
<i>I. intraornata</i> (B.T. Goto & Oehl) B.T. Goto, Oehl & G.A. Silva	2.04						0.79	1.22	0.13	
<i>Intraornatospora</i> sp.			0.23				3.15			0.74
<b>Paradentiscutata</b>										

	Cristalino					Sedimentar				
	Petrolina		Arcoverde		Casa Nova	Tupanatinga			Casa Nova	
	<i>J. mut</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mol</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mol</i>	<i>J. mol</i>	<i>J. mut</i>	<i>M. ten</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mut</i>
<i>P. bahiana</i> Oehl, Magna, B.T. Goto & G.A. Silva	0.08							0.35		8.47
<i>P. maritima</i> B.T. Goto, D.K. Silva, Oehl & G.A. Silva								7.35		0.18
<i>Paradentiscutata</i> sp.		0.05				0.23		1.05		
<b>Racocetraceae</b>										
<b><i>Cetraspora</i></b>										
<i>C. gilmorei</i> (Trappe & Gerd.) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.						0.94	0.39			4.60
<b><i>Racocetra</i></b>										
<i>R. beninensis</i> Oehl, Tchabi & Lawouin						0.70				
<i>R. coralloidea</i> (Trappe, Gerd. & I. Ho) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.				0.30		0.23		2.28		
<i>R. fulgida</i> (Koske & C. Walker) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.				0.20		0.94				
<i>R. gregaria</i> (N.C. Schenck & T.H. Nicolson) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.				4.43		1.17		2.28		0.09
<i>R. persica</i> (Koske & C. Walker) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.								1.58		
<i>R. tropicana</i> Oehl, B.T. Goto & G.A. Silva		0.05			0.21					
<i>R. verrucosa</i> (Koske & C. Walker) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.						0.70				
<b>Scutellosporaceae</b>										
<b><i>Scutellospora</i></b>										
<i>S. aurigloba</i> (I.R. Hall) C. Walker & F.E. Sanders						1.64				0.09

	Cristalino					Sedimentar				
	Petrolina		Arcoverde		Casa Nova	Tupanatinga			Casa Nova	
	<i>J. mut</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mol</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mol</i>	<i>J. mol</i>	<i>J. mut</i>	<i>M. ten</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mut</i>
<i>S. calospora</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) C. Walker & F.E. Sanders							0.39	1.22		0.09
<i>Scutellospora</i> sp.										1.10
<b>Glomerales</b>										
<b>Entrophosporaceae</b>										
<b><i>Claroideoglosum</i></b>										
<i>C. etunicatum</i> (W.N. Becker & Gerd.) C. Walker & A. Schüßler	0.33		2.73		2.81					
<i>Claroideoglosum</i> sp.						6.79				7.83
<b><i>Entrophospora</i></b>										
<i>E. infrequens</i> (I.R. Hall) R.N. Ames & R.W. Schneid.										0.18
<i>Entrophospora</i> sp.	0.24									
<b>Glomeraceae</b>										
<b><i>Funneliformis</i></b>										
<i>F. mosseae</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) C. Walker & A. Schüßler			7.06	0.91				0.17		0.92
<b><i>Glomus</i></b>										
<i>G. aff. ambisporum</i>			0.46							
<i>G. ambisporum</i> G.S. Sm. & N.C. Schenck		1.20							0.26	
<i>G. brohultii</i> R.A. Herrera, Ferrer & Sieverd.	57.01	42.53	28.70	56.20	36.28	20.61	46.85	26.79	32.92	
<i>G. glomerulatum</i> Sieverd.	6.93	25.48		8.68	6.05		5.51		0.19	14.55
<i>G. macrocarpum</i> Tul. & C. Tul.	6.69	4.62	30.30	19.27	28.29	34.89	20.27	9.98	18.76	19.43
<i>G. microcarpum</i> Tul. & C. Tul.		0.24	0.91	1.41		1.87				6.91
<i>G. nanolumen</i> Koske & Gemma									0.13	0.64
<i>Glomus</i> sp. 1	1.22	1.25			0.86	0.47	2.36			
<i>Glomus</i> sp. 2	0.65	4.24	0.68		0.21				26.99	0.09

	Cristalino					Sedimentar				
	Petrolina		Arcoverde		Casa Nova	Tupanatinga			Casa Nova	
	<i>J. mut</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mol</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mol</i>	<i>J. mol</i>	<i>J. mut</i>	<i>M. ten</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mut</i>
<i>Glomus</i> sp. 3	0.73	0.38	2.50						5.00	
<i>Glomus</i> sp. 4	0.57	0.58	6.38	1.01	2.16	4.68	4.92	1.22	4.48	
<i>Glomus</i> sp. 5	1.79	1.68	0.23	0.40						
<i>G. tenebrosum</i> (Thaxt.) S.M. Berch			0.28							
<i>G. trufemii</i> B.T. Goto, G.A. Silva & F. Oehl					0.21					0.18
<b><i>Rhizoglomus</i></b>										
<i>R. aff. microaggregatum</i>			0.45							
<i>R. aff. venetiamun</i>							0.39			
<i>R. aggregatum</i> (N.C. Schenck & G.S. Sm.) Sieverd., G.A. Silva & Oehl						0.47			1.32	
<i>R. fasciculatum</i> (Thaxt.) Sieverd., G. A. Silva & Oehl	2.61									0.09
<i>R. intraradices</i> (N.C. Schenck & G.S. Sm.) Sieverd., G.A. Silva & Oehl									0.06	0.18
<i>R. invermaium</i> (I.R. Hall) Sieverd., G.A. Silva & Oehl					0.21					
<i>R. melanum</i> Sudová, Sýkorová & Oehl			0.23							0.09
<i>Rhizoglomus</i> sp. 1						9.83			0.26	
<i>Rhizoglomus</i> sp. 2			0.68	0.91			0.59			
<b><i>Sclerocystis</i></b>										
<i>S. rubiformis</i> Gerd. & Trappe		0.05								
<b><i>Septoglomus</i></b>										
<i>S. altomontanum</i> Palenz., Oehl, Azcón-Aguilar & G.A.Silva				0.10						

	Cristalino					Sedimentar				
	Petrolina		Arcoverde		Casa Nova	Tupanatinga			Casa Nova	
	<i>J. mut</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mol</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mol</i>	<i>J. mol</i>	<i>J. mut</i>	<i>M. ten</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mut</i>
<i>S. constrictum</i> (Trappe) Sieverd., G.A. Silva & Oehl			0.45							
<i>S. furcatum</i> Błaszcz., Chwat, Kovács & Ryszka				0.10						
<i>Septoglomus</i> sp. 1			1.37							
<i>Septoglomus</i> sp. 2						1.40				
<b>Paraglomerales</b>										
<b>Paraglomeraceae</b>										
<b><i>Paraglomus</i></b>										
<i>P. bolivianum</i> (Sieverd. & Oehl) Oehl & G.A. Silva						0.23				
<i>P. aff. laccatum</i>	0.24									0.09
<i>P. pernambucanum</i> Oehl, C.M. Mello, Magna & G.A. Silva					0.22					
<b>Riqueza de táxons de FMA</b>	<b>30</b>	<b>31</b>	<b>24</b>	<b>23</b>	<b>18</b>	<b>25</b>	<b>16</b>	<b>21</b>	<b>22</b>	<b>33</b>

Espécies vegetais – *J. mo*: *Jatropha mollissima*; *J. mu*: *Jatropha mutabilis*; *M. ten*: *Mimosa tenuiflora*.





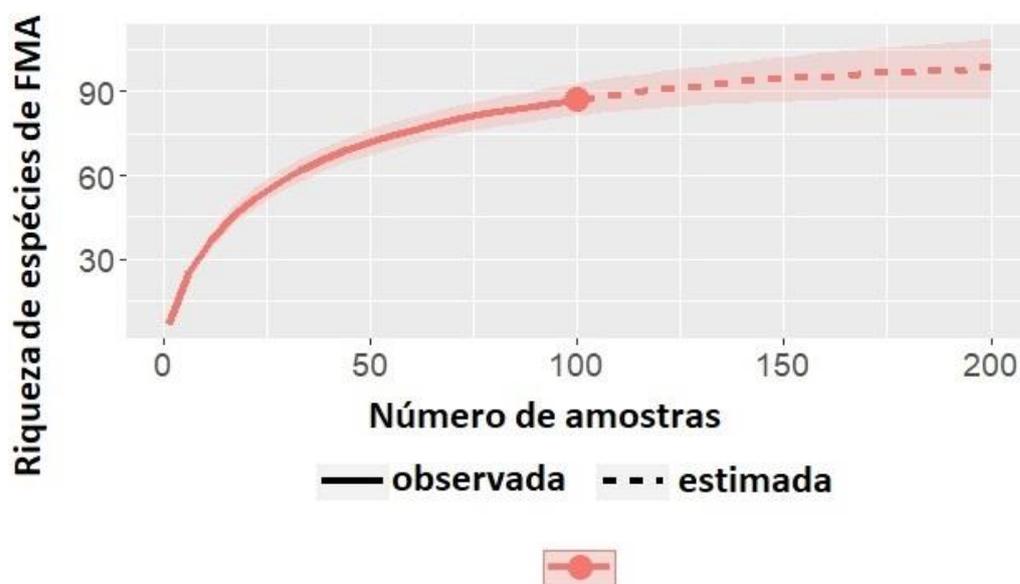


	Petrolina		Cristalino		Casa Nova	Sedimentar			Casa Nova	
	<i>J. mut</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mol</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mol</i>	<i>J. mol</i>	<i>J. mut</i>	<i>M. ten</i>	<i>M. ten</i>	<i>J. mut</i>
<i>Septoglomus</i> sp. 1			25.43							
<b>Paraglomerales</b>										
<b>Paraglomeraceae</b>										
<b><i>Paraglomus</i></b>										
<i>Paraglomus</i> sp.						20.53				
<b>Riqueza de táxons de FMA</b>	<b>13</b>	<b>16</b>	<b>11</b>	<b>14</b>	<b>07</b>	<b>14</b>	<b>11</b>	<b>19</b>	<b>11</b>	<b>09</b>

Espécies vegetais – *J. mo*: *Jatropha mollissima*; *J. mu*: *Jatropha mutabilis*; *M. ten*: *Mimosa tenuiflora*.

A curva de acumulação de espécies de FMA demonstrou que o esforço amostral não foi suficiente para recuperar toda riqueza de FMA nas áreas estudadas. Entretanto, foi possível acessar 81 e 85% com base nos estimadores de Jackknife 1 e Chao 1, respectivamente (Figura 8). Nas áreas com embasamento cristalino foi possível acessar 73% (Jackknife 1) e 68% (Chao 1) da riqueza estimada de FMA, enquanto nas áreas sedimentares foi acessada 80% (Jackknife 1) e 89% (Chao 1) da riqueza estimada. Em relação ao estimado na rizosfera de *J. mollissima*, *J. mutabilis* e *M. tenuiflora* foi acessada 69-67%, 78-79% e 78-80% da riqueza, respectivamente, com base nos estimadores de riqueza Jackknife 1 e Chao 1.

Figura 8 – Curva de acumulação de espécies de FMA identificadas na rizosfera de *Jatropha mollissima*, *J. mutabilis* e *Mimosa tenuiflora* ocorrendo em áreas de embasamento cristalino e sedimentar na Caatinga.

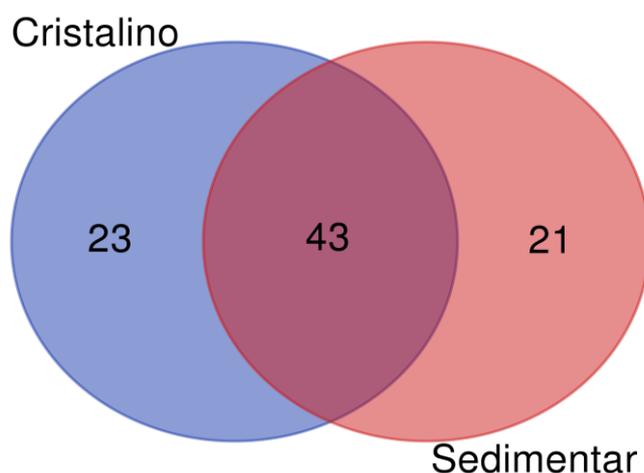


#### 4.3 ESPÉCIES EXCLUSIVAS E COMPARTILHADAS NAS AMOSTRAS DE CAMPO

Dentre as 87 espécies de FMA registradas em campo, 43 foram compartilhadas entre os dois tipos de embasamento, 23 foram exclusivas para as áreas cristalinas (*Acaulospora capsicula*, *A. cavernata*, *A. denticulata*, *A. spinosa*, *A. spinosissima*, *A. tuberculata*, *Claroideoglossum etunicatum*, *Dentiscutata colliculosa*, *Entrophospora* sp., *Fuscutata aurea*, *Gigaspora decipiens*, *Glomus aff. ambisporum*, *Glomus* sp. 4, *G. tenebrosum*, *Paraglossum pernambucanum*, *Racocetra tropicana*, *Rhizoglossum aff.*

*microaggregatum*, *Rhizogloium invermaium*, *Sclerocystis rubiformis*, *Septogloium altomontanum*, *S. constrictum*, *S. furcatum* e *Septogloium* sp. 1); 21 espécies de FMA foram exclusivas das áreas sedimentares (*Acaulospora lacunosa*, *Ambispora* aff. *leptoticha*, *Ambispora gerdemanni*, *Cetraspora gilmorei*, *Claroideogloium* sp., *Entrophospora infrequens*, *Glomus nanolumen*, *Paragloium bolivianum*, *Paradentiscutata maritima*, *Racocetra beninensis*, *R. persica*, *R. verrucosa*, *Rhizogloium* aff. *venetianum*, *R. aggregatum*, *R. intraradices*, *Rhizogloium* sp. 1, *Scutellospora aurigloba*, *S. calospora*, *Scutellospora* sp., *Septogloium* sp. 2 e *Tricispora nevadensis*) (Figura 9).

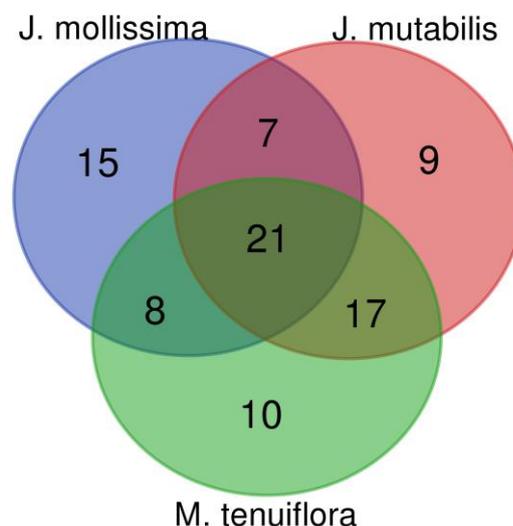
Figura 9 – Representação da riqueza de táxons de FMA exclusivos e compartilhados em áreas de embasamento cristalino e sedimentar na Caatinga.



Em relação às espécies vegetais, 21 espécies de FMA estavam presentes na rizosfera das três espécies vegetais (*Acaulospora morrowiae*, *A. scrobiculata*, *Acaulospora* sp. 2, *Acaulospora* sp. 5, *Ambispora appendicula*, *Diversispora aurantia*, *Funneliformis mosseae*, *Fuscutata savannicola*, *Gigaspora gigantea*, *G. margarita*, *Glomus brohultii*, *G. glomerulatum*, *G. macrocarpum*, *G. microcarpum*, *Glomus* sp. 1, *Glomus* sp. 2, *Glomus* sp. 3, *Glomus* sp. 4, *Glomus* sp. 5, *Racocetra gregaria*, e *Rhizogloium* sp. 2); enquanto 15 espécies (*Acaulospora lacunosa*, *Ambispora* aff. *leptoticha*, *Ambispora gerdemanni*, *Glomus* aff. *ambisporum*, *Glomus tenebrosum*, *Paragloium bolivianum*, *Paragloium pernambucanum*, *Racocetra beninensis*, *R. verrucosa*, *Rhizogloium* aff. *microaggregatum*, *Rhizogloium invermaium*, *Septogloium constrictum*, *Septogloium* sp. 1, *Septogloium* sp. 2 e *Tricispora nevadensis*) foram

registradas exclusivamente na rizosfera de *Jatropha mollissima*; nove espécies (*Acaulospora cavernata*, *A. spinosissima*, *Entrophospora infrequens*, *Entrophospora sp.*, *Fuscutata aurea*, *Paraglomus aff. laccatum*, *Rhizoglopus aff. venetianum*, *Rhizoglopus fasciculatum* e *Scutellospora sp.*) foram exclusivas da rizosfera de *J. mutabilis* e 10 espécies (*Acaulospora capsicula*, *A. denticulata*, *A. tuberculata*, *Dentiscutata colliculosa*, *Gigaspora ramisporophora*, *Glomus ambisporum*, *Racocetra persica*, *Sclerocystis rubiformis*, *Septoglopus altomontanum* e *Septoglopus furcatum*) estavam presentes apenas na rizosfera de *Mimosa tenuiflora* ( Figura 10).

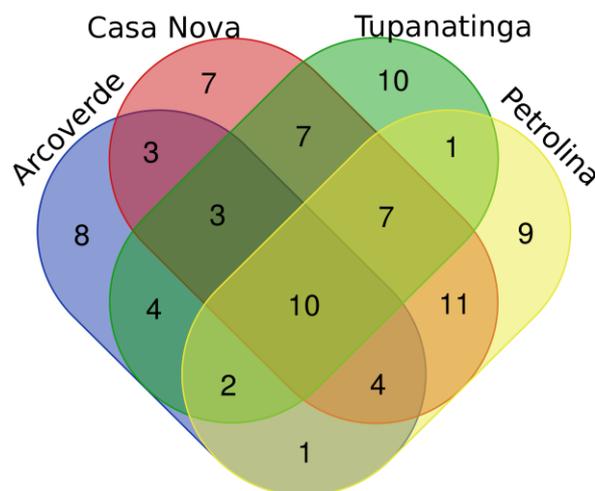
Figura 10 – Representação da riqueza de táxons de FMA exclusivos e compartilhados na rizosfera de *Jatropha mollissima*, *J. mutabilis* e *Mimosa tenuiflora* na Caatinga.



Considerando as quatro áreas de coletas, 10 táxons de FMA foram comuns entre essas, a saber: *Acaulospora mellea*, *A. scrobiculata*, *Acaulospora sp. 1*, *Ambispora appendicula*, *Gigaspora margarita*, *Glomus brohultii*, *G. glomerulatum*, *G. macrocarpum*, *G. microcarpum 3* e *Glomus sp. 4*. Foi possível também identificar espécies exclusivas para cada local: oito em Arcoverde (*Acaulospora denticulata*, *Glomus aff. ambisporum*, *G. tenebrosum*, *Rhizoglopus aff. microaggregatum*, *Septoglopus altomontanum*, *S. constrictum*, *S. furcatum* e *Septoglopus sp. 1*); sete espécies em Casa Nova (*Glomus nanolumen*, *Rhizoglopus invermaium*, *Paraglomus pernambucanum*, *Entrophospora infrequens*, *Scutellospora sp.*, *Glomus truffemii*, e *Rhizoglopus intraradices*); nove espécies em Petrolina (*Acaulospora capsicula*, *A. cavernata*, *A. spinosa*, *A. spinosissima*, *A. tuberculata*, *Dentiscutata colliculosa*, *Entrophospora sp.*, *Fuscutata aurea* e *Sclerocystis rubiformis*); 10 espécies em

Tupanatinga (*Acaulospora lacunosa*, *Ambispora* aff. *leptoticha*, *A. gerdemannii*, *Paraglomus bolivianum*, *Racocetra beninensis*, *R. persica*, *R. verrucosa*, *Rhizoglomus* aff. *venetianum*, *Septoglomus* sp. 2 e *Tricispora nevadensis*) (Figura 11).

Figura 11 – Representação da riqueza de táxons de FMA exclusivos e compartilhados em solos com embasamento cristalino e sedimentar, nos municípios de Arcoverde, Casa Nova, Petrolina e Tupanatinga.



#### 4.4 RELAÇÃO TÁXONS E TIPOS DE EMBASAMENTO OU ESPÉCIES VEGETAIS

Nove espécies de FMA foram indicadoras dos tipos de embasamento, seis (*Acaulospora reducta*, *A. scrobiculata*, *Claroideoglomus etunicatum*, *Funneliformis mosseae*, *Glomus glomerulatum* e *Glomus* sp. 4) de áreas com embasamento cristalino, e três (*Acaulospora mellea*, *Paradentiscutata bahiana* e *P. maritima*) de áreas com embasamento sedimentar. As famílias Intraonatosporaceae e Scutellosporaceae foram indicadoras de áreas sedimentares (Tabela 6). Nessas áreas sedimentares houve predomínio significativo de glomerosporos de Gigasporales (Figura 12a), enquanto nas áreas cristalinas foi registrado maior número de glomerosporos de Glomerales (Figura 12b).

Em relação às espécies de FMA indicadoras da rizosfera das plantas analisadas, foi observado que sete foram indicadoras da rizosfera de *J. mollissima*; cinco espécies e a família Intraonatosporaceae foram indicadoras da rizosfera de *J. mutabilis*, enquanto *Acaulospora mellea*, *Glomus nanolumen*, *Paradentiscutata bahiana*, *P. maritima* e *Scutellospora calospora* foram indicadoras de *M. tenuiflora*. A família

Entrophosporaceae foi indicadora das duas espécies de *Jatropha*; Ambisporaceae e Acaulosporaceae foram indicadoras de *J. mutabilis* e *M. tenuiflora* (Tabela 6). Nenhuma espécie foi indicadora de mais de um tipo de embasamento ou de rizosfera.

O número de esporos de Diversisporales diferiu significativamente entre as rizosferas de *J. mutabilis* e *J. mollissima* (Figura 13a). Maior número de glomerosporos de Archaeosporales e Glomerales foi recuperado na rizosfera de *M. tenuiflora* do que naquela de *J. mollissima* (Figura 13b, 13c).

Tabela 6 – Espécies e famílias de FMA indicadoras nos embasamentos (cristalino e sedimentar) e na rizosfera de *Jatropha mollissima*, *J. mutabilis* e *Mimosa tenuiflora*, na Caatinga.

<b>Família/Espécies de FMA</b>	<b>Indval (%)</b>	<b>P</b>
<b>Cristalino</b>		
<i>Acaulospora reducta</i>	38.7	0.027
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	56	0.001
<i>Claroideoglomerus etunicatum</i>	42.4	0.006
<i>Funneliformis mosseae</i>	41.5	0.024
<i>Glomus glomerulatum</i>	53.5	0.011
<i>Glomus</i> sp. 4	49	0.001
<b>Sedimentar</b>		
Intraornatosporaceae	55.9	0.002
Scutellosporaceae	41.7	0.013
<i>Acaulospora mellea</i>	56	0.002
<i>Paradentiscutata bahiana</i>	37.2	0.024
<i>Paradentiscutata maritima</i>	37.4	0.016
<b><i>Jatropha mollissima</i></b>		
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	52.7	0.004
<i>Acaulospora spinosa</i>	36.5	0.019
<i>Funneliformis mosseae</i>	43.9	0.014
<i>Fuscutata aurea</i>	36.5	0.016
<i>Glomus glomerulatum</i>	55.3	0.023
<i>Glomus</i> sp. 4	55.8	0.001
<i>Pacispora</i> sp.	40.6	0.004
<b><i>Jatropha mutabilis</i></b>		
Intraornatosporaceae	59.5	0.002
<i>Acaulospora denticulata</i>	36.5	0.012
<i>Acaulospora reducta</i>	40.6	0.015
<i>Gigaspora decipiens</i>	33.8	0.046
<i>Racocetra fulgida</i>	36.5	0.009
<i>Racocetra gregaria</i>	52.4	0.001
<b><i>Mimosa tenuiflora</i></b>		
<i>Acaulospora mellea</i>	61.9	0.001
<i>Glomus nanolumen</i>	31.6	0.040
<i>Paradentiscutata bahiana</i>	41.5	0.004
<i>Paradentiscutata maritima</i>	41.8	0.004
<i>Scutellospora calospora</i>	31.6	0.034
<b><i>J. mollissima</i> e <i>J. mutabilis</i></b>		
Entrophosporaceae	53.2	0.003
<b><i>J. mutabilis</i> e <i>M. tenuiflora</i></b>		
Ambisporaceae	83.8	0.002
Acaulosporaceae	83.8	0.002

Figura 32 – Predominância de glomerosporos, por ordens de FMA, em áreas de embasamento cristalino e sedimentar, na Caatinga.

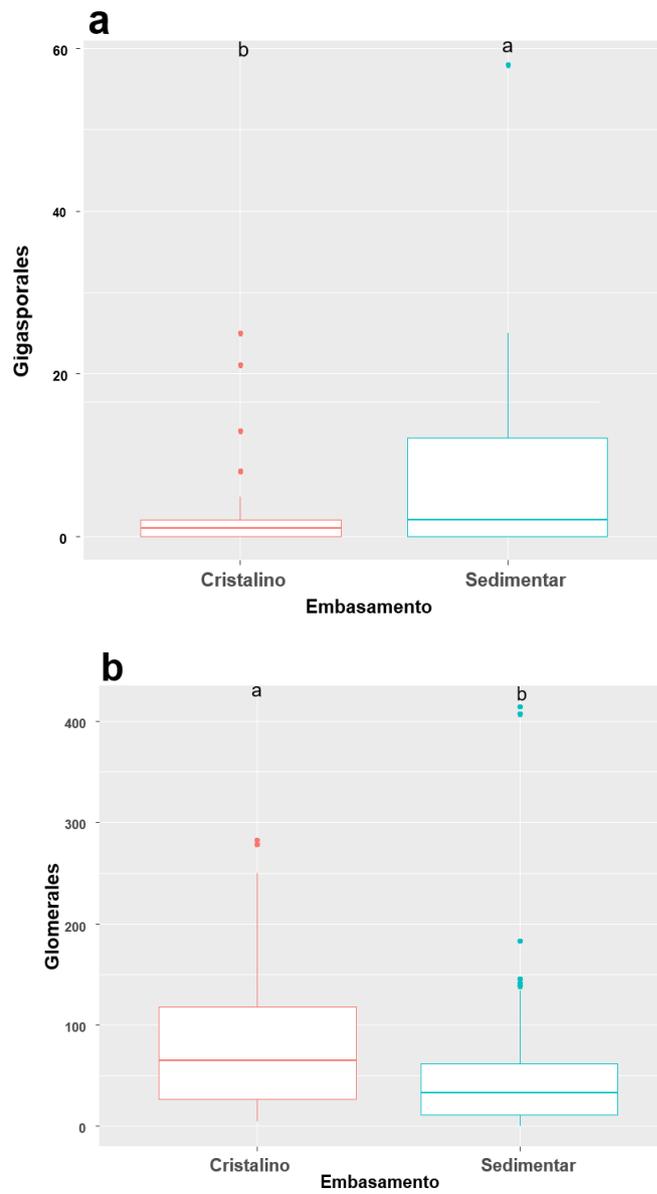
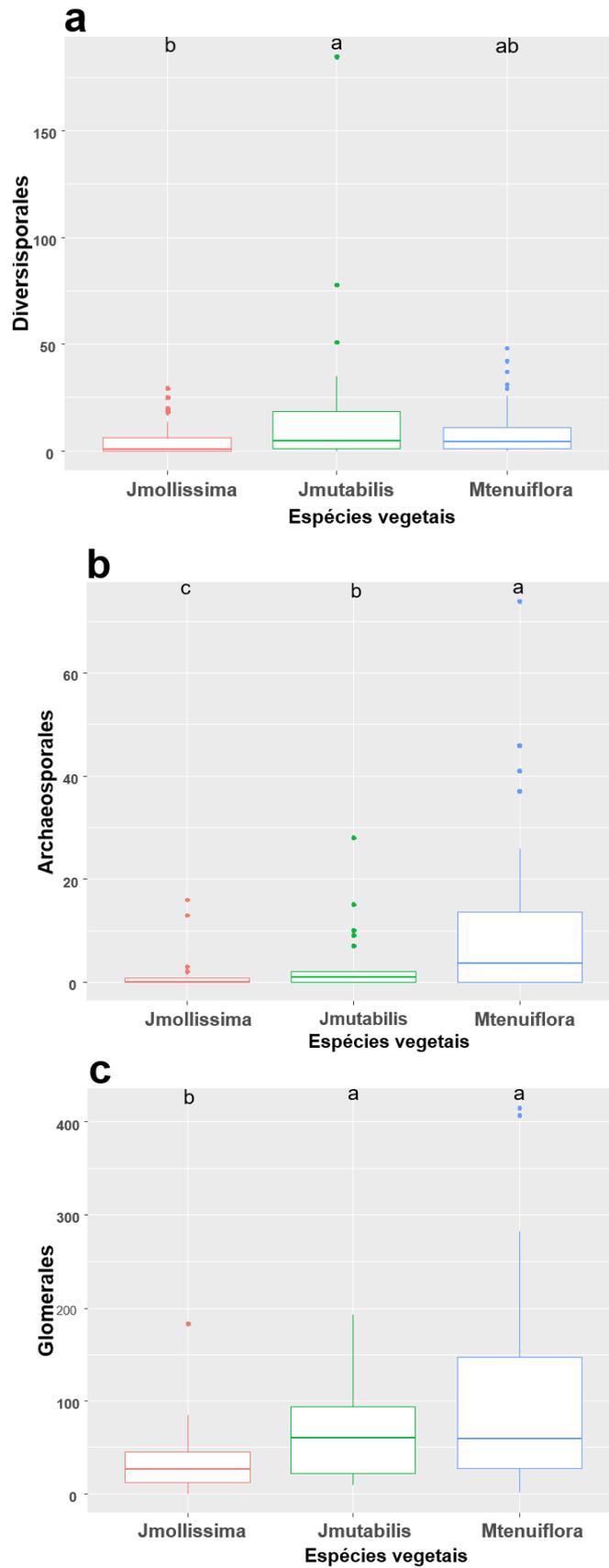


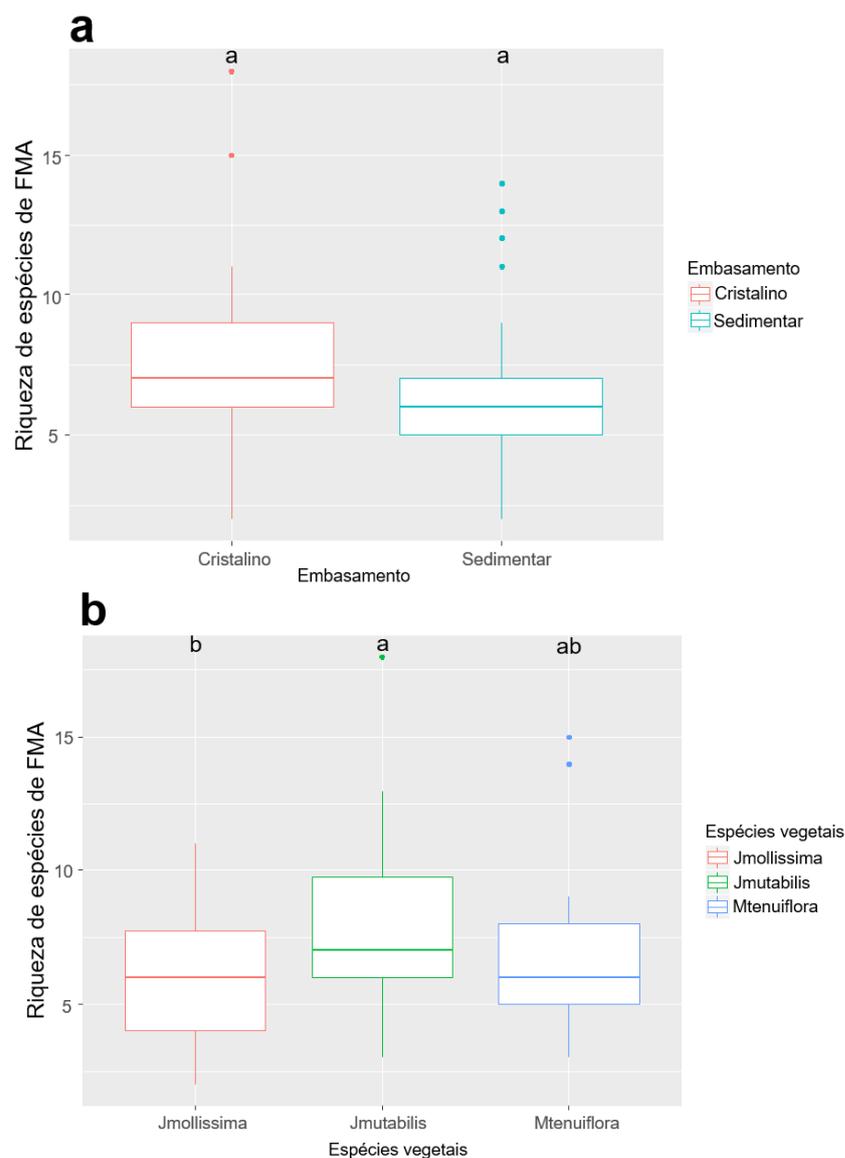
Figura 43 – Predominância de glomerosporos, por ordens de FMA, na rizosfera de *Jatropha mollissima*, *J. mutabilis* e *Mimosa tenuiflora*, na Caatinga.



#### 4.5 RIQUEZA DE FMA, DIVERSIDADE E NÚMERO DE GLOMEROSPOROS.

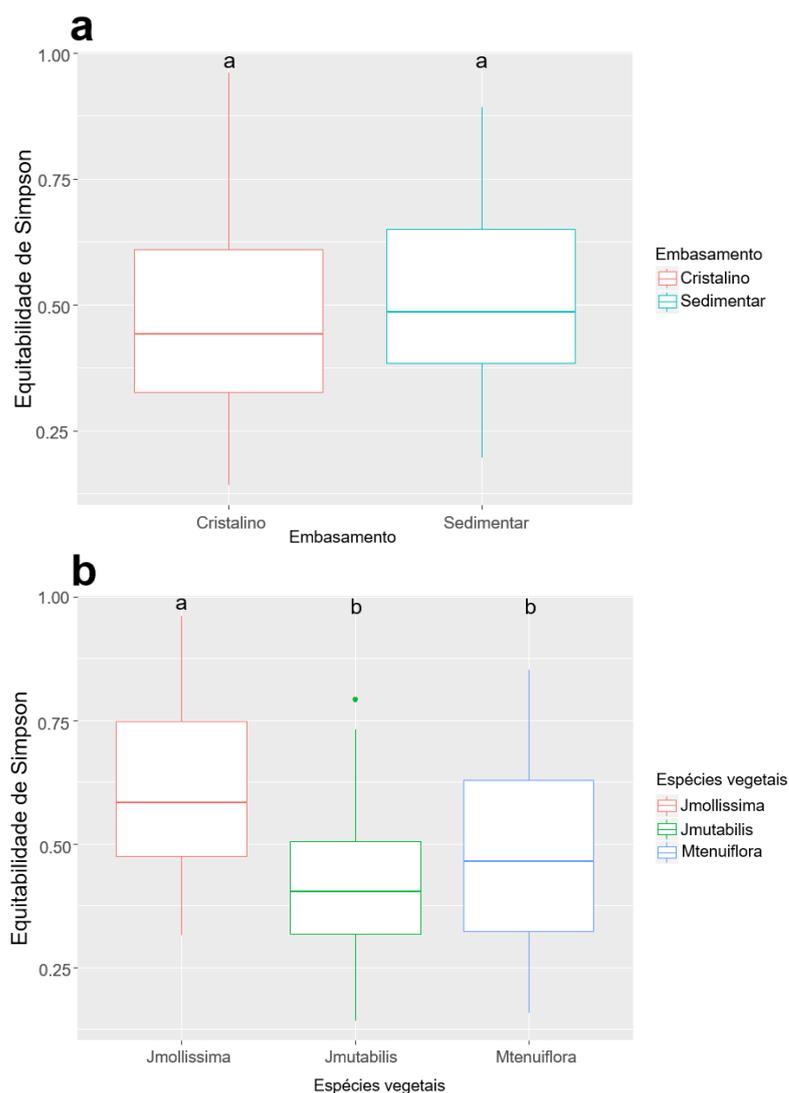
Não houve diferença na riqueza de táxons de FMA entre os tipos de embasamento ( $F= 2.52$ ,  $df= 1$ ,  $P= 0.11$ ) (Figura 14a). Nas áreas de embasamento cristalino foram registradas 66 espécies de FMA, com a riqueza de táxons variando de dois a 18 táxons por amostra. Para áreas com embasamento sedimentar a riqueza variou de dois a 14 por amostra, sendo identificados 64 táxons no total. Foi registrada diferença na riqueza de FMA associada às espécies vegetais ( $F= 4.58$ ,  $df= 2$ ,  $P= 0.01$ ) (Figura 14b).

Figura 14 – Riqueza de táxons de FMA, em solos com embasamentos cristalino e sedimentar (a), e na rizosfera de *Jatropha mollissima*, *J. mutabilis* e *Mimosa tenuiflora* (b) na Caatinga.



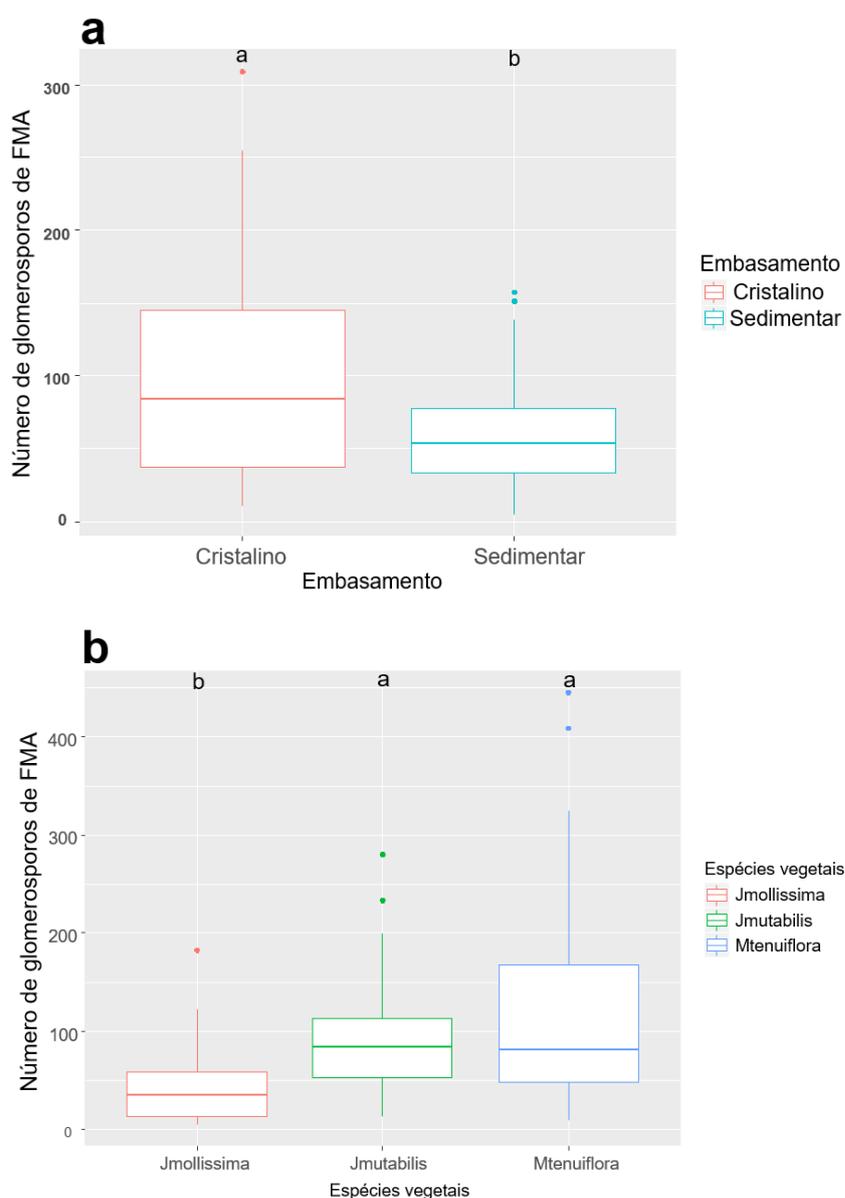
A diversidade de espécies de FMA não diferiu entre as rizosferas estudadas nos embasamentos, com base nos índices de Shannon ( $F= 0.09$ ,  $df= 1$ ,  $P= 0.75$ ) e de Simpson ( $F= 0.001$ ,  $df= 1$ ,  $P= 0.97$ ). Com base no índice de dominância de Simpson ( $F= 0.005$ ,  $df= 1$ ,  $P= 0.94$ ) e índice de equitabilidade de Simpson ( $F= 0.005$ ,  $df= 1$ ,  $P= 0.94$ ) (Figura 15a), também não houve diferença considerando os tipos de embasamento. Esses índices também não diferiram em relação ao fator espécie vegetal (diversidade de Shannon  $F= 0.13$ ,  $df= 2$ ,  $P= 0.87$ ; diversidade de Simpson  $F= 0.02$ ,  $df= 2$ ,  $P= 0.97$ ; dominância de Simpson  $F= 0.25$ ,  $df= 2$ ,  $P= 0.77$ ). Contudo, o índice de equitabilidade de Simpson foi sensível ( $F= 5.62$ ,  $df= 8.07$ ,  $P= 0.0005$ ) para mostrar maior valor de equitabilidade relacionado às amostras coletadas na rizosfera de *J. mollissima* (Figura 15b).

Figura 15 – índice de equitabilidade (Simpson) em solos com embasamentos cristalino e sedimentar (a), e na rizosfera de *Jatropha mollissima*, *J. mutabilis* e *Mimosa tenuiflora* (b) na Caatinga.



O número de glomerosporos diferiu entre os tipos de embasamento ( $F= 5.24$ ,  $df= 1$ ,  $P= 0.02$ ), com maior quantidade em amostras de solo do cristalino do que nas amostras de áreas sedimentares (Figura 16a). De forma geral, o número de glomerosporos recuperados variou de cinco a 446 glomerosporos em 100 g de solo. Em relação ao encontrado na rizosfera das espécies vegetais também houve diferença ( $F= 15.59$ ,  $df= 2$ ,  $P< 0.001$ ), com menor número de glomerosporos na rizosfera de *J. mollissima* em comparação com a rizosfera das outras duas espécies (Figura 16b).

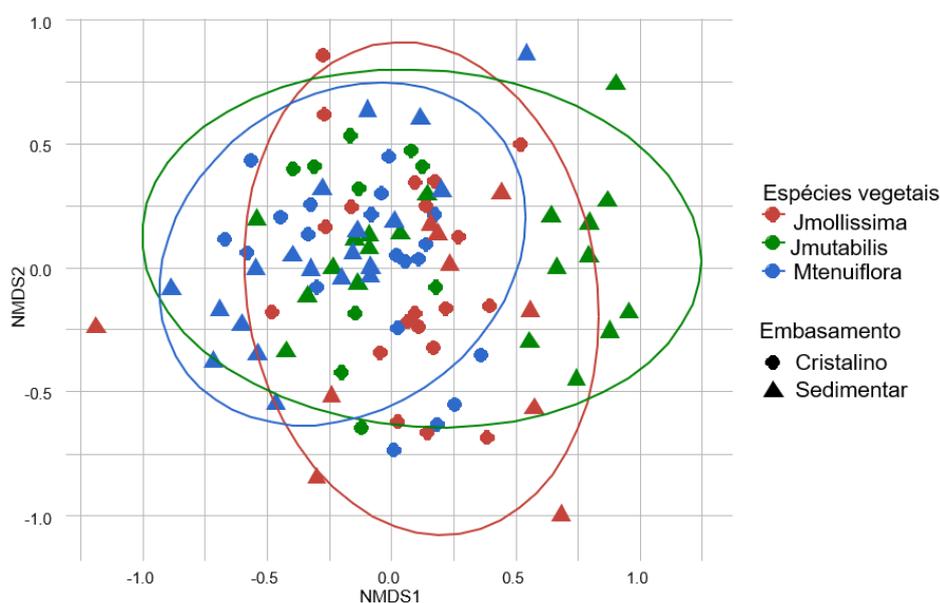
Figura 16 – Número de glomerosporos nas áreas de embasamento cristalino e sedimentar (a) e na rizosfera de *J. mollissima*, *J. mutabilis* e *M. tenuiflora* (b) na Caatinga.



#### 4.6 COMPOSIÇÃO DAS COMUNIDADES DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES

Com base na análise de PERMANOVA, a composição das comunidades de FMA difere entre os tipos de embasamento ( $F= 6.554$ ,  $df=1$ ,  $R^2=0.062$ ,  $P< 0.0001$ ) e entre as rizosferas das espécies vegetais estudadas ( $F= 3.585$ ,  $df=2$ ,  $R^2=0.068$ ,  $P<0.0001$ ) (Figura 17).

Figura 17 – Análise de escalonamento multidimensional não métrico (NMDS) baseada na composição das comunidades de FMA considerando tipos de embasamento geológico e espécies vegetais.

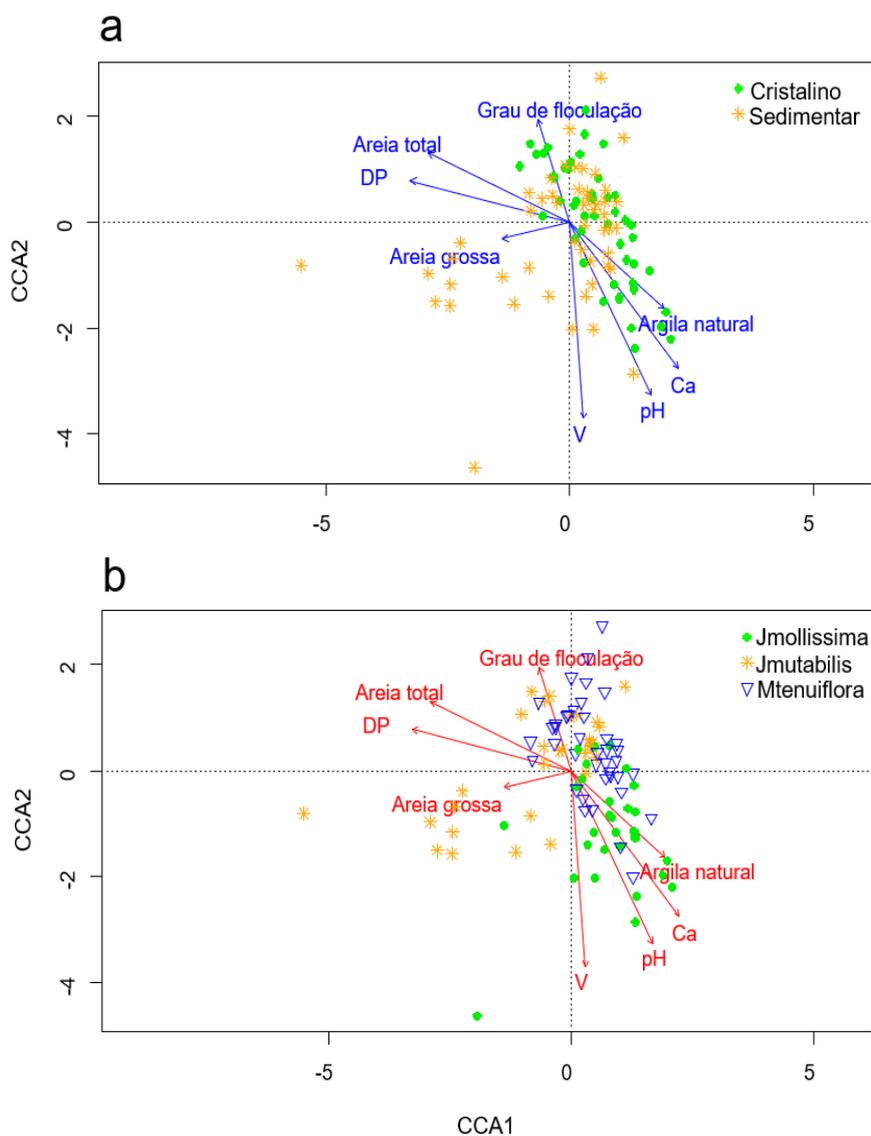


Para os resultados da Análise de Correspondência Destendenciada (DCA), onde o comprimento do primeiro eixo da DCA foi superior a cinco, foi escolhida a Análise de Correspondência Canônica (CCA) por ser o método de ordenamento mais adequado nesse caso. As análises de ordenação do CCA das comunidades de FMA nas rizosferas estudadas foram realizadas usando variáveis explicativas selecionadas após a exclusão das variáveis colineares. O melhor modelo apresentou as seguintes variáveis: densidade de partículas do solo (SPD), argila natural, floculação, areia total, areia grossa, pH, cálcio (Ca) e saturação de bases (V) (Figura 18).

Com base na CCA observa-se que atributos físicos e químicos do solo estruturam a composição de comunidades de FMA na rizosfera das espécies vegetais

dominantes em áreas de embasamento cristalino e sedimentar (Figura 18). Argila natural, Ca, pH e V estão mais correlacionados com as comunidades encontradas nas áreas cristalinas, enquanto areia grossa, floculação e densidade de partículas (DP) com as encontradas nas áreas sedimentares (Figura 7a). Esses mesmos atributos (argila natural, Ca, pH e V) também estão correlacionados com as comunidades de FMA registradas na rizosfera da *J. mollissima*; a areia grossa e o grau de floculação relacionam-se com as comunidades de FMA na rizosfera de *J. mutabilis*, enquanto as comunidades encontradas na rizosfera da *M. tenuiflora* estão mais correlacionadas com o grau de floculação (Figura 7b).

Figura 18 – Análise de correspondência canônica (CCA) considerando tipos de embasamento geológico (a) e espécies vegetais (b), na Caatinga.



## 5 DISCUSSÃO

Neste trabalho foi investigada a influência de espécies vegetais dominantes em áreas de Caatinga, com embasamento cristalino e sedimentar, sobre as comunidades de FMA, baseando a identificação das espécies na análise morfológica dos glomerosporos extraídos das amostras de solo do campo e de culturas armadilha.

Os 73 táxons de FMA identificados ao nível de espécie neste estudo correspondem a 22,7 % da riqueza mundial de FMA (321 espécies), 44,5% da riqueza de FMA nas florestas tropicais secas (164 espécies) e a 46,5% da riqueza para o Brasil (157 espécies) (GOTO; JOBIM, 2019: <https://glomeromycota.wixsite.com/lbmicorrizas>; MAIA et al. 2015; MARINHO et al., 2018). Os dados reforçam a visão de que a Caatinga abriga alta diversidade de FMA e configura-se como área prioritária para conservação *in situ* desses microrganismos, visto que esses são reguladores da dinâmica e funcionalidade de ecossistemas (MAHMOUDI et al., 2019; MARTÍNEZ-GARCÍA et al., 2011), como os da Caatinga.

Embora o esforço amostral não tenha sido suficiente para recuperar todos os táxons esperados, e com base na análise de extrapolação seria necessário coletar o dobro de amostras (n = 200) para representar toda a riqueza de FMA nas áreas. Para a região semiárida outros trabalhos que utilizaram a curva de acumulação de espécies, a amostragem realizada também foi insuficiente para recuperar o número total de espécies (DE ASSIS et al., 2018; MARINHO et al., 2019; PONTES et al., 2017a; TEIXEIRA-RIOS et al., 2013).

As espécies de FMA registradas nas áreas estudadas têm sido comumente identificadas em áreas semiáridas do Brasil e do mundo (MAIA et al., 2010; PALENZUELA et al., 2010; PONTES et al., 2017; SOUZA; FREITAS, 2017; DE ASSIS et al., 2018; CHIMAL-SÁNCHEZ et al., 2019; MARINHO et al., 2019).

Os gêneros com maior riqueza de táxons: *Acaulospora* (22 táxons), *Glomus* (14) e *Rhizoglomus* (11) juntos somaram 49% do número de espécies de FMA registrados neste estudo. A predominância de espécies de *Acaulospora* e *Glomus* corrobora os dados de outros trabalhos na Caatinga (SILVA et al., 2014; DE ASSIS et al., 2018; MARINHO et al., 2019). Mas também em outros ecossistemas como o Cerrado (FERREIRA et al., 2008; PONTES et al., 2017b), Mata Atlântica (BONFIM et al., 2016; PEREIRA et al., 2014), em fitosionomias do Pantanal (GOMIDE et al., 2014) e Amazônia (CAPRONI et al., 2018; STÜRMER; SIQUEIRA, 2011). As espécies desses

gêneros apresentam elevada esporulação, com a produção de esporos pequenos que podem ser facilmente dispersos (DANDAN; ZHIWEI, 2007). Além disso, muitas espécies de *Acaulospora* e *Glomus* apresentam ampla faixa de tolerância a diversos tipos de solos (OEHL et al., 2010), e elevada esporulação em áreas semiáridas (CHAUDHARY et al., 2014; SOUSA et al., 2014, SILVA et al., 2014, ALGUACIL et al., 2016; OYEDIRAN et al., 2018; MAHMOUDI et al., 2019; MARINHO et al., 2019). A predominância de espécies de *Acaulospora* nesse estudo pode estar relacionada ao caráter intrínseco das espécies desse gênero, uma vez que são descritas como estresses tolerantes, adaptando-se às mais adversas condições ambientais (CHAGNON et al., 2013). *Rhizoglomus* apresenta táxons com ampla distribuição geográfica (SAVARY et al., 2018), sendo relatados como prevalentes em áreas tropicais (PONTES et al., 2017, WINAGRASKI et al., 2019).

Dentre todas as espécies recuperadas, *Glomus brohultii*, *G. glomerulatum* e *G. macrocarpum* foram as mais abundantes nas áreas estudadas, em número de glomerosporos. Táxons de Glomerales podem ser classificados como ruderais por apresentarem alta taxa de crescimento e elevada produção de esporos (CHAGNON et al., 2013), sendo também comumente encontrados no semiárido (CHAUDHARY et al., 2014; SILVA et al., 2014; MARINHO et al., 2019 ) e em áreas tropicais (DA SILVA et al., 2017b; PONTES et al 2017a, VIEIRA et al., 2019, VIEIRA et al., 2020).

Com o auxílio de culturas armadilha foi possível identificar nove espécies de FMA pertencentes aos gêneros *Acaulospora*, *Corymbiglomus*, *Paraglomus*, *Rhizoglomus* e *Septoglomus*, não detectadas diretamente das amostras de campo, evidenciando a importância dessa técnica para complementar os estudos de diversidade dos FMA. A cultura armadilha é uma técnica que permite acessar e identificar os táxons de FMA que não estavam esporulando durante o momento da coleta ou que não apresentavam características suficientes para sua identificação (KUMAR; SINGH, 2019; LEAL et al., 2018). Destaca-se o fato de *A. mellea* ter produzido quantidade relativamente maior de glomerosporos nas culturas armadilha do que o encontrado em campo, em amostras de áreas do cristalino. *Acaulospora* sp. 5 também multiplicou bem na cultura armadilha com solo da rizosfera de *M. tenuiflora*, coletado em área do cristalino, mas não esporulou a partir de outras amostras de campo. Em outros trabalhos representantes de *Acaulospora* também esporulam mais abundantemente em amostras provenientes de culturas armadilha (Oehl et al. 2004; Leal et al. 2009; Leal et al. 2018), podendo estar relacionadas à estratégia de vida adotada pelas espécies de FMA

(estrategistas-k, estrategista-r), nesse caso, estratégia r, na qual o fungo aloca a maior parte do carbono na esporulação (Leal et al. 2009).

A menor riqueza de FMA, recuperada a partir das amostras de culturas (48) em comparação com a riqueza obtida nas amostras de campo (87), pode ser explicada pelas condições que esses fungos experimentam na casa de vegetação, diferentes daquela do campo e ainda pela incompatibilidade que pode existir em relação à planta hospedeira, ocasionando baixa esporulação por algumas espécies, e menor plasticidade das espécies às condições impostas (JANSAN et al. 2014; LEAL et al. 2009).

Os resultados mostram que as comunidades de FMA diferem entre as áreas de embasamento cristalino e sedimentar, confirmando a primeira hipótese. Vários trabalhos têm demonstrado que atributos do solo atuam como filtros ambientais para as comunidades de FMA (DAVISON et al., 2015, DE ASSIS et al., 2018; MAHMOUDI et al., 2019; MARTÍNEZ-GARCÍA et al., 2011; OEHL et al., 2010; TIAN et al., 2009; VÁLYI et al., 2016), portanto era esperado encontrar diferenças na composição das comunidades de FMA associadas às áreas de cristalino e sedimentar, pois esses ambientes apresentam diferentes formações hidrológicas, pedológicas e geomorfológicas (MORO et al., 2016, SILVA et al., 2017). Como foi observado também em relação a variações encontradas nas propriedades químicas e físicas do solo entre os embasamentos; por exemplo, as áreas cristalinas de modo geral apresentam maiores valores de fósforo, V (saturação por bases), maior capacidade de troca de cátions (CTC) e matéria orgânica o que confirma a heterogeneidade desses ambientes.

Além dos tipos de embasamento, foram registradas diferentes comunidades de FMA associadas à rizosfera das plantas estudadas, confirmando a segunda hipótese. As espécies vegetais respondem de forma diferenciada aos FMA, algumas sendo altamente seletivas e outras generalistas (SCHEUBLIN et al., 2004). Veresoglou; Rillig (2014) mencionaram que espécies vegetais filogeneticamente relacionadas comumente apresentam distintas comunidades, como observado no presente estudo; solos coletados na rizosfera das duas espécies de *Jatropha*, no mesmo ou em diferentes locais, apresentaram comunidades de FMA diversas, o que pode estar relacionado à estratégia de vida do fungo e/ou do vegetal (VERESOGLOU; RILLIG, 2014).

Os fatores selecionados como estruturadores da composição das comunidades de FMA entre os embasamentos e espécies vegetais neste estudo (densidade de partículas do solo, argila natural, floculação, areia total, areia grossa, pH, cálcio e saturação de bases), também foram relatados em outros trabalhos como determinantes das

comunidades de FMA. Exemplos são: pH (ALGUACIL et al., 2016; DA SILVA et al., 2017a; MARINHO et al., 2019; DE MELLO et al., 2018; PONTES et al., 2017); argila (DA SILVA et al., 2017a, DE ASSIS et al., 2018; MARINHO et al., 2019; PONTES et al., 2017; VIEIRA et al., 2020); conteúdo de areia (DA SILVA et al., 2017c; DE MELLO et al., 2018; PONTES et al., 2017; SOUSA et al., 2018; ZHAO et al., 2016); saturação de bases (DA SILVA et al., 2017c; MARINHO et al., 2019; PONTES et al., 2017) e cálcio (DE MELLO et al., 2018; PONTES et al., 2017). Portanto, confirma-se que fatores edáficos desempenham forte impacto na ocorrência dos FMA (AN et al., 2008; DUMBRELL et al., 2010, GAI et al., 2009; HU et al., 2013; MARTÍNEZ-GARCÍA et al., 2011, MINGGUI et al., 2012), o que também confirma a terceira hipótese. O pH é capaz de influenciar a solubilidade, mobilidade e biodisponibilidade de alguns íons e nutrientes do solo para o vegetal (NEINA, 2019). Macronutrientes (e.g. cálcio), micronutrientes, distribuição dos tamanhos da partícula (areia fina, areia grossa) são responsáveis por afetar as propriedades do solo, seja na estrutura, porosidade, capacidade de retenção de água e/ou capacidade de troca catiônica (CHAUDHARY, 2008), e assim influenciam a composição das comunidades de FMA.

O número de glomerosporos recuperados nas amostras variou de cinco a 446 glomerosporos em 100 g de solo. Em solos de ecossistemas áridos e semiáridos, como os de florestas tropicais secas, a taxa de esporulação é bastante variável (de um a 2,8 glomerosporos em  $g^{-1}$  de solo), sendo comumente baixa (DEVEAUTOUR et al., 2019; PAGANO et al., 2019). Para o semiárido brasileiro, e na Caatinga em particular, tem sido registrada baixa densidade de glomerosporos (PEREIRA et al., 2020) com variação de zero a 1000 em  $100 g^{-1}$  de solo, e menor número em áreas sob impacto ambiental (MAIA et al., 2010). A alta variação do número de glomerosporos recuperados pode ser associada a diferentes fatores, incluindo: espécies e estado fisiológico dos vegetais, estratégia de vida do fungo, compatibilidade genética entre os simbiontes, relação FMA-planta-solo, estações do ano em que foi realizada a amostragem, tipos de ecossistemas, entre outros (BRUNDRETT, 2002; COFRÉ et al., 2019; DA SILVA et al. 2017b; DE ASSIS et al. 2018; MARINHO et al. 2019, SILVA et al., 2014). A esporulação é um processo que requer ainda condições ambientais favoráveis não apenas para o fungo, mas também para o desenvolvimento do vegetal (DEVEAUTOUR et al., 2019).

Embora os índices de diversidade não tenham sido sensíveis para mostrar diferenças nas comunidades de FMA em relação aos fatores embasamento e espécies

vegetais, foi possível observar diferença na dominância, com predomínio de glomerosporos de certas ordens de Glomeromycota em relação às áreas (cristalino ou sedimentar) e à rizosfera das espécies vegetais, assim como diferença entre as espécies indicadoras para os dois fatores testados. Isso pode estar relacionado com as condições abióticas locais, como textura do solo, concentrações de macro e micronutrientes, e modificações naturais da paisagem, que exercem papel fundamental sobre os FMA (DANDAN; ZHIWEI, 2007; SOUSA et al., 2018; VÁLYI et al., 2016). Apesar desses fungos serem conhecidos pela não especificidade de hospedeiro (ÖPIK et al., 2009), podem apresentar preferências por certas espécies/grupos vegetais (LI et al. 2010, TORRECILLAS et al., 2012). A diferença observada nas comunidades de FMA entre as rizosferas estudadas pode ser justificada ainda pelo fato de que as espécies vegetais exploram de modo diferente os recursos do solo, criando seu próprio nicho (TERRADAS et al., 2009; VAN DER HEIJDEN et al., 1998, 2006) e desse modo selecionando as espécies de FMA.

Dentre as espécies consideradas indicadoras para os embasamentos, dois representantes de Gigasporales: *Paradentiscutata bahiana* e *Paradentiscutata maritima* foram indicadoras do embasamento sedimentar, assim como a família a qual pertencem (Intraornatosporaceae). Confirmado a preferência desses por áreas arenosas (LEKBERG et al., 2007). Assim como apontados em outros estudos (DE ASSIS et al., 2018; MARINHO et al., 2019). Essas espécies também foram indicadoras para a rizosfera da *Mimosa tenuiflora*, De Sousa et al. (2016) verificaram alta abundância de espécies de Gigasporales associados a rizosfera dessa espécie vegetal. Espécies indicadoras quando presentes, revelam um conjunto de condições particulares do seu ambiente de ocorrência, o que pode indicar também seu caráter competitivo e adaptativo as condições locais (DA SILVA et al., 2015).

A predominância de glomerosporos de Glomerales nas áreas cristalinas e na rizosfera da *Mimosa tenuiflora* pode estar associada ao fato de estarem adaptados a diversas condições de solo, como os que ocorrem nessas áreas; além disso, representantes dessa ordem são os primeiros a colonizar as plantas, apresentando maior dispersão, e investindo na produção de biomassa intraradicular e produção de esporos (HART; READER, 2002, CHAGNON et al., 2013, WILLIS et al., 2013).

## 6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Este trabalho é o primeiro a investigar a influência de espécies vegetais dominantes em áreas de Caatinga com embasamentos cristalino e sedimentar, sobre as comunidades de FMA, e amplia o conhecimento acerca da diversidade e dos principais fatores estruturadores da composição de comunidades de FMA em áreas semiáridas.

As áreas de Caatinga estudadas abrigam elevada diversidade de FMA, representada por 96 táxons, distribuídos em 23 gêneros e 13 famílias, com predominância de espécies de *Acaulospora*, *Glomus* e *Rhizoglomus*. Há predomínio de glomerosporos de Glomerales nas áreas cristalinas e na rizosfera da *M. tenuiflora* e de glomerosporos de Gigasporales nas áreas sedimentares.

A riqueza e a diversidade de táxons não diferem entre as áreas estudadas, mas a composição das comunidades de FMA é diferente entre as áreas de Caatinga sob embasamento cristalino e sedimentar, assim como entre a rizosfera de *Jatropha mollissima*, *J. mutabilis* e *Mimosa tenuiflora*.

A composição dessas comunidades de FMA é influenciada pelas espécies vegetais, e estruturada pelos tipos de embasamentos (cristalino e sedimentar), mas principalmente por propriedades químicas e físicas do solo (areia grossa, areia total, argila natural, cálcio, densidade de partícula do solo, flocculação, pH e saturação de bases).

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AB'SÁBER, A. N. Dossiê Nordeste seco – sertões e sertanejos: uma geografia humana sofrida. **Estudos Avançados**, v. 13, n. 36, p. 1–59, 1999.
- ALGUACIL, M. D. M. et al. Soil characteristics driving arbuscular mycorrhizal fungal communities in Semiarid Mediterranean Soils. **Appl Environ Microbiol**, v. 82, n. 11, p. 3348–3356, 2016.
- ALZARHANI, A. K. et al. Are drivers of root-associated fungal community structure context specific? **ISME Journal**, v. 13, n. 5. p. 1330–1344, 2019.
- ALVES, J. J. A. Geocologia da Caatinga no semi-árido do Nordeste brasileiro. **Climatologia e Estudos da Paisagem**, v. 2, n. 1, p. 58–71, 2007.
- AN, G. H. et al. Community structure of arbuscular mycorrhizal fungi associated with pioneer grass species *Miscanthus sinensis* in acid sulfate soils: habitat segregation along pH gradients. **Soil Science and Plant Nutrition**, v. 54, n. 4, p. 517–528, 2008.
- APG - Angiosperm Phylogeny Group, 2016. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG IV. **Botanical Journal of the Linnean Society**, v.181, p.1–20, 2016.
- ASLANI, F. et al. The role of arbuscular mycorrhizal fungi in plant invasion trajectory. **Plant and Soil**, v. 441, n.1, p. 1–14. 2019.
- BALÁZS, T. K. et al. Spore-based study of arbuscular mycorrhizal fungi of semiarid sandy areas in Hungary, with *Diversispora jakucsiae* sp. nov. **Mycological Progress**, v. 14, n. 1, p. 1–11, 2015.
- BARBOSA, M. D. et al. Floristic and phytosociology of tree and shrub species in caatinga area in Arcoverde, Pernambuco, Brazil. **Revista Árvore**, v. 36. n. 5, p. 851–858, 2012.
- BEARE, M. H. et al. Influences of mycelial fungi on soil aggregation and organic matter storage in conventional and no-tillage soils. **Applied Soil Ecology**, v. 5, n. 3, p. 211–219, 1997.
- BEECH, E. et al. GlobalTreeSearch: The first complete global database of tree species and country distributions. **Journal of Sustainable Forestry**, v. 36, n. 5, p. 454–489, 2017.
- BENCHERIF, K. et al. Soil and seasons affect arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Tamarix* rhizosphere in arid and semi-arid steppes. **Applied Soil Ecology**, v. 107, p. 182–190, 2016.
- BIANCIOOTTO, V.; BONFANTE, P. Presymbiotic versus symbiotic phase in Arbuscular Endomycorrhizal Fungi. In: VARMA, A.; ROCK, B. (Eds.), **Mycorrhiza**, 2nd Ed. Springer-Verlag Berlin Reidelberg, p. 229-250. 1999.
- BŁASZKOWSKI, J. **Glomeromycota**. W Szafer Institute of Botany Polish Academy of Sciences, Kraków. p.304. 2012.
- BONFANTE, P.; DESIRÒ, A. Arbuscular mycorrhizas: the lives of beneficial fungi and their plant hosts. **Principles of plant-microbe interactions**. Springer International Publishing, Switzerland, p. 335– 245, 2015.
- BONFANTE, P.; GENRE, A. Mechanisms underlying beneficial plant–fungus interactions in mycorrhizal symbiosis. **Nature Communications**, v.1, n. 48, p.1–11, 2010.
- BONFIM, J. A et al. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in a Brazilian Atlantic forest toposequence. **Microbial Ecology**, v. 71, p. 164–177, 2016.
- BRUNDRETT, M. C. Coevolution of roots and mycorrhiza of land plants. **New Phytologist**, v. 154, n. 2, p. 275–304, 2002.

- BRUNDRETT, M. C.; TEDERSOO, L. Evolutionary history of mycorrhizal symbioses and global host plant diversity. **New Phytologist**, v. 220, p.1108–1115, 2018.
- BRUNDRETT, M. Mycorrhizas in natural ecosystems. **Advances in Ecological Research**, v. 21, p. 171–313, 1991.
- BRUNDRETT, M.; MELVILLE, L.; PETERSON, L. **Practical methods in Mycorrhiza Research**. Mycologue Publications, University of Guelph, Guelph, Ontario. 1994.
- CÁCERES, M. D.; LEGENDRE, P. Associations between species and groups of sites: indices and statistical inference. **Ecology**, v. 90, n. 12, p.3566–3574, 2009.
- CALIXTO JÚNIOR, J. T. et al. Estrutura e distribuição espacial de *Mimosa tenuiflora* (Willd.) Poir. em dois fragmentos de Caatinga em Pernambuco. **Revista Caatinga**, v. 24, n. 2, p. 95–100, 2011.
- CAPRONI, A, L. et al. Diversity of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in an Amazon Environment after Mining. **Floresta Ambient**, v. 25, n. 3, e20150224, 2018.
- CARNEIRO, R. F. V. et al. Fungos micorrízicos arbusculares como indicadores da recuperação de áreas degradadas no Nordeste do Brasil. **Revista Ciência Agrônômica**, v. 43, n. 4, p. 648–657, 2012.
- CHAGNON, P. L. et al. A trait-based framework to understand life history of mycorrhizal fungi. **Trends in Plant Science**, v. 18, n. 9, p. 484–491, 2013.
- CHAUDHARY, V. B. et al. Macroecology of microbes–biogeography of the Glomeromycota. **Mycorrhiza**, p. 529–563, 2008.
- CHAUDHARY, V. B. et al. Multiscale patterns of arbuscular mycorrhizal fungal abundance and diversity in semiarid shrublands. **Fungal Ecology**, v. 12, p. 32–43, 2014.
- CHEN, M. et al. Beneficial services of arbuscular mycorrhizal fungi – from ecology to application. **Frontiers in Plant Science**, v. 9, n. September, p. 1–14, 2018.
- CHIMAL-SÁNCHEZ, E. et al. El Efecto del fuego en la riqueza de especies de hongos micorrizógenos arbusculares asociada a plantas de matorral xerófilo en el Parque Ecológico “Cubitos”. **Tip**, v. 18, n. 2, p. 107–115, 2015.
- CHIMAL-SÁNCHEZ, E. et al. *Septoglomus mexicanum*, a new species of arbuscular mycorrhizal fungi from semiarid regions in Mexico. **Mycologia**, 1–12, 2019.
- COFRÉ, M. N. et al. Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in South America: A Review. In: PAGANO M, LUGO M. (eds). **Mycorrhizal fungi in South America**. Cham, Switzerland: Springer, p.49–72, 2019.
- COMINELLI, E. et al. Genetic approaches to improve common bean nutritional quality: current knowledge and future perspectives. In: QURESHI, A. M. I.; DAR, Z. A.; WANI, S. H (Eds.), **Quality Breeding in Field Crops**, Springer Nature, Switzerland, pp. 109–138, 2019.
- CPRM. Serviço Geológico do Brasil. Projeto Cadastro de Fontes de Abastecimento por Água Subterrânea. **Diagnóstico do Município de Arcoverde, estado de Pernambuco**. MASCARENHAS, J.C. et al. (orgs) Recife: CPRM/PRODEEM, 2005a. Disponível em: <[http://rigeo.cprm.gov.br/xmlui/bitstream/handle/doc/15769/Rel\\_Arcoverde.pdf?sequence=2](http://rigeo.cprm.gov.br/xmlui/bitstream/handle/doc/15769/Rel_Arcoverde.pdf?sequence=2)>. Acesso em: 17 jun 2019.
- CPRM- Serviço Geológico do Brasil. Projeto Cadastro de Fontes de Abastecimento por Água Subterrânea. **Diagnóstico do Município de Casa Nova – Bahia**. VIEIRA, A.T. et al. (orgs) Salvador: CPRM/PRODEEM, 2005b. Disponível em:

- <[http://rigeo.cprm.gov.br/xmlui/bitstream/handle/doc/16838/Rel\\_Casa%20Nova.pdf?sequence=1](http://rigeo.cprm.gov.br/xmlui/bitstream/handle/doc/16838/Rel_Casa%20Nova.pdf?sequence=1)>. Acesso em: 22 dez 2019.
- CPRM. Serviço Geológico do Brasil. Projeto Cadastro de Fontes de Abastecimento por Água Subterrânea. **Diagnóstico do Município de Petrolina, estado de Pernambuco**. MASCARENHAS, J.C. et al. (orgs) Recife: CPRM/PRODEEM, 2005c. Disponível em: <[http://rigeo.cprm.gov.br/jspui/bitstream/doc/16562/1/Rel\\_Petrolina.pdf](http://rigeo.cprm.gov.br/jspui/bitstream/doc/16562/1/Rel_Petrolina.pdf)>. Acesso em: 24 jun 2019.
- CPRM. Serviço Geológico do Brasil. Projeto Cadastro de Fontes de Abastecimento por Água Subterrânea. **Diagnóstico do Município de Tupanatinga, estado de Pernambuco**. MASCARENHAS, J.C. et al. (orgs) Recife: CPRM/PRODEEM, 2005d. Disponível em: <[http://rigeo.cprm.gov.br/xmlui/bitstream/handle/doc/16990/Rel\\_Tupanatinga.pdf?sequence=1](http://rigeo.cprm.gov.br/xmlui/bitstream/handle/doc/16990/Rel_Tupanatinga.pdf?sequence=1)>. Acesso em: 24 jun 2019.
- DA SILVA, D. K. A. et al. *Scutellospora pernambucana*, a new fungal species in the Glomeromycetes with a diagnostic germination orb. **Mycotaxon**, v. 106, p. 361–370, 2008.
- DA SILVA, D. K. A. et al. The community of arbuscular mycorrhizal fungi in natural and revegetated coastal areas (Atlantic Forest) in northeastern Brazil. **Biodiversity and Conservation**, v. 24, n. 9, p. 2213–2226, 2015.
- DA SILVA, F. C. et al. **Análises químicas para avaliação da fertilidade do solo**. In: Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária - EMBRAPA. 212 p., 1998.
- DA SILVA, I. R. et al. Changes in arbuscular mycorrhizal fungal communities along a river delta island in northeastern Brazil. **Acta Oecologica**, v. 79, p. 8–17, 2017b.
- DA SILVA, I. R. et al. Patterns of Arbuscular Mycorrhizal Fungal Distribution on Mainland and Island Sandy Coastal Plain Ecosystems in Brazil. **Microb Ecol**, v.74, n. 3, p.654–669, 2017c.
- DA SILVA, J. M. C. et al. The Caatinga: Understanding the Challenges. In: DA SILVA J. M. C.; LEAL I. R.; TABARELLI, M. (eds). **Caatinga**. Springer, Cham, p. 3–19, 2017a.
- DA SILVA, L. X. et al. Fungos micorrízicos arbusculares em áreas de plantio de leucena e sábia no estado de Pernambuco. **Rev. Árvore**, v. 31, n. 3, p. 427-435, 2007.
- DANDAN, Z.; ZHIWEI, Z. Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in the hot-dry valley of the Jinsha River, southwest China. **Applied Soil Ecology**, v. 37, n. 1–2, p. 118–128, 2007.
- DAVIS, C. C. et al. Explosive radiation of Malpighiales supports a mid-Cretaceous origin of modern Tropical Rain Forests. **The American Naturalist**, v.165, n. 3, p. 36–65, 2005.
- DE ASSIS, M. A. et al. Assemblages of arbuscular mycorrhizal fungi in tropical humid and dry forests in the Northeast of Brazil. **Botany**, v. 96, p. 859-871, 2018.
- DE MELLO, C. M. A. et al. Communities of arbuscular mycorrhizal fungi in maize (*Zea mays* L.) crops along an edaphoclimatic gradient in Northeast Brazil. **Botany**, v. 96, n. 11, p.767–778, 2018.
- DE MELLO, C. M. A. et al. Diversidade de fungos micorrízicos arbusculares em área de Caatinga, PE, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 26, n. 4, p. 938–943, 2012.

- DE QUEIROZ, A. F. **Caracterização e classificação de solos do município de Casa Nova-BA para fins de uso, manejo e conservação**. Dissertação (Mestrado em Ciência do Solo). Universidade Federal Rural do Semiárido, 2013.
- DE QUEIROZ, L. P. et al. Diversity and evolution of flowering plants of the Caatinga Domain. In: DA SILVA J. M. C.; LEAL I. R.; TABARELLI, M. (eds). **Caatinga**. Springer, Cham, p. 23–63, 2017.
- DE 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.
- DE SOUZA, T. A. F. et al. Biological invasion influences the outcome of plant-soil feedback in the invasive plant species from the Brazilian Semi-arid. **Microbial Ecology**, v. 76, n. 1, p. 102–112, 2018.
- DE SOUZA, T. A. F. et al. Could biological invasion by *Cryptostegia madagascariensis* alter the composition of the arbuscular mycorrhizal fungal community in semi-arid Brazil? **Acta Botanica Brasilica**, v. 30, n. 1, p. 93-101, 2016.
- DE SOUZA, T. A. F.; FREITAS, H. Arbuscular mycorrhizal fungal community assembly in the Brazilian tropical seasonal dry forest. **Ecological Processes**, v. 6, n. 1, 2017.
- DELL, B. Role of mycorrhizal fungi in ecosystems. **Chiang Mai University Journal**. v.1, n. 1, p. 47–60, 2002.
- DEVEAUTOUR, C et al. Biogeography of arbuscular mycorrhizal fungal spore traits along an aridity gradient, and responses to experimental rainfall manipulation. **Fungal Ecology**, In Press, 2019.
- DOURADO, D. A. O. et al. O gênero *Mimosa* L. (Leguminosae: Mimosoideae) na APA Serra Branca/Raso da Catarina, Bahia, Brasil. **Biota Neotropica**, v. 13, n. 4, p. 225–240, 2013.
- DRIGO, B. et al. Shifting carbon flow from roots into associated microbial communities in response to elevated atmospheric CO<sub>2</sub>. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v. 107, n. 24, p. 10938–10942, 2010.
- DUFRENE, 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.
- DUMBRELL, A. J. et al. Relative roles of niche and neutral processes in structuring a soil microbial community. **The ISME Journal**, v. 4, n. 3, p. 337–345, 2010.
- EMBRAPA. **Manual de métodos de análise de solo**. In: Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária - EMBRAPA, p. 212, 1997.
- FAO - Food and agriculture Organization of the United Nations. 2010. *Jatropha*: a smallholder bioenergy crop, the potential for pro-poor development. Integrated Crop Management Vol. 8. Disponível em: <<http://www.fao.org/docrep/012/i1219e/i1219e.pdf>> Acesso em: 20, jan, 2019.
- FÉLIX- SILVA, J. et al. Comparison of two *Jatropha* species (Euphorbiaceae) used popularly to treat snake bites in Northeastern Brazil: Chemical profile, inhibitory activity against *Bothrops erythromelas* venom and antibacterial activity. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 213, n. 1, p. 12–20, 2018.
- FÉLIX- SILVA, J. et al. *Jatropha gossypifolia* L. (Euphorbiaceae): A review of traditional uses, phytochemistry, pharmacology, and toxicology of this medicinal plant. **Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine**, v. 2014, p.1–32, 2014.

- FLORA DO BRASIL 2020 EM CONSTRUÇÃO. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/reflora/floradobrasil/FB115>>. Acesso em: 14 maio. 2019.
- 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.
- 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, 2017.
- GAI, J.P.; CHRISTIE, P.; FENG, G., LI, X.L. Twenty years of research on community composition and species distribution of arbuscular mycorrhizal fungi in China: a review. **Mycorrhiza**, v. 16, n.1, p. 229–239, 2006.
- GARCIA, K. G. V. et al. Tolerance of *Mimosa caesalpinieifolia* Benth combined with arbuscular mycorrhiza in manganese mining substrate. **Rev. Cienc. Agrar.**, v. 60, n. 3, p. 247-255, 2017.
- GERDEMANN, J.W.; NICOLSON, T.H. Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 46, n. 2, p. 235–244, 1963.
- GIANINAZZI, S. et al. Agroecology: the key role of arbuscular mycorrhizas in ecosystem services. **Mycorrhiza**, v. 20, n.1, p. 519–530, ago. 2010.
- GNFT- GRUPO NACIONAL DE FLORESTAS TROPICAIS, 2012. Tropical Forests: taking stock and new challenges. What guidance for French stakeholders? Disponível em: <[http://agriculture.gouv.fr/sites/minagri/files/documents/publications/pdf/rapport\\_anglais\\_Forts\\_tropicales\\_15\\_10\\_cle8a4966.pdf](http://agriculture.gouv.fr/sites/minagri/files/documents/publications/pdf/rapport_anglais_Forts_tropicales_15_10_cle8a4966.pdf)>. Acesso em: 12 dez. 2018.
- GOMIDE, P. H. O et al. Fungos micorrízicos arbusculares em fitofisionomias do Pantanal da Nhecolândia, Mato Grosso do Sul. **Rev. Bras. Ciênc. Solo**, v. 38, n. 4, p. 1114–1127, 2014.
- GOTO, B. T.; JOBIM, K. 2020. **Página do laboratório de biologia de micorrizas**. Disponível em: < <http://glomeromycota.wixsite.com/lbmicorrizas/cpia>>. Acesso em: 09 fev. 2020.
- GOTO, B. T.; MAIA, L. C. Glomerospores: a new denomination for the spores of Glomeromycota, a group molecularly distinct from the Zygomycota. **Mycotaxon**, v. 96, p. 129–132, 2006.
- GOTO, B.T, et al. *Dentiscutata colliculosa*, a new species in the Glomeromycetes from Northeastern Brazil with colliculate spore ornamentation. **Nova Hedwigia**, v. 90, n. 3-4, p. 383–393, 2010.
- HARRISON, M. J. Development of the arbuscular mycorrhizal symbiosis. **Current Opinion in Plant Biology**, v.1, p. 360–365, 1998.
- HART, M. M.; READER, R. J. Does percent root length colonization and soil hyphal length reflect the extent of colonization for all AMF? **Mycorrhiza**, v.12, n. 6, p.297–301, 2002.
- HOAGLAND, D. R.; ARNON, D. I. The water-culture method for growing plants without soil. **California Agricultural Experiment Station Circular**, v. 347, n. 347, p. 1–32, 1950.
- HU, Y. et al. Changes of AM Fungal Abundance along Environmental Gradients in the Arid and Semi-Arid Grasslands of Northern China. **PloS ONE**, v. 8, n. 2. e57593, 2013.

- 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.
- JARSTFER, A. G.; SYLVIA, D. M. Isolation, culture, and detection of AMF. In: Metting, F.B. (Ed.), **Soil Microbial Ecology: Applications in Agricultural and Environmental Management**. Marcel Dekker, Inc., New York, pp. 349–377, 1992.
- JENKINS, W.R. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. **Plant Disease Report**, v. 48, n. 41, p. 692, 1964.
- KAMALVANSHI, M. et al. Occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi in rhizosphere of *Jatropha curcas* L. in arid and semi arid regions of India. **Indian J Microbiol**, v. 52, n.3, p. 492–494, 2012.
- KOSKE, R. E.; GEMMA, J. N. Mycorrhizae and succession in plantings of beachgrass in sand dunes. **American Journal of Botany**, v. 84, n.1, p. 118–130, 1997.
- KUMAR, A. et al. Arbuscular mycorrhizal inoculation improves growth and antioxidative response of *Jatropha curcas* (L.) under Na<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> salt stress. **Plant Biosystems**, v.149, n. 2, p. 260–269, 2015.
- KUMAR, A. et al. Effect of alkalinity on growth performance of *Jatropha curcas* inoculated with PGPR and AM fungi. **Journal of Phytology**, v. 1, n. 3, p.177–184, 2009.
- KUMAR, A. et al. Influence of arbuscular mycorrhizal (AM) fungi and salinity on seedling growth, solute accumulation, and mycorrhizal dependency of *Jatropha curcas* L. **Journal of Plant Growth Regulation**, v. 29, n. 3, p. 297–306. 2010.
- KUMAR, A.; SHARMA, S. An evaluation of multipurpose oil seed crop for industrial uses (*Jatropha curcas* L.): A review. **Industrial Crops and Products**, v. 28, n. 1, p. 1–10, 2008.
- KUMAR, S.; SINGH, J. Impact of Arbuscular Mycorrhizal Fungi (AMF) in Global Sustainable Environments. In: YADAV A., SINGH S., MISHRA S., GUPTA A. (eds). **Recent Advancement in White Biotechnology Through Fungi. Fungal Biology**. Springer, Cham, p. 419–436, 2019.
- LAMBAIS, M. R.; RAMOS, A. C. Sinalização e transdução de sinais em micorrizas arbusculares. In: J. O. SIQUEIRA; F. A. DE SOUZA; E. J. B. N. CARDOSO; S. M. TSAI (Eds.). **Micorrizas: 30 anos de pesquisas no Brasil**. Lavras: UFLA, p. 119–132, 2010.
- LEAL, C. K. A.; AGRA, M.F. Estudo farmacobotânico comparativo das folhas de *Jatropha molissima* (Pohl) Baill. e *Jatropha ribifolia* (Pohl) Baill. (Euphorbiaceae). **Acta Farmaceutica Bonaerense**, v. 24, n.1, p. 5–13, 2005.
- LEAL, P. L. et al. Assessment of the occurrence and richness of arbuscular mycorrhizal fungal spores by direct analysis of field samples and trap culture – A comparative study. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 90, n. 2, p. 2359–2373, 2018.
- LEAL, P. L. et al. Occurrence and diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in trap cultures from soils under different land use systems in the Amazon, Brazil. **Braz. J. Microbiol**, v. 40, n. 1, p. 111–121, 2009.
- LEMOS, R. C.; SANTOS, R. D. Manual de descrição e coleta de solo no campo. 3.ed. Campinas, Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, p.83, 1996.
- LI, L. F. et al. Molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi and their distribution patterns related to host- plants and habitats in a hot and arid ecosystem, southwest China. **FEMS Microbiology Ecology**, v. 71, n. 3, p. 418–

- 427, 2010.
- LIAO, D, et al. Phytohormones regulate the development of arbuscular mycorrhizal symbiosis. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 19, p. 3146, 2018.
- LIU, J. et al. Arbuscular mycorrhizal symbiosis is accompanied by local and systemic alterations in gene expression and an increase in disease resistance in the shoots. **The Plant Journal**, v. 50, p. 29-44, 2007.
- LPWG - THE LEGUME PHYLOGENY WORKING GROUP (2017). A new subfamily classification of the Leguminosae based on a taxonomically comprehensive phylogeny. **Taxon**, v.66, n.1.p. 44–77, 2017.
- LYRA, D. H. et al. Pollen viability and germination in *Jatropha ribifolia* and *Jatropha mollissima* (Euphorbiaceae): Species with potential for biofuel production. **African Journal of Biotechnology**, v. 10, n. 3, p. 368–374, 2011.
- MACHADO, R. L. et al. Recuperação de voçorocas em áreas rurais. Disponível em: < <https://www.embrapa.br/busca-de-publicacoes/-/publicacao/629509/recuperacao-de-vocorocas-em-areas-rurais> > Acesso em: 12 maio. 2019.
- MAIA, L. C. et al. Diversity of Brazilian fungi. **Rodriguésia**, v. 66, n. 4, p. 1033–1045, 2015.
- MAIA, L. C.; SILVA, F.S.B.; GOTO, B. T. Estrutura, ultraestrutura e germinação de glomerosporos. In: J. O. SIQUEIRA; F. A. DE SOUZA; E. J. B. N. CARDOSO; S. M. TSAI (Eds.). **Micorrizas: 30 anos de pesquisas no Brasil**. Lavras: UFLA, p.75–118, 2010.
- MAIA, L.C. et al. Fungos Micorrízicos Arbusculares no Bioma Caatinga. In: J. O. SIQUEIRA; F. A. DE SOUZA; E. J. B. N. CARDOSO; S. M. TSAI (Eds.). **Micorrizas: 30 anos de pesquisas no Brasil**. Lavras: UFLA, 2010.
- MAHMOUDI, N. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi in soil, roots and rhizosphere of *Medicago truncatula*: diversity and heterogeneity under semi-arid conditions. **PeerJ**, v.7, e6401, 2019.
- MANTOVANI, W. et al. A conservação da biodiversidade no domínio da caatinga. In: MANTOVANI, W.; MONTEIRO, R. F., ANJOS, L.; CARIELLO, M. O. (Eds.). **Pesquisas em Unidades de Conservação no domínio da caatinga: subsídios à gestão**. Fortaleza: Edições UFC, p. 81–122, 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 forest. **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**, v. 48, p. 82–91, 2019.
- MARQUES, F. A. et al. **Solos do Nordeste**. EMBRAPA- Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária, Brasília. 2014.
- MARSCHNE, H.; DELL, B. Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis. **Plant soil**, v.159, n.1, p. 89–102, 1994.
- MARTÍNEZ-GARCÍA, L. B. et al. Shrubs influence arbuscular mycorrhizal fungi communities in a semi-arid environment. **Soil Biology & Biochemistry**, v. 43, p.682–689, 2011.
- MEGA, M. S. R. et al. Diversidad diferencial de esporas de Glomeromycota en la rizosfera de Bromeliáceas nativas del Parque Nacional Sierra de Las Quijadas

- (San Luis, Argentina). **Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica**, v. 49, n. 3, p. 317- 325, 2014.
- MELO, E. C. S. et al. Regimes do vento à superfície na área de Petrolina, submédio São Francisco. **Revista Brasileira de Meteorologia**, v. 29, n. 2, p. 229–241, 2014.
- MENEZES, R. S. C. et al. Biogeochemical cycling in terrestrial ecosystems of the Caatinga Biome. **Brazilian Journal of Biology**, v.72, n.3, p. 643–653, 2012.
- MERGULHÃO, A. C. D. E. S. et al. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in a gypsum mining impacted semiarid area. **Acta Botanica Brasilica**, v. 24, n. 4, p. 1052–1061, 2010.
- MMA- MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE, 2018. Reserva da Biosfera. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/biomas/caatinga/reserva-da-biosfera.html>>. Acesso em: 19 de dez. 2018.
- MILES, L. et al. A global overview of the conservation status of tropical dry forests. **Journal of Biogeography**, v. 33, n. 3, p. 491–505, 2006.
- MI - MINISTÉRIO DA INTEGRAÇÃO NACIONAL, 2018. Semiárido Brasileiro. Disponível em: <<http://www.integracao.gov.br/web/guest/semi-arido-brasileiro?inheritRedirect=true>>. Acesso em: 02 jan.2018.
- MINGGUI, G. et al. Effects of climatic and edaphic factors on arbuscular mycorrhizal fungi in the rhizosphere of *Hippophae rhamnoides* in the Loess Plateau, China. **Acta Ecol. Sin**, v. 32, n.2, p. 62–67, 2012.
- MOHAMMAD, M. J. et al. Population of arbuscular mycorrhizal fungi in semi-arid environment of Jordan as influenced by biotic and abiotic factors. **Journal of Arid Environments**, v. 53, p. 409–417, 2003.
- MOREIRA, B. C. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi in the *Jatropha curcas* rhizosphere. **African journal of microbiology research**, v. 9, n. 15, p. 1060–1074, 2015.
- MOREIRA, H. J. C.; BRAGANÇA, H. B. N. Manual de identificação de plantas infestantes. MOREIRA, H. J. C.; BRAGANÇA, H. B. N. (eds). São Paulo: FMC Agricultural Products, p. 396–398, 2011.
- MORO, M.F. et al. A phytogeographical metaanalysis of the semiarid Caatinga domain in Brazil. **Botanical Review**, v.82, n.2, p. 91–148, 2016.
- MORO, M.F. et al. Vegetação, unidades fitoecológicas e diversidade paisagística do estado do Ceará. **Rodriguésia**, v. 66, n.3, p.717–743, 2015.
- MORRIS, E. K. et al. Choosing and using diversity indices: Insights for ecological applications from the German Biodiversity Exploratories. **Ecol Evol**, v.4, n. 18, p. 3514–3524, 2014.
- NEERAJ et al. Occurrence of vesicular-arbuscular mycorrhizae with Amaranthaceae in soils of the Indian semi-arid region. **Biology and Fertility of Soils**, v. 11, n. 2, p. 140–144, 1991.
- NEINA, D. The role of soil pH in plant nutrition and soil remediation. **Applied and Environmental Soil Science**, v. 2019, p.1–9, 2019.
- OEHL, F. et al. Advances in Glomeromycota taxonomy and classification. **IMA Fungus**, v. 2, n. 2, p.191–199, 2011.
- 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.
- OKSANEN, J. et al. vegan: Community Ecology Package. R package version 2.5-6. Disponível em: < <https://cran.r-project.org/web/packages/vegan/index.html>>. Acesso em: 15 fev. 2020.

- OLIVEIRA, D. F. B. et al. Association and mycorrhizal dependency in *Jatropha curcas* L. seedlings under salt stress. **Rev. Ceres**, v. 64, n. 6, p. 592–599, 2017.
- OLIVEIRA, E. D. E et al. Estrutura anatômica da madeira e qualidade do carvão de *Mimosa tenuiflora* (Willd.) Poir. **Revista Árvore**, v. 30, n. 2, p. 311–318, 2006.
- ÖPIK, M. et al. Large-scale parallel 454 sequencing reveals host ecological group specificity of arbuscular mycorrhizal fungi in a boreonemoral forest. **New Phytologist**, v. 184, n. 2, p. 424–437, 2009.
- OYEDIRAN, O. K. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi associated with rhizosphere of tomato grown in arid and semi-arid regions of Indian desert. **Asian J. Agric. Res**, v.12, n.1, p. 12:10–18, 2018.
- PAGANO, M. C. et al. Mycorrhizas in South American anthropic environments. In: PAGANO, M. C.; LUGO M. (eds). **Mycorrhizal fungi in South America**. Cham: Springer, p.343–365, 2019.
- PAGANO, M. C. et al. Plant-type dependent changes in arbuscular mycorrhizal communities as soil quality indicator in semi-arid Brazil. **Ecological Indicators**, v.11, n. 2, p. 643–650. 2011.
- PALENZUELA, J. et al. *Entrophospora nevadensis*, a new arbuscular mycorrhizal fungus from Sierra Nevada National Park (southeastern Spain). **Mycologia**, v. 102. n. 3, p.624–632, 2010.
- PARNISKE, M. Arbuscular mycorrhiza: the mother of plant root endosymbioses. **Nature Reviews Microbiology**, v. 6, p.763–775, 2008.
- PEDONE-BONFIM, M. V. L. et al. Mycorrhizal benefits on native plants of the Caatinga, a Brazilian dry tropical forest. **Symbiosis**, v. 74, n. 2, p. 79–88, 2018.
- PENNINGTON, R. T. et al., Neotropical seasonally dry forests and Quaternary vegetation changes. **Journal of Biogeography**, v.27, p. 261–273, 2000.
- PENNINGTON, R. T.; LEHMANN, C. E. R.; ROWLAND, L. M. Tropical savannas and dry forests. **Current Biology**, v. 28, n. 9, p. R541–R545, 2018.
- PEREIRA, C. M. R. et al. *Acaulospora reducta* sp. nov. and *Acaulospora excavata*, two glomeromycotan fungi with pitted spores from Brazil. **Mycotaxon**, v. 130, p. 983-995, 2015.
- PEREIRA, C.M. R et al. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in Atlantic forest areas under different land uses. **Agriculture, ecosystems & environment**, v. 185, n.1, p. 245-252, 2014.
- PEREIRA, S. et al. Intense mycorrhizal root colonization in a human-modified landscape of the Caatinga dry forest. **For Ecol Manag**, v. 462, p. 1197, 2020.
- 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, 2017a.
- PONTES, J. S. et al. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in the Brazilian's Cerrado and in soybean under conservation and conventional tillage. **Applied soil ecology**, v. 117, p. 178–189, 2017b.
- QUEIROZ, L.P. **Leguminosas da Caatinga**. Feira de Santana: Universidade Estadual de Feira de Santana/Royal Botanic Gardens, Kew, Associação Plantas do Nordeste, 2009.
- R Core Team (2019) R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing.
- REDECKER, D.; KODNER, R.; GRAHAM, L.E. Glomalean fungi from the Ordovician. **Science**, v. 289, p.1920–1921, 2000.
- REECE, J. B. et al. *Biologia de Campbell*. 10. ed. – Porto Alegre: Artmed, 2015.
- RILLIG, M. C. Arbuscular mycorrhizae, glomalin, and soil aggregation. **Canadian Journal of Soil Science**, v. 84, n. 4, p. 355–363, 2011.

- RITO, K. F. et al. Precipitation mediates the effect of human disturbance on the Brazilian Caatinga vegetation. **Journal of Ecology**, v. 105, n. 3, p. 828–838, 2017.
- RODAL, M. J. N et al. Fitossociologia do componente lenhoso de um refúgio vegetacional no município de Buíque, Pernambuco. **Revista Brasileira de Biologia**, v. 58, n.3, p. 517–526, 1998.
- ROSENDAHL, SØ. et al. Lack of global population genetic differentiation in the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* suggests a recent range expansion which may have coincided with the spread of agriculture. **Molecular Ecology**, v. 18, n. 20, p. 4316–4329, 2009.
- SABOYA, R. C. C. et al. Fungos micorrízicos arbusculares afetando a produção de mudas de pinhão-mansão na região sul do Estado de Tocantins, Brasil. **Rev. Ceres**, v. 59, n. 1, p. 142–146, 2012.
- SAMPAIO, E.V.S.B. Overview of the Brazilian Caatinga. In: BULLOCK, S. H.; MOONEY, H. A.; MEDINA, E. (eds.). **Seasonally Dry Tropical Forests**. Cambridge University Press, Cambridge, p 35-63. 1995.
- SÁNCHEZ-AZOFEIFA, G. A. et al. Research priorities for Neotropical dry forests. **Biotropica**, v.37, n.4, p. 477– 485, 2005.
- SANTOS, J.C. et al. Caatinga: the scientific negligence experienced by a dry tropical forest. **Tropical Conservation Science**, v. 4, n. 3, p. 276-286, 2011.
- SANTOS, M. J. et al. Biologia reprodutiva de duas espécies de *Jatropha L.* (Euphorbiaceae) em Caatinga, Nordeste do Brasil. **Revista brasileira de Botânica**, v. 28, n. 2, p. 361-373, 2005.
- SAVARY, R, et al. A population genomics approach shows widespread geographical distribution of cryptic genomic forms of the symbiotic fungus *Rhizophagus irregularis*. **ISME J**, v.12, n.1, p.12:17–30, 2018.
- SCHENCK, N.C.; PÉREZ, Y. **Manual for the identification of VA mycorrhizal fungi**. 3rd edition. Gainesville, Florida: Synergistic Publ.1990.
- SCHEUBLIN, T. R. et al. Nonlegumes, legumes, and root nodules harbor different arbuscular mycorrhizal fungal communities. **Appl Environ Microbiol**, v.70, n.10, p.6240–6246, 2004.
- SCHÜBLER, A. et al. *Geosiphon pyriforme*, an endosymbiotic association of fungus and cyanobacteria: the spores structure resembles that of arbuscular mycorrhizal (AM) fungi. **Plant Biology**, v. 107, p. 36-45, 1994.
- SERVIN, S. C. N. et al. Ação do extrato de *Jatropha gossypifolia L.* (pião roxo) na cicatrização de anastomose colônica: estudo experimental em ratos. **Acta Cirúrgica Brasileira**, v. 21, n. 3, p. 89-96, 2006.
- SHANNON, C. E.; WEAVER, W. **The mathematical theory of communication**. University of Illinois Press, Illinois, 1949.
- SMITH, S. E.; READ, D. J. **Mycorrhizal Symbiosis**. 3 ed., Elsevier, 2008.
- SOUSA, C.S. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi in successional stages of caatinga in the semi-arid region of Brazil. **Ciência Florestal**, v. 24, n. 1, p. 137–148, 2014.
- SOUSA, C.S. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi within agroforestry and traditional land use systems in semi-arid Northeast Brazil. **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 35, n. 3, p. 307–314, 2013.
- SOUSA, N. M. F. et al. Predictors of Arbuscular Mycorrhizal Fungal Communities in the Brazilian Tropical Dry Forest. **Microbial Ecology**, v. 75, n. 2, p. 447–458, 2018.

- SOUZA, F. A. et al. Fungos micorrízicos arbusculares: muito mais diversos do que se imaginava. In: MOREIRA, F.M.S.; SIQUEIRA, J.O.; BRUSSARD, L. (Eds). **Biodiversidade do solo em ecossistemas brasileiros**. Lavras, Universidade Federal de Lavras, p.483-536, 2008.
- 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 Brasil. Bot**, v. 26, n.1, p.49–60, 2003.
- SOUZA, V. C.; LORENZI, H. Botânica Sistemática: guia ilustrado para identificação das famílias de Angiospermas da flora brasileira, baseado em APG II. 2ed. Nova Odessa, SP: Instituto Plantarum, 703 pp, 2008.
- STOFFEL, S. C. G. et al. Micorrizas arbusculares no crescimento de leguminosas arbóreas em substrato contendo rejeito de mineração de carvão. **CERNE**, v. 22, n. 2, p. 181–188, 2016.
- STÜRMER, S. L.; SIQUEIRA, J. O. Species richness and spore abundance of arbuscular mycorrhizal fungi across distinct land uses in western Brazilian Amazon. **Mycorrhiza**, v. 21, n. 4, p. 255–67, 2011.
- SUDENE - Superintendência do Desenvolvimento do Nordeste, 2017. Delimitação do Semiárido. Disponível em: <<http://www.sudene.gov.br/planejamento-regional/delimitacao-do-semiarido>> Acesso em: 02 jan. 2018.
- TAO, L.; ZHIWEI, Z. Arbuscular mycorrhizas in a hot and arid ecosystem in southwest China. **Applied Soil Ecology**, v. 29, n. 2, p. 135–141, 2005.
- TEDERSOO, L. et al. High-level classification of the Fungi and a tool for evolutionary ecological analyses. **Fungal Diversity**, v. 90, p.135–159, 2018.
- TEIXEIRA-RIOS, T. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi in a semi-arid, limestone mining-impacted area of Brazil. **Acta bot. Bras**, v. 27, n. 4, p. 688–693, 2013.
- TEIXEIRA-RIOS, T. et al. Seasonal differences in arbuscular mycorrhizal fungal communities in two woody species dominating semiarid caatinga forests. **Folia Geobotanica**, v. 53, n. 2, p. 191–200, 2018.
- TERRADAS J. et al. The fluctuation niche in plants. **Int J Ecol**, v. 2009, p.1–5, 2009.
- THOMAS, S. C.; BALTZER, J. L. Tropical Forests. In: Encyclopedia of Life Sciences. **Nature Publishing Group**, London. 2002.
- TIAN, H. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi in degraded typical steppe of inner Mongolia. **Land Degrad Dev**, v. 20, n.1, p41–54, 2009.
- TORRECILLAS, E. et al. Host preferences of arbuscular mycorrhizal fungi colonizing annual herbaceous plant species in semiarid Mediterranean prairies. **Appl Environ Microbiol**, v. 78, n.17, p. 6180–6, 2012.
- UNESCO - Organização das Nações Unidas para a Educação, a Ciência e a Cultura, 2017. Biosphere Reserves – Learning Sites for Sustainable Development. Disponível em: <<http://www.unesco.org/new/en/natural-sciences/environment/ecological-sciences/biosphere-reserves/>>. Acesso em: 22 de dez. 2018.
- VÁLYI, K. et al. Community assembly and coexistence in communities of arbuscular mycorrhizal fungi. **The ISME Journal**, v. 10, p. 2341–2351, 2016.
- 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. et al. Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. **Nature**, v.396, p.69–72, 1998.
- VAN DER HEIJDEN, M. G. A. et al. The mycorrhizal contribution to plant productivity, plant nutrition and soil structure in experimental grassland. **New Phytol**, v.172, n.4, p.739–752, 2006.
- VELLOSO, A. L. et al. Ecorregiões - propostas para o Bioma Caatinga. Resultados do Seminário de Planejamento Ecorregional da Caatinga/Aldeia-PE. Associação Plantas do Nordeste, Instituto de Conservação Ambiental The Nature Conservancy do Brasil, Recife, p.76, 2002.
- VERESOGLOU, S. D.; RILLIG, M. C. Do closely related plants host similar arbuscular mycorrhizal fungal communities? A meta-analysis. **Plant Soil**, v. 377, p. 395–406, 2014.
- VERMA, N. et al. Arbuscular mycorrhizal (AM) diversity in *Prosopis cineraria* (L.) druce under arid agroecosystems. **Agricultural Sciences in China**, v. 7, n. 6, p. 754–761, 2008.
- VIEIRA, L. C. et al. Changes in an Arbuscular Mycorrhizal Fungi Community Along an Environmental Gradient. **Plants**, v. 9, n. 1, p. 52, 2020.
- VIEIRA, L. C. et al. Ecological aspects of arbuscular mycorrhizal fungal communities in different habitat types of a Brazilian mountainous area. **Ecological Research**, v. 34, n. 1, p. 182–192, 2019.
- WEBSTER, G. L. Synopsis of the Genera and Suprageneric Taxa of Euphorbiaceae. **Annals of the Missouri Botanical Garden**, v. 81, n. 1, pp. 33–144, 1994.
- WILLIS, A. et al. The ecology of arbuscular mycorrhizal fungi. **Crit Rev Plant Sci**, v. 32, p.1–20, 2013.
- WINAGRASKI, E. et al. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in forest ecosystems of Brazil: a review. **CERNE**, v. 25, n.1, p.25:25–35, 2019.
- YANO-MELO, A.M. et al. Tolerance of mycorrhized banana (*Musa* sp. cv. Pacovan) plantlets to saline stress. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 95, n.1, p. 343–348, 2003.
- ZALÁN, P. V. Evolução fanerozóica das bacias sedimentares brasileiras. In: MANTESSO-NETO, V.; BARTORELLI, A.; CARNEIRO, C. D. R.; BRITTO-NEVES, B. B. (Eds.). **Geologia do continente Sul-Americano: Evolução da obra de Fernando Flávio Marques de Almeida**. Editora: BECA. p. 552 – 595, 2004.
- ZAPPI, D. C. et al. Growing knowledge: an overview of Seed Plant diversity in Brazil. **Rodriguésia**, Rio de Janeiro, v. 66, n. 4, p. 1085–1113, 2015.



## Arbuscular Mycorrhizal Fungal Community Structure in the Rhizosphere of Three Plant Species of Crystalline and Sedimentary Areas in the Brazilian Dry Forest

José Hilton dos Passos<sup>1</sup>  · Leonor Costa Maia<sup>1</sup>  · Daniele Magna Azevedo de Assis<sup>1</sup>  · Jailma Alves da Silva<sup>1</sup>  · Fritz Oehl<sup>2</sup>  · Iolanda Ramalho da Silva<sup>3</sup> 

Received: 13 March 2020 / Accepted: 9 July 2020

© Springer Science+Business Media, LLC, part of Springer Nature 2020

### Abstract

The Brazilian dry forest (Caatinga) is located in one of the world's largest tropical semiarid regions, and it occurs on two large geological environments named the crystalline and sedimentary basins. In order to determine the structure and the main drivers of the composition of communities of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) in the Caatinga, we collected soil samples from the rhizosphere of *Jatropha mollissima*, *J. mutabilis*, and *Mimosa tenuiflora*, species that occur in crystalline and sedimentary areas. Ninety-six AMF taxa were identified from soils collected directly in the field and trap cultures. *Acaulospora*, *Glomus*, and *Rhizoglyphus* represented almost 49% of the taxon richness. The composition of the AMF communities differed between the crystalline and sedimentary areas and between the rhizospheres of the three plant species. Coarse sand, total sand, natural clay, calcium, soil particles density, flocculation, pH, and base saturation were the principal edaphic variables related to the distribution of these organisms. We registered nine and 17 AMF species classified as indicators, for the geological environments and plant species, respectively. Glomerospores of Glomerales predominated in crystalline basins, whereas glomerospores of Gigasporales prevailed in sedimentary areas; among the plant species, lower number of glomerospores of Archaeosporales and Glomerales was recorded in the rhizosphere of *J. mollissima*. The results show that the AMF community composition is shaped by geological environments and plant hosts. In addition, soil characteristics, mainly physical attributes, significantly influence the structure of Glomeromycota communities occurring in areas of the Brazilian semiarid.

**Keywords** Community assembly · Caatinga · Diversity · Glomeromycota · Semiarid