

**Universidade Federal de Pernambuco
Centro de Ciências Biológicas
Programa de Pós-graduação em Ciências Biológicas**

FREDERICO MARINHO

**PADRÃO DE DISTRIBUIÇÃO DE FUNGOS MICORRÍZICOS
ARBUSCULARES E ATIVIDADE MICROBIANA DO SOLO NO PARQUE
NACIONAL DO CATIMBAU-PE**

RECIFE

2014

FREDERICO MARINHO

**PADRÃO DE DISTRIBUIÇÃO DE FUNGOS MICORRÍZICOS
ARBUSCULARES E ATIVIDADE MICROBIANA DO SOLO NO PARQUE
NACIONAL DO CATIMBAU-PE**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas da Universidade Federal de Pernambuco, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Ciências Biológicas.

Orientador: Prof^a. PhD. Leonor Costa Maia

RECIFE

2014

Catálogo na fonte
Elaine Barroso
CRB 1728

Marinho, Frederico

Padrão de distribuição de fungos micorrízicos arbusculares e atividade microbiana do solo no Parque Nacional do Catimbau-PE/ Frederico Marinho-Recife: O Autor, 2014.

77 folhas : il., fig., tab.

Orientador: Leonor Costa Maia

Dissertação (mestrado) – Universidade Federal de Pernambuco.

Centro de Ciências Biológicas. Ciências Biológicas, 2014.

Inclui referência

1. Fungos do solo 2. Caatinga 3. Micorriza I. Maia, Leonor Costa (orientadora) II. Título

579.5

CDD (22.ed.)

UFPE/CCB-2016-059

**PADRÃO DE DISTRIBUIÇÃO DE FUNGOS MICORRÍZICOS
ARBUSCULARES E ATIVIDADE MICROBIANA DO SOLO NO PARQUE
NACIONAL DO CATIMBAU-PE**

FREDERICO MARINHO

Data da defesa: 27/02/2014

COMISSÃO EXAMINADORA

MEMBROS TITULARES

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

Dr^a. Marcela Claudia Pagano
Universidade Federal de Minas Gerais

Dr. Gladstone Alves da Silva
Universidade Federal de Pernambuco

**Aos meu pais José e Maristela,
e meus irmão Augusto e Mayara.**

Dedico

Agradecimentos

Ao meu Deus, por ser o amigo de todas as horas, fiel e maravilhoso, pois tudo devo a Ele.

Aos meus pais, José Francisco F. Marinho e Maristela Isabel Marinho, que sempre me apoiaram e incentivaram durante toda a minha caminhada, meus exemplos de vida.

Aos meus irmãos, Augusto e Mayara, pela amizade incondicional .

À Dra. Leonor Costa Maia, pela orientação e confiança durante todo o processo.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa e ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pelo apoio financeiro.

Ao Professor Fritz Oehl, pela disponibilidade e ensinamentos prestados.

A Reginaldo Neto, por todo o auxílio dado nas coletas.

Aos mais que companheiros Catarina Mello, Danielle Magna, Edvaneide Leandro, Iolanda Ramalho, Juliana Aparecida, Juliana Souza, Laís Lima, Larissa Vieira, Reginaldo Neto, Thaís Tiane e Vera Lúcia, pelas ajudas, momentos de descontração.

À Joana Suassuna por toda dedicação para a realização deste trabalho.

A todos os colegas do Laboratório de Micorrizas, pela companhia, e bons momentos.

E a todos que contribuíram, direta ou indiretamente na realização deste trabalho.

“E disse ao homem: Eis que o temor do Senhor é a sabedoria, e apartar-se do mal é a inteligência.”

Jó 28:28

RESUMO

A Caatinga destaca-se como o mais complexo bioma brasileiro, apresentando variada cobertura vegetal. Contudo, encontra-se sob intensa utilização humana, com menos de 2% de seu domínio em unidades de proteção integral, tornando-se de fundamental importância estudos sobre sua biodiversidade e qualidade biológica. A comunidade microbiana do solo está envolvida em vários processos fundamentais à manutenção dos ecossistemas terrestres, e parâmetros que avaliem sua atividade servem como indicadores de qualidade do solo e da dinâmica dos ecossistemas. Entre esses a diversidade e a atividade enzimática microbianas apresentam alta sensibilidade. Parte da comunidade microbiana é composta por fungos micorrízicos arbusculares (FMA) que formam a mais ampla simbiose entre fungos e plantas, proporcionando inúmeras vantagens e sendo indispensáveis para as comunidades vegetais. Considerando a necessidade de estudos na Caatinga este trabalho teve como objetivos: determinar a diversidade/distribuição da comunidade de FMA e a atividade microbiana do solo em fitofisionomias do Parque Nacional do Catimbau - PE (PARNA Catimbau): caatinga *Strictu senso*, caatinga de areia, carrasco, afloramento rochoso, e duas caatingas antropizadas. Seis amostras de solo compostas (seis subamostras) foram coletadas em maio e setembro de 2012 e março de 2013, em cada área. Registraram-se 80 táxons de FMA, distribuídos em 16 gêneros, com predominância de *Glomus* e *Acaulospora*. A caatinga de areia apresentou a maior riqueza de espécies, densidade de glomerosporos e diversidade pelo índice de Margalef. Os valores do carbono da biomassa micobiana, respiração edáfica basal e quociente metabólico do solo não diferiram estatisticamente entre as áreas. A colonização micorrízica, atividade da β -glicosidase e desidrogenase apresentaram maiores valores na área de carrasco, enquanto os maiores valores da atividade da fosfatase ácida e hidrólise do diacetato de fluoresceína foram registrados na caatinga *stricto sensu* e no afloramento rochoso, respectivamente. As comunidades de FMA nas áreas naturais tendem a ser mais similares, diferindo das áreas que sofreram antropização, o que indica influência do uso da terra entre outros fatores, na ocorrência desses fungos, ocasionando mudanças na comunidade. Dados da atividade microbiana do solo corroboram os resultados na comunidade de FMA, demonstrando que a área antropizada sofre alteração significativa na comunidade microbiana.

Palavras-chave: Caatinga. Parque Nacional do Catimbau. Fitofisionomias

ABSTRACT

The Caatinga stands out as the most complex biome, with varied vegetation. However, it is under intense human use, with less than 2% of its area in strictly protected areas, making its studies on biodiversity and biological quality extremely important. The soil microbial community is fundamental to the maintenance of terrestrial processes, and parameters to evaluate their activity serve as indicators of soil quality and ecosystem dynamics. Among these parameters and diversity, microbial enzyme activity exhibits high sensitivity. Part of the microbial community consists of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF), that form the broadest symbiosis between fungi and plants provides many advantages and is essential for plant communities. Considering the need for studies on Caatinga this study aimed to: determine the diversity/distribution of AMF community and soil microbial activity in phytophysionomies of the Catimbau National Park (PARNA Catimbau): caatinga stricto sensu, sandy caatinga, carrasco, rocky outcrop, anthropic caatinga I and II. Soil samples composed of six sub-samples were collected in May and September 2012 and March 2013, in each area, with six replicates (six subsamples). We recorded 80 taxa of AMF, distributed in 16 genera, with a predominance of *Glomus* and *Acaulospora*. The sandy caatinga had the highest species richness, density and diversity glomerospores by Margalef index. The values of the microbial biomass carbon, basal soil respiration and microbial metabolic quotient did not differ statistically between the areas. AMF colonization, activity and β - glucosidase dehydrogenase showed higher values in the area of carrasco, while higher values of acid phosphatase and hydrolysis of diacetate fluoresceína activity were recorded in stricto sensu caatinga and rocky outcrop, respectively. AMF communities in natural areas tend to be more similar, differing of the areas that suffered human disturbance, which indicates the influence of land use and other factors in these fungi occurrence, causing changes in the community. Data of soil microbial activity corroborate the results of the FMA community, demonstrating that the human altered impacted agricultural region undergoes significant change in the microbial community

Key-words: Caatinga. Catimbau Nacional Park. Phytiohysionomies

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1- Representação do Bioma Caatinga	16
Figura 2 - A) Arbusculo; B) Vesículas; C) Células Auxiliares; D) Micélio extrarradicular.....	19
Figura 3 - Áreas susceptíveis à desertificação no Brasil.....	30
Figura 4 - Áreas de estudo: caatinga de areia (A) 1ª coleta, (B) 2ª coleta (c) 3ª coleta; caatinga <i>stricto sensu</i> (D) 1º coleta, (E) 2º coleta (F) 3ª coleta e carrasco (G) 1º coleta, (H) 2º coleta, (I) 3ª coleta.....	36
Figura 5 - Áreas de estudo: afloramento rochoso (A) 1º coleta, (B) 2º coleta, (C) 3ª coleta; caatinga <i>stricto sensu</i> antropizada I (D) 1º coleta, (E) 2º coleta, (F) 3ª coleta, e caatinga <i>stricto sensu</i> antropizada II (G) 1º coleta, (H) 2º coleta, (I) 3ª coleta.....	37
Figura 6 - Dendograma de similaridade de espécies de fungos micorrízicos arbusculares baseado no índice de Sørensen, para as áreas de caatinga (CAAT), caatinga de areia (AREIA), carrasco (CAR), afloramento rochoso (AFLORA), Antropizada I (ANT I) e antropizada II (ANT II).....	38
Figura 7 - NMS baseado na composição de fungos micorrízicos arbusculares correlacionado aos atributos químicos e físicos do solo da caatinga, caatinga de areia, carrasco, afloramento rochoso, caatinga antropizada I e caatinga antropizada II, no Parque Nacional do Catimbau PE.....	50
Gráfico 1 - Precipitação mensal nos anos de 2012 – 2013 no município de Buíque, PE.	35
Figura 2 - Curvas de acumulação espécies de FMA (Sobs) e riqueza estimada com base no índice Jackknife de primeira ordem para a área de Caatinga (A); caatinga de areia (B); carrasco (C); afloramento rochoso (D); antropizada I (E) e antropizada II (F).....	48
Gráfico 3 - Densidade de glomerosporos em 50 g ⁻¹ de solo nas áreas de caatinga (CAAT), caatinga de areia (AREIA), carrasco (CAR), afloramento rochoso (AFLORA) e caatinga antropizada (ANT) no PARNA Catimbau, em três períodos de coleta.	52
Gráfico 4 - Colonização micorrízica em raízes de vegetais nas áreas de caatinga (CAAT), caatinga de areia (AREIA), carrasco (CAR), afloramento rochoso (AFLORA) e caatinga antropizada (ANT) no PARNA Catimbau, em três períodos de coleta.....	53
Gráfico 5 - Número mais provável de propágulos de fungos micorrízicos arbusculares (FM A) nas áreas de caatinga (CAAT), caatinga de areia (AREIA), carrasco (CAR), afloramento rochoso (AFLORA) e caatinga antropizada (ANT) no PARNA Catimbau, em três períodos de coleta.....	54

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Classificação do Filo Glomeromycota segundo Oehl <i>et al.</i> (2011); Goto <i>et al.</i> (2012) e Blaszkowski & Chwat (2013).....	20
Tabela 2 - Fungos micorrízicos arbusculares no bioma Caatinga.....	23
Tabela 3 - Caracterização química e física do solo em áreas do Parque Nacional do Catimbau – PE.....	44
Tabela 4 - Frequência relativa (FR) e abundância relativa (AR) de espécies de fungos micorrízicos arbusculares registradas em áreas do Parque Nacional do Catimbau – PE.....	45
Tabela 5 - Número de espécies de fungos micorrízicos arbusculares (S), abundância de esporos (N), índices de diversidade de Shannon (H') e Margalef (d) e índice de equitabilidade de Pielou (J'), em áreas do Parque Nacional do Catimbau - PE.....	47
Tabela 6 - Coeficiente de correlação entre as variáveis do solo e os eixos 1 e 2 da ordenação.....	50
Tabela 7. Carbono da biomassa microbiana (CBM), respiração edáfica basal (REB) e quociente metabólico do solo (qMIC) em áreas de caatinga (CAAT), caatinga de areia (AREIA), carrasco (CAR), afloramento rochoso (AFLORA) e caatinga antropizada (ANT) no PARNA Catimbau, em três períodos de coleta.....	56
Tabela 8 - Atividade da fosfatase ácida (FOSFA), atividade da β -glicosidase (BETA), atividade da desidrogenase (DESIDRO) e hidrólise do diacetato da fluoresceína em áreas de caatinga (CAAT), caatinga de areia (AREIA), carrasco (CAR), afloramento rochoso (AFLORA) e caatinga antropizada (ANT) no PARNA Catimbau, em três períodos de coleta.....	57
Tabela 9 - Coeficiente de correlação simples de Pearson entre as variáveis.....	58

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	13
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	16
2.1. BIOMA CAATINGA.....	16
2.2. MICORRIZAS ARBUSCULARES.....	18
2.3. FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES NO BIOMA CAATINGA.....	21
2.4. UNIDADES DE CONSERVAÇÃO.....	28
2.5. CAATINGA E ANTROPIZAÇÃO.....	29
2.6. SOLOS DA CAATINGA.....	31
2.7. INDICADORES BIOLÓGICOS DA QUALIDADE DO SOLO.....	32
3. OBJETIVOS	33
3.1 OBJETIVO GERAL.....	33
3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	33
4. MATERIAIS E MÉTODOS.....	34
4.1 ÁREA DE ESTUDO.....	34
4.2 COLETAS.....	37
4.3 CARACTERIZAÇÃO QUÍMICA E FÍSICA DO SOLO.....	38
4.4 EXTRAÇÃO DOS GLOMEROSPOROS.....	38
4.5 DENSIDADE DE GLOMEROSPOROS	38
4.6 CULTURAS ARMADILHAS.....	38
4.7 IDENTIFICAÇÃO MORFOLÓGICA DAS ESPÉCIES DE FMA	39
4.8 NÚMERO MAIS PROVÁVEL (NMP) DE PROPÁGULOS INFECTIVOS DE FMA.....	39
4.9 AVALIAÇÃO DA RESPIRAÇÃO EDÁFICA BASAL (REB).....	39
4.10 CARBONO DA BIOMASSA MICROBIANA (CBM).....	39
4.11 COEFICIENTE DO CO ₂	40
4.12 ATIVIDADE DA DESIDROGENASE.....	40
4.13 ATIVIDADE DE HIDRÓLISE DO DIACETATO DE FLUORESCEÍNA (FDA).....	40
3.14 ATIVIDADE DA β-GLICOSIDASE.....	40
3.15 ATIVIDADE DA FOSFATASE.....	41
3.16 ESTRUTURA DA COMUNIDADE DE FMA E ANÁLISES ESTATÍSTICAS.....	41
4. RESULTADOS.....	42
5. DISCUSSÃO.....	60

6. CONCLUSÕES.....	64
REFERÊNCIAS.....	64

1. INTRODUÇÃO

O semiárido brasileiro compreende uma extensão de 969.589 Km², ocupando 11% do território nacional e apresenta como bioma mais representativo a Caatinga, caracterizada por vegetação xerófita, caducifólia, com a presença de espinhos, e ocupando uma área aproximada de 844.453 Km² (GIONGO *et al.*, 2011). Entre os biomas brasileiros, a Caatinga destaca-se como o mais complexo (ARAÚJO; MARTINS, 1999), apresentando uma variada cobertura vegetal, que é em grande parte determinada pelo clima, relevo e embasamento geológico (SAMPAIO, 1995). Contudo, no semiárido ocorrem outros tipos vegetacionais além da caatinga *stricto sensu*, como é o caso do carrasco, caracterizado por apresentar vegetação xerófita arbustiva não espinhosa, ocorrendo principalmente em chapadas sedimentares (ANDRADE, 1978).

Embora apresente grande diversidade florística, a Caatinga se encontra sob intensa utilização desde o início do século 16, resultando em profunda antropização do seu território (GIONGO *et al.*, 2011), com menos de 2% deste bioma em unidades de proteção integral, tornando-se de fundamental importância os estudos (TABARELLI; VICENTE, 2003). Dentre as áreas protegidas encontra-se o Parque Nacional do Catimbau (PARNA Catimbau) um dos cinco parques nacionais inserido no semiárido, localizado na região de transição entre o agreste e o sertão de Pernambuco (JESUS; RIBEIRO; FERRAZ, 2008).

Os principais biótopos reconhecidos para o PARNA Catimbau são: caatinga *stricto sensu*, caatinga de areia, campo rupestre, brejo de pé de serra e vegetação xerófita não espinhosa o que torna este parque uma área de grande biodiversidade (RODAL *et al.* 1998). O PARNA caracteriza-se por apresentar solo do tipo Neossolo Quartzarênico, praticamente destituído de nutrientes e água, pouco resistente ao intemperismo por apresentar baixa capacidade de agregação de partículas (SOUSA; LOBATO, 2012).

A comunidade edáfica é composta por bactérias, fungos, protozoários, algas e microfauna, envolvidos em vários processos, dentre os quais: a) decomposição e ressíntese da matéria orgânica; b) ciclagem de nutrientes; c) transformações bioquímicas específicas (nitrificação, desnitrificação, oxidação e redução do enxofre); d) fixação biológica do nitrogênio; e) ação antagônica aos patógenos; f) produção de substâncias promotoras ou inibidoras de crescimento vegetal; e outros

(ANDREOLA; FERNANDES, 2007). Parâmetros de atividade microbiana são importantes como indicadores de qualidade do solo e da dinâmica dos ecossistemas (DICK; BREACKWELL; TURCO, 1996). A atividade enzimática microbiana apresenta alta sensibilidade à dinâmica edáfica sendo que a biomassa microbiana e a matéria orgânica são consideradas bons indicadores da qualidade do solo (GIL-SOTRES et al., 2005).

Parte da comunidade microbiana é composta por fungos micorrízicos arbusculares (FMA) que formam a mais ampla simbiose entre fungos e a maioria das espécies vegetais. Esta associação proporciona inúmeras vantagens para as plantas e para os fungos que recebem fotossintatos produzidos pelo hospedeiro vegetal. Por esses benefícios, os FMA são indispensáveis para manutenção das comunidades vegetais e os ecossistemas terrestres (SMITH; READ, 2008).

Os FMA pertencem ao filo Glomeromycota (SCHÜBLER; SCHWARZOTT; WALKER, 2001) que possui atualmente cerca de 230 espécies (OEHL et al., 2011), distribuídas em três classes, cinco ordens, 15 famílias e 32 gêneros (OEHL et al., 2011; GOTO et al., 2012; BLASZKOWSKI; CHWAT, 2013). Trabalhos sobre a ocorrência de FMA evidenciaram que das 140 espécies desse grupo registradas no Brasil (GOTO; MAIA, 2012), 79 táxons já foram registrados no semiárido brasileiro (GOTO et al., 2010; MAIA *et al*, 2010).

O estudo ecológico dos FMA sempre se mostrou desafiador devido, sobretudo, às dificuldades encontradas na identificação desses fungos e ao hábito biotrófico obrigatório do grupo. A impossibilidade de cultivar os FMA em meios artificiais impede um estudo mais aprofundado de dados que determinem quais são as preferências na associação entre as espécies fúngicas e vegetais. Além disso, é impossível identificar morfologicamente os FMA em nível específico a partir do sistema vegetativo do fungo (PORRAS-ALFARO et al., 2007).

Devido à importância ecológica e econômica dos FMA, é imprescindível o inventário de espécies para aplicabilidade do seu potencial em políticas de conservação ambiental. Vários novos táxons de FMA foram recentemente descritos no Nordeste do Brasil, inclusive no semiárido (GOTO et al., 2009; 2010; 2011; SILVA et al., 2008) e acredita-se que muitos outros ainda estão para ser encontrados. Estimativas indicam que podem existir até 78.000 táxons de FMA (DE SOUZA et al., 2010) e é provável que muitos desses ocorram no país.

No presente estudo foi determinada a diversidade/distribuição da comunidade de FMA e a atividade microbiana do solo em diversas áreas do PARNA do Catimbau, para testar a hipótese de que o PARNA do Catimbau é repositório de grande diversidade de FMA, mas as comunidades desses fungos e a atividade microbiana do solo diferem entre as diversas fitofisionomias e entre áreas preservadas e antropizadas.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 BIOMA CAATINGA

A floresta tropical é a maior celebração da vida na terra, abrangendo cerca de 40% da crosta terrestre; destes as florestas secas ocupam 42% (MOREIRA et al., 2006). A região semiárida brasileira, que abriga florestas secas, compreende uma extensão de 969.589 Km², distribuídos entre os estados do Piauí, Ceará, Rio Grande do Norte, Paraíba, Pernambuco, Alagoas, Sergipe, Bahia e Minas Gerais, ocupando 54% da região nordeste e 11% do território nacional. Esta região apresenta como bioma mais representativo a Caatinga (IBGE, 2007), nome de origem tupi-guarani que significa “floresta branca”, devido ao aspecto da vegetação durante a estação seca. A Caatinga ocupa uma área aproximada de 844.453 Km² (Figura. 1) (IBGE, 2007) e é caracterizada como um mosaico de florestas secas e vegetação arbustiva (PRADO, 2003; TABARELLI; SILVA, 2002), sendo o único bioma exclusivamente brasileiro.

Figura 1 - Representação do Bioma Caatinga



Fonte: WWF, 2014

A Caatinga destaca-se entre os biomas brasileiros como o mais complexo (; VALERIANO; KULPLICH, 2010), apresentando variada cobertura vegetal, que é, em grande parte, determinada pelo clima, relevo e embasamento geológico (SAMPAIO, 1995). Caracterizada pelo clima quente e semi-árido, com temperaturas entre 23-27°C, alta radiação solar, baixa nebulosidade, alta temperatura média, baixa umidade relativa, forte sazonalidade, com menos de 1.000 mm de chuva por ano, distribuído em um período de três a seis meses, e alta evapotranspiração potencial (REIS, 1976; VELLOSO et al., 2002).

O solo apresenta-se como um complexo mosaico o qual possui grande variação, que vai desde solos rasos e pedregosos (cristalino) a solos profundos e arenosos (sedimentar) nos quais estão as caatingas de areia, podendo apresentar desde baixa fertilidade à alta fertilidade (SAMPAIO, 1995).

No geral a vegetação da Caatinga é caducifólia, xerófila, e as vezes espinhosa, contudo é possível identificar formações como: brejo de altitude, enclaves de floresta úmida no semi-árido (NASCIMENTO; RODAL; SILVA, 2012) cerrado, campos com arbustos espaçados e árvores pequenas até uma formação florestal fechada (CASTRO, 1994), carrasco, vegetação xerófila arbustiva não espinhosa (ARAÚJO; MARTINS, 1999), campo rupestre, vegetação em moitas ora herbácea ora arbustiva perenifólia não espinhosa (GIULIETTI et al., 1997), caatinga *sensu strictu*, vegetação xerófila arbustiva espinhosa (ALCOFORADO-FILHO; SAMPAIO; RODAL, 2003) e caatinga de areia, vegetação arbustiva espinhosa em sedimento arenoso (LEMOS; RODAL, 2001).

Apesar dessa riqueza biológica o bioma Caatinga é o mais negligenciado e um dos biomas brasileiros mais alterado, encontrando-se sob intensa utilização desde o início do século 16, o que resultou em profunda antropização do seu território devido ao extrativismo predatório para a obtenção de produtos de origens pastoral, agrícola e madeireiro. Essa exploração perdura até hoje, levando à perda irreversível da biodiversidade, erosão e declínio da fertilidade dos solos, podendo-se afirmar que 80% da Caatinga encontra-se em estado sucessional (DRUMOND et al., 2003). A Caatinga possui apenas 7% do seu território resguardados em áreas de proteção federal ou estadual, e destes apenas 1,0% estão sob proteção integral mas possuem sérios problemas que vão desde aspectos básicos até falta de plano de manejo (TNC & AC, 2003).

2.2 MICORRIZAS ARBUSCULARES

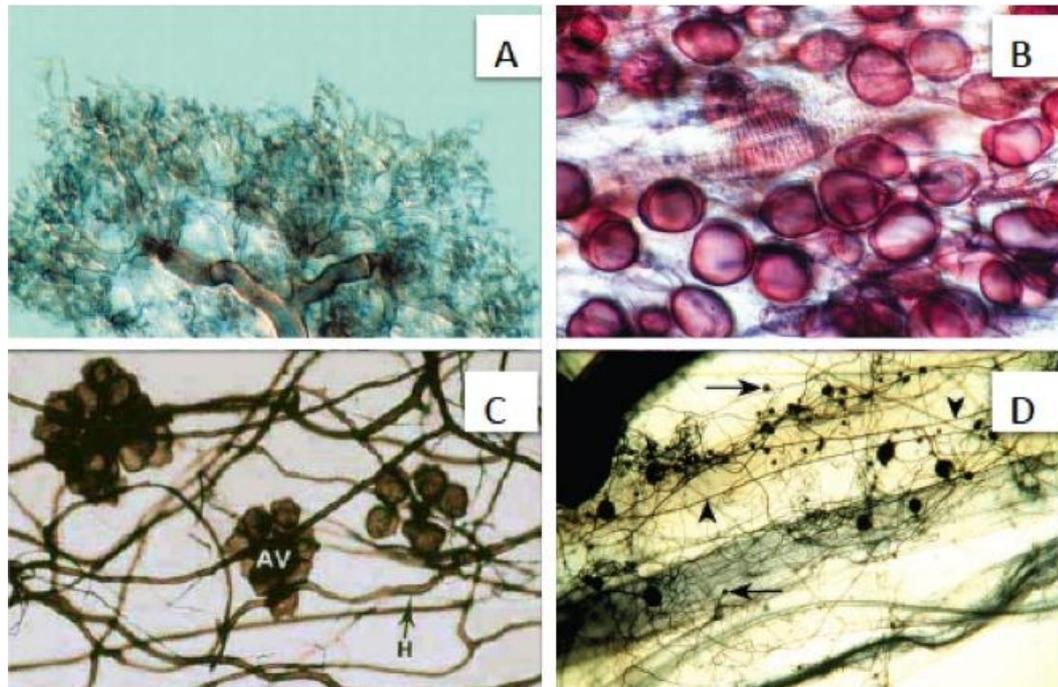
Fungos micorrízicos constituem uma parte da microbiota da rizosférica, e na sua maioria apresentam dependência do carbono orgânico produzido pelos vegetais, tornando-se assim independentes da escassa fonte de carbono orgânico no solo, e estão presentes em ambientes que vão desde zonas alpinas à regiões desérticas (SMITH; READ, 2008). Ao se associarem às raízes de vegetais formam a micorriza, associação mutualística que se distingue, em função dos parceiros e estruturas formadas sendo elas: ectomicorriza, ectendomicorriza, micorriza arbutóide, micorriza monotropóide, micorriza ericóide, micorriza orquídeide e micorriza arbuscular. Esta última é a mais ampla (SMITH; READ, 2008; PETERSON et al, 2004) podendo representar 50% da biomassa microbiana dos solos (OLSSON et al., 1999; OLSSON; WILHELMSSON, 2000).

Micorrizas arbusculares são formadas por raízes dos variados grupos vegetais e fungos micorrízicos arbusculares (FMA) incluídos no filo Glomeromycota. Os FMA vivem em simbiose obrigatória com uma ampla variedade de plantas incluindo briófitas, pteridófitas, gimnospermas e angiospermas, formando esta simbiose com aproximadamente 80% de todas as plantas terrestres (SMITH; READ, 2008) e 97% das espermatófitas, com exceção de representantes de algumas como famílias: Amaranthaceae, Brassicaceae, Chenopodiaceae, Commeliaceae, Cyperaceae, Juncaceae, Polygonaceae e Proteaceae. Possivelmente, a razão da não micorrização desta plantas deve estar relacionada à presença de compostos fungistáticos; insuficiência de fatores na sinalização; deficiência na aderência, reconhecimento celular e possíveis barreiras físicas as quais impedem a entrada dos fungos no hospedeiro (MOREIRA; SIQUEIRA, 2006).

As micorrizas arbusculares possuem como estrutura característica o arbúsculo (Figura 2.A), formado por finas hifas altamente ramificadas, responsável pela troca de nutrientes, entre os simbioses. Outras estruturas também são formadas nessa associação: hifas intraradiculares, responsáveis pela formação das estruturas fúngica nas raízes e fonte de inóculo; vesículas (Figura 2.B) (ausentes em Gigasporales) responsáveis pelo armazenamento de lipídios; células auxiliares (Figura 2.C) (presentes apenas em Gigasporales), que servem como estruturas de armazenamento e provavelmente fonte de propágulos, e o micélio extraradicular (Figura 2.D), principal responsável pela translocação dos nutrientes minerais do solo

para as raízes, fonte de inóculo, produção de esporos e estabilização das partículas do solo (PETERSON, 2004).

Figura 2 - A) Arbusculo; B) Vesículas; C) Células Auxiliares e D) Micélio Extrarradicilar.



Fonte: PETERSON, 2004.

De acordo com registros fósseis, a simbiose micorrízica arbuscular surgiu há 450 milhões de anos, desempenhando papel fundamental na colonização dos vegetais no ambiente terrestre (REDECKER et al., 2000). Estudos tem comprovado que os FMA atuam na manutenção e equilíbrio da comunidade de plantas, influenciando a diversidade e abundância dos vegetais (SMITH; READ, 2008; VAN DER HEIDJEN et al., 1998).

O filo Glomeromycota foi estabelecido a partir da congruência de dados morfológicos e moleculares, os quais formaram um clado monofilético separado dos demais grupos fúngicos (SCHÜßLER et al., 2001), este filo possui atualmente três classes, cinco ordens, 15 famílias, 32 gêneros (Tabela 1.) com aproximadamente 230 espécies (OEHL et al., 2011; GOTO et al., 2012 a; BLASZKOWSKI; CHWAT, 2013).

Tabela 1. Classificação do Filo Glomeromycota segundo Oehl et al. (2011); Goto et al. (2012b) e Blaszkowski; Chwat (2013).

Classe: *Paraglomeromycetes*

Ordem: *Paraglomerales*

Família: *Paraglomeraceae*

Gênero: *Paraglomus*.

Classe: *Archaeosporomycetes*.

Ordem: *Archaeosporales*

Famílias: *Archaeosporaceae; Geosiphonaceae; Ambisporaceae*

Gêneros: *Ambispora; Archaeospora; Intraspora; Geosiphon*.

Classe: *Glomeromycetes*

Ordens: *Glomerales; Gigasporales; Diversisporales;*

Famílias: *Acaulosporaceae; Dentiscutataceae; Diversisporaceae; Entrophosporaceae; Gigasporaceae; Glomeraceae; Intraornatosporaceae; Pacisporaceae; Racocetraceae; Sacculosporaceae; Scutellosporaceae.*

Gêneros: *Acaulospora; Albahypha; Cetraspora; Claroideoglomus; Corymbiglomus; Dentiscutata; Entrophospora; Funneliformis; Fuscutata; Gigaspora; Glomus; Intraornatospora; Kuklospora; Orbispora; Otopora; Pacispora; Paradentiscutata; Quatunica; Racocetra; Redeckera; Sacculospora; Scutellospora; Septoglomus; Simiglomus; Tricispora; Viscopora.*

Os FMA reproduzem-se assexuadamente e têm como principal estrutura de reprodução os esporos que são denominados glomerosporos (GOTO; MAIA, 2006), os quais são o alvo da taxonomia. Contudo, hifas com materiais geneticamente distintos podem sofrer anastomose e trocar material possibilitando a recombinação gênica (BONFANTE; GENRE, 2010)

A simbiose micorrízica arbuscular proporciona inúmeras vantagens para a planta, efeitos estes que podem ser nutricionais como: aumento no crescimento vegetal (ASGHARI; CAVAGNARO, 2012); aumento da exploração do solo, absorção, translocação e utilização de nutrientes e água, principalmente do fósforo, diminuindo o uso de fertilizantes químicos, chegando a suprir 80% do nitrogênio e 90% do fósforo requerido através dessa simbiose (VAN DER HEIDJEN et al, 2008). Entre os efeitos não nutricionais podemos citar: alteração na elasticidade das folhas; maior potencial de água e turgor nas folhas; maior taxa de transpiração; maior produção de compostos bioativos (citoxinas, auxinas, giberelinas e vitaminas); aumento do número de organelas celulares; maior atividade enzimática e alteração na composição de aminoácidos (MOREIRA; SIQUEIRA, 2006); aumento da resistência dos vegetais ao ataque de patógenos no sistema radicular (LIU et al., 2007); resistência à salinidade (ESTRADA et al., 2013), à seca (BOOMSMA; VYN, 2008) e aumento da capacidade reprodutiva (MOREIRA; SIQUEIRA, 2006).

Os FMA reduzem a lixiviação de nutrientes no solo (ASGHARI; CAVAGNARO, 2011); contribuindo efetivamente para o estoque de carbono nos solos (RILLIG et al., 2001), auxiliando na formação e estabilização dos agregados, pela ação física do micélio e pela ação da glomalina (WRIGHT; UPADHYAYA, 1998), além de auxiliarem na descontaminação de solos poluídos com metais pesados (MIRANSARI, 2011); possuindo papel indispensável para manutenção e equilíbrio das comunidades vegetais e dos ecossistemas terrestres (SMITH; READ, 2008).

2.3 FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES NO BIOMA CAATINGA

Ao contrário do antigo conceito errôneo que classificava a Caatinga como um ambiente estéril e extremamente pobre no que diz respeito à biodiversidade, hoje é reconhecido que no bioma vivem mais de 1.000 espécies vegetais, 516 aves, 187 abelhas, 240 peixes, 167 répteis e 148 mamíferos com endemismo variando entre 9% para as aves e 57% para os peixes (LEAL; TABARELLI; SILVA, 2003). Segundo Gusmão e Maia (2006), os fungos (*lato sensu*) estão representados por 922

espécies, sendo reconhecido que o conhecimento sobre o grupo, na Caatinga, ainda é escasso e que muitas outras espécies estão por ser identificadas.

No Brasil, há registro de 144 espécies de FMA (DE SOUZA et al., 2010; GOTO et al., 2012a; GOTO et al., 2012b; GOTO et al., 2010b; GOTO et al., 2010a; PONTES, 2013; SOUSA, 2009; CARNEIRO et al., 2012; MELLO, 2010; PAGANO; ZANVADALLI; ARAÚJO, 2013; STURMER & SIQUEIRA, 2011; SILVA, 2013; ZANGARO & MOREIRA, 2010; SANTOS; CARRENHO, 2011), representando 62% das espécies descritas para o mundo; dessas, 100 espécies foram registradas na Caatinga (Tabela 2.), que apresenta uma representatividade de 43% das espécies descritas para o mundo e 69% das espécies registradas para o Brasil.

Tabela 2 - Fungos micorrízicos arbusculares no bioma Caatinga.

ESPÉCIES DE FMA	REGISTRO
<i>Acaulospora bireticulata</i> F.M. Rothwell & Trappe	1; 2; 5; 8; 9;
<i>A. delicata</i> C. Walker, C.M. Pfeiff. & Bloss 1986	1; 2; 9; 15;
<i>A. denticulata</i> Sieverd. & S. Toro 1987	1; 9; 13; 14;
<i>A. elegans</i> Trappe & Gerd. 1974	7; 9; 14;
<i>A. excavata</i> Ingleby & C. Walker 1994	2; 3; 7; 8; 10; 11; 13 14;15;
<i>A. foveata</i> Trappe & Janos 1982	17;
<i>A. foveata</i> Trappe & Janos 1982	2; 3; 9; 10; 9; 11; 17;
<i>A. koskei</i> Błaszk. 1995	9; 15;
<i>A. lacunosa</i> J.B. Morton 1986	2; 9; 13; 14;
<i>A. laevis</i> Gerd. & Trappe 1974	2; 3; 9;
<i>A. longula</i> Spain & N.C. Schenck 1984	1; 3; 7; 9; 10; 11; 13; 14; 18;
<i>A. mellea</i> Spain & N.C. Schenck 1984	19;
<i>A. minuta</i> Oehl, Tchabi, Hount., Palenz., I.C. Sánchez & G.A. Silva	1; 2; 3; 5; 9; 10; 16; 20;
<i>A. morrowiae</i> Spain & N.C. Schenck 1984	1; 3;
<i>A. rehmii</i> Sieverd. & S. Toro	1; 5; 8; 9; 11; 14; 15; 18; 19;
<i>A. rugosa</i> J.B. Morton	2; 9; 10; 11; 13; 15; 19; 20;
<i>A. scrobiculata</i> Trappe	11;
<i>A. sieverdingii</i> Oehl, Sýkorová, Błaszk. & G.A. Silva	1; 2; 3; 5; 7; 8; 9; 10; 11; 13;
<i>A. spinosa</i> C. Walker & Trappe	14; 15; 16; 17; 18; 19; 20;
<i>A. splendida</i> Sieverd., Chaverri & I. Rojas	1; 3;
<i>A. tuberculata</i> Janos & Trappe	1; 2; 3; 8; 9; 11; 15; 18; 19;
<i>Ambispora appendicula</i> (Spain, Sieverd. & N.C. Schenck) C. Walker	20;
<i>Am. Callosa</i> (Siverd) C. Walker, Vestberg & A. Schuessler	1; 2; 3; 8; 9; 10; 11; 15; 18;
<i>Am. gerdemannii</i> (S.L. Rose, B.A. Daniels & Trappe) C. Walker, Vestberg & A. Schüßler	8;
<i>Am. jimgerdemannii</i> (Spain, Oehl & Sieverd.) C. Walker	5; 8;
<i>Am. leptoticha</i> (N.C. Schenck & G.S. Sm.) C. Walker, Vestberg & A. Schüßler	9;
<i>Archaeospora trappei</i> (R.N. Ames & Linderman) J.B. Morton & D. Redecker	9; 13; 17; 18; 20;
<i>Cetraspora gilmorei</i> (Trappe & Gerd.) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.	5; 9; 18;
<i>C. pellucida</i> (T.H. Nicolson & N.C. Schenck) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.	17; 9;
<i>Claroideoglopus claroideum</i> (N.C. Schenck & G.S. Sm.) C. Walker & A. Schüßler	1; 2; 3; 8; 9; 10; 11; 13; 16;
<i>C. etunicatum</i> (W.N. Becker & Gerd.) C. Walker & A. Schüßler	11; 18; 20;
<i>C. luteum</i> (L.J. Kenn., J.C. Stutz & J.B. Morton) C. Walker & A. Schüßler	3; 9; 14; 18;
<i>Corymbiglopus tortuosum</i> N.C. Schenck & G.S. Sm	1; 2; 3; 7; 9; 10; 13; 14; 15;
<i>Dentiscutata biornata</i> (Spain, Sieverd. & S. Toro) Sieverd., F.A. Souza & Oehl	17; 18; 19; 20;
<i>D. cerradensis</i> (Spain & J. Miranda) Sieverd., F.A. Souza & Oehl	3
<i>D. colliculosa</i> B.T. Goto & Oehl	1; 3; 9; 14; 17;
<i>D. scutata</i> (C. Walker & Dieder.) Sieverd., F.A. Souza & Oehl	2; 8; 9; 10; 16;

ESPÉCIES DE FMA	REGISTRO
<i>Diversispora eburnea</i> (L.J. Kenn., J.C. Stutz & J.B. Morton) C. Walker & A. Schüßler	5;
<i>D. spurca</i> (C.M. Pfeiff., C. Walker & Bloss) C. Walker & A. Schüßler	1; 9; 13;
<i>D. versiformis</i> (P. Karst.) Oehl, G.A. Silva & Sieverd.	3;
<i>Entrophospora infrequens</i> (I.R. Hall) R.N. Ames & R.W. Schneid.	1; 2; 8; 9; 10; 11; 14; 15; 17; 19; 20;
<i>Funneliformis geosporus</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) C. Walker & A. Schüßler	9; 13;
<i>F. halonatus</i> (S.L. Rose & Trappe) Oehl, G.A. Silva & Sieverd.	8; 9; 10; 11; 15;
<i>F. monosporus</i> (Gerd. & Trappe) Oehl, G.A. Silva & Sieverd.	9;
<i>F. mosseae</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) C. Walker & A. Schüßler	1; 3; 9; 10; 13; 14; 17; 19; 20;
<i>Fuscutata heterogama</i> Oehl, F.A. Souza, L.C. Maia & Sieverd.	3; 8; 9; 10; 11; 13; 20;
<i>Fuscutata rubra</i> (Stürmer & J.B. Morton) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.	1;
<i>F. savannicola</i> (R.A. Herrera & Ferrer) Oehl, F.A. Souza & Sieverd. 2009	7; 8; 11;
<i>Gigaspora albida</i> N.C. Schenck & G.S. Sm.	3; 8; 9; 13;
<i>G. decipiens</i> I.R. Hall & L.K. Abbott	1; 2; 3; 8; 9; 11; 16; 20;
<i>G. gigantea</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) Gerd. & Trappe	1; 2; 3; 9; 10; 11; 20; 1; 3; 9; 10; 13; 15; 17; 18;
<i>G. margarita</i> W.N. Becker & I.R. Hall	20;
<i>G. ramisporophora</i> Spain, Sieverd. & N.C. Schenck	9; 15; 19;
<i>G. rosea</i> T.H. Nicolson & N.C. Schenck	9;
<i>Glomus aggregatum</i> N.C. Schenck & G.S. Sm.	1; 3; 9; 15; 18;
<i>G. ambisporum</i> G.S. Sm. & N.C. Schenck	1; 3; 9; 10;
<i>G. arboreense</i> McGee	18;
<i>G. brohultii</i> Sieverd & R. A. Herrera	8;
<i>G. clarum</i> T.H. Nicolson & N.C. Schenck	3; 9; 16; 17; 18;
<i>G. clavisporum</i> (Trappe) R.T. Almeida & N.C. Schenck	8; 9; 10; 11; 15; 16;
<i>G. coremioides</i> (Berk. & Broome) D. Redecker & J.B. Morton	3; 8; 9; 10; 11; 16;
<i>G. diaphanum</i> J.B. Morton & C. Walker	9; 17; 18; 19;
<i>G. fasciculatum</i> (Thaxt.) Gerd. & Trappe	8; 15;
<i>G. glomerulatum</i> Sieverd.	1; 2; 3; 8; 10; 14; 16; 20;
<i>G. heterosporum</i> G.S. Sm. & N.C. Schenck	9; 18
<i>G. intraradices</i> N.C. Schenck & G.S. Sm	1; 3; 9; 10; 15; 19;
<i>G. invermaium</i> I.R. Hall	9; 11; 17; 18; 1; 2; 3; 9; 10; 13; 14; 15; 17;
<i>G. macrocarpum</i> Tul & C. Tul	18; 19; 20;
<i>G. microaggregatum</i> Koske, Gemma & P.D. Olexia	9; 11; 17; 18; 20;
<i>G. microcarpum</i> Tul. & C. Tul	1; 3; 9; 17; 18; 20;
<i>G. multicaule</i> Gerd. & B.K. Bakshi	2; 10;
<i>G. nanolumen</i> Koske & Gemma	11;
<i>G. pallidum</i> I.R. Hall	9;
<i>G. rubiforme</i> (Gerd. & Trappe) R.T. Almeida & N.C. Schenck	1; 8;
<i>G. sinuosum</i> (Gerd. & B.K. Bakshi) R.T. Almeida & N.C. Schenck	1; 3; 8; 9; 10; 11; 13; 14; 16; 17;
<i>G. taiwanense</i> (C.G. Wu & Z.C. Chen) R.T. Almeida & N.C.	2; 8;
ESPÉCIES DE FMA	REGISTROS

<i>G. trufemii</i> B. T. Goto, G. A. Silva & Oehl	3;
<i>Intraornatospora intraornata</i> (B.T. Goto & Oehl) B.T. Goto, Oehl & G.A. Silva	1; 8; 9; 11;
<i>Kuklospora colombiana</i> (Spain & N.C. Schenck) Oehl & Sieverd.	1; 3; 8; 9; 14; 15; 18;
<i>K. kentinensis</i> (C.G. Wu & Y.S. Liu) Oehl & Sieverd.	9; 13;
<i>Orbispora pernambucana</i> Oehl, G.A. Silva & D.K. Silva	2; 9;
<i>Pacispora boliviana</i> Sieverd. & Oehl	7; 8;
<i>Pacispora franciscana</i> Sieverd & Oehl.	2;
<i>Paradentiscutata bahiana</i> Oehl, Magna, B.T. Goto & G.A. Silva	4;
<i>Paraglomus albidum</i> (C. Walker & L.H. Rhodes) Oehl, G.A. Silva & Sieverd.	9; 17;
<i>P. bolivianum</i> (Sieverd. & Oehl) Oehl & G.A. Silva	7; 8;
<i>P. brasilianum</i> (Spain & J. Miranda) J.B. Morton & D. Redecker,	9;
	3; 8; 9; 10; 11; 13; 16; 17;
<i>P. occultum</i> (C. Walker) J.B. Morton & D. Redecker	19; 20;
<i>Quatunica erythropha</i> (Koske & C. Walker) F. A. Souza, Sieverd & Oehl.	2; 9; 20;
<i>Racocetra castanea</i> (C. Walker) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.	9;
<i>R. coralloidea</i> (Trappe, Gerd. & I. Ho) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.	1; 3; 9; 18;
<i>R. fulgida</i> (Koske & C. Walker) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.	2; 7; 8; 9; 17;
<i>R. gregaria</i> (N.C. Schenck & T.H. Nicolson) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.	2; 7; 8; 9; 10; 11; 20;
<i>R. persica</i> (Koske & C. Walker) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.	9; 20;
<i>R. tropicana</i> Oehl, B.T. Goto & G.A. Silva	11;
<i>R. verrucosa</i> (Koske & C. Walker) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.	2; 8; 9; 11; 16; 18;
<i>R. weresubiae</i> (Koske & C. Walker) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.	8; 9; 11; 13;
<i>Scutellospora aurigloba</i> (I.R. Hall) C. Walker & F.E. Sanders	8; 9; 10; 13;
<i>S. calospora</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) C. Walker & F.E. Sanders	2; 8; 9; 10;
<i>S. dipurpurescens</i> J.B. Morton & Koske	9; 15;
<i>Septoglomus constrictum</i> (Trappe) Sieverd., G.A. Silva & Oehl	1; 3; 5; 9; 14;
<i>S. deserticola</i> (Trappe, Bloss & J.A. Menge) G.A. Silva, Oehl & Sieverd.	9;

Fonte: MARINHO, 2014.

1 = SILVA, 2013; 2 = PAGANO; ZANVADALLI; ARAÚJO, 2013; 3 = PONTES, 2013; 4 = GOTO et al., 2012; 5 = CARNEIRO et al., 2012; 6 = GOTO et al., 2011; 7 = MONTE JÚNIOR, 2011; 8 = MELLO, 2010; 9 = GOTO et al., 2010a; 10 = MERGULHÃO et al., 2010; 11 = FERREIRA, 2010; GOTO et al., 2010b ; 13 = SOUZA, 2003; 14 = SOUSA, 2009; 15 = ALBUQUERQUE, 2008; 16 = GATTAI, 2006; 17 = SILVA, et al., 2005; 18 = AGUIAR, et al., 2004; 19 = YANO-MELO, et al., 1997; 20 = SILVA et al., 2007.

As espécies de FMA registradas para a Caatinga estão distribuídas em 12 famílias e 223 gêneros: *Acaulospora* (20 spp), *Ambispora* (5 spp), *Archaeospora* (1 sp), *Cetraspora* (2 spp), *Claroideoglossum* (3 spp), *Corymbiglossum* (1), *Dentiscutata* (4 spp), *Diversispora* (3 spp), *Entrophospora* (1), *Funneliformis* (4 spp), *Fuscutata* (3 spp), *Gigaspora* (6 spp), *Glomus* (25), *Intraornatospora* (1 sp), *Kuklospora* (2 spp), *Orbispora* (1 sp), *Pacispora* (2 spp), *Paradentiscutata* (1 sp), *Paraglossum* (3 spp), *Quartunica* (1 sp), *Racocetra* (7 spp), *Scutellospora* (3 spp) e *Septoglossum* (2 spp).

Em relação à representatividade a Caatinga hospeda 100% das espécies em *Paraglomeraceae*, 100% de *Gigasporaceae*, 100% de *Entrophosporaceae*, 75% de *Diversisporaceae*, 75% de *Scutellosporaceae*, 73% de *Acaulosporaceae*, 71% de *Ambisporaceae* 62% de *Glomeraceae*, 57% de *Dentiscutataceae*, 50% de *Pacisporaceae*, e 50% de *Archaeosporaceae* registradas para o Brasil (de SOUZA et al., 2010).

Estudos realizados na Caatinga reportam uma diversidade que vai desde 14 espécies de FMA registradas em quatro áreas no Piauí a 61 espécies identificadas em duas áreas em Pernambuco (PONTES, 2013). Os gêneros *Acaulospora* e *Glomus* apresentam-se como dominantes na Caatinga (tabela 1), o que provavelmente reflete o maior número de espécies conhecidas para esses gêneros, maior capacidade de adaptação desses grupos a diversas condições ambientais (LOSS et al., 2009), como tolerância a uma ampla faixa de pH (MAIA; TRUFEM, 1990) e produção de pequenos esporos (ZHAO; ZHAO, 2007).

Os primeiros estudos realizados na Caatinga foram desenvolvidos por Almeida (1984) que registrou 18 táxons de FMA no estado do Ceará, em solos com predominância de leguminosas. Recentemente, em estudo realizado em três fitofisionomias de Caatinga, no Ceará, PAGANO; ZANVADALLI; ARAÚJO, (2013) registraram 35 táxons de FMA, pertencentes a *Acaulospora*, *Ambispora*, *Cetraspora*, *Claroideoglossum*, *Dentiscutata*, *Entrophospora*, *Gigaspora*, *Glomus*, *Orbispora*, *Pacispora*, *Racocetra*, *Scutellospora* e *Quartunica*.

Estudos realizados em áreas da caatinga natural no município de Caruaru (Pernambuco), por Ferreira (2010) e Albuquerque (2008) registraram 51 espécies de FMA para a área, distribuídos nos gêneros *Acaulospora*, *Ambispora*, *Cetraspora*, *Claroideoglossum*, *Entrophospora*, *Fuscutata*, *Funneliformis*, *Gigaspora*, *Glomus*, *Intraornatospora*, *Kuklospora*, *Paraglossum*, *Racocetra* e *Scutellospora*. Mello et al., (2012) e Silva (2013) registraram 74 espécies, em áreas de caatinga e brejo de

altitude, no município de Triunfo com representantes de *Acaulospora*, *Ambispora*, *Cetraspora*, *Claroideoglomus*, *Dentiscutata*, *Diversispora*, *Entrophospora*, *Funneliformis*, *Fuscutata*, *Gigaspora*, *Glomus*, *Intraorntospora*, *Kuklospora*, *Pacispora*, *Paraglomus*, *Racocetra*, *Scutellospora* e *Septoglomus*.

Em Alagoas foram registrados 24 táxons de FMA, distribuídos nos gêneros, *Acaulospora*, *Ambispora*, *Cetraspora*, *Claroideoglomus*, *Diversispora*, *Funneliformis*, *Fuscutata*, *Gigaspora*, *Glomus*, *Kuklospora*, *Paraglomus* e *Scutellospora* SOUZA et al. (2003).

No estado da Paraíba, Teixeira-Rios et al., (2013) observaram 20 táxons de FMA no município de Campo Formoso, representantes de *Acaulospora*, *Ambispora*, *Claroideoglomus*, *Entrophospora*, *Funneliformis*, *Glomus*, *Paraglomus* e *Racocetra* SOUSA et al., (2013) registraram 17 táxons de FMA em áreas de cultivo de milho consorciado com feijão, palma e um pasto com campim buffel, distribuídos nos gêneros *Acaulospora*, *Claroideoglomus*, *Dentiscutata*, *Entrophospora*, *Funneliformis*, *Glomus* e *Racocetra*.

No Piauí, CARNEIRO et al. (2012) em áreas em processo de desertificação recuperação e mata natural observaram 14 táxons de FMA, dos gêneros, *Acaulospora*, *Archaeospora*, *Diversispora*, *Glomus*, *Intraspora*, *Scutellospora* e *Septoglomus*.

Na Bahia SANTOS et al. (2013) avaliaram a comunidade de FMA em plantios de eucalipto e Brejo de altitude, no município de Vitória da Conquista, encontraram 19 táxons de FMA representados pelos gêneros *Acaulospora*, *Archaeospora*, *Claroideoglomus*, *Dentiscutata*, *Entrophospora*, *Fuscutata*, *Gigaspora* e *Glomus*. Em áreas de cultivo de cacau nos municípios de Ilhéus e Lomanto Júnior ARAÚJO et al. (2007) observaram oito táxons de FMA pertencentes a *Acaulospora*, *Cetraspora*, *Gigaspora* e *Glomus*. Em área de caatinga natural e áreas de mineração de cobre, SILVA et al. (2005) evidenciaram 21 táxons de FMA, distribuídos em *Acaulospora*, *Ambispora*, *Cetraspora*, *Claroideoglomus*, *Funneliformis*, *Gigaspora*, *Glomus* e *Paraglomus*.

Dentre os gêneros listados apenas *Acaulospora* e *Glomus* estão presentes em todos os estados do nordeste do Brasil (região semiárida), seguidos pelos gêneros *Ambispora* e *Claroideoglomus*, os quais foram registrados em quatro dos cinco estados do nordeste que possuem estudos taxonômicos de FMA; com os gêneros *Intraornatospora*, *Intraspora*, *Quartunica* e *Paradentiscutata* restritos aos

estados de Pernambuco, Piauí, e Bahia, respectivamente, possivelmente esta restrição deve estar correlacionada a não uniformidade do quantitativo de estudos nos estados do nordeste.

2.4 UNIDADES DE CONSERVAÇÃO

A primeira unidade de conservação criada no mundo foi o Parque Estadual Yosemite, no estado da Califórnia, Estados Unidos da América, no ano de 1864, com o objetivo proteger e enaltecer a natureza (GODOY, 2000).

Inspirado pela criação do Parque Yellowstone, o Engenheiro André Rebouças sugeriu em 1876 a criação de dois Parques Nacionais, no Brasil, mas a proposta não se concretizou (MEDEIROS; IRVING; GARAY, 2004), e só em 1937 foi criado no Rio de Janeiro o primeiro Parque Nacional do Brasil, o Parque Nacional de Itatiaia, com o objetivo de promover a pesquisa científica e proporcionar lazer aos habitantes das zonas urbanas próximas (OBARA; SILVA, 2001).

Apenas em 2000, através da lei nº 9.985/2000, instituiu-se o Sistema Nacional de Unidades de Conservação da Natureza (SNUC), definindo a unidade de conservação como: espaço territorial e seus recursos ambientais, incluindo as águas jurisdicionais, com características naturais relevantes, legalmente instituído pelo Poder Público com objetivos de conservação e limites definidos, sob regime especial de administração ao qual se aplicam garantias adequadas de proteção. As Unidades de Conservação (UCs) são divididas em unidades de proteção integral e unidades de uso sustentável, sendo a primeira subdividida em: Estação Ecológica (ESEC), Reserva Biológica (REBIO), Parque Nacional (PARNA), Monumento Natural (MN) e Refúgio de Vida Silvestre (REVIS) (Art. 8º, Lei 9.985/00).

A Caatinga é o único bioma exclusivamente brasileiro, mas apenas cerca de 1% da sua extensão se encontra em unidades de proteção integral, sendo este território representado por 13 Parques Estaduais, cinco PARNA, cinco ESEC, cinco MN e quatro REBIO. O percentual de proteção da Caatinga nos estados que a abriga é maior em Minas Gerais, o qual protege 4,02% da sua área; contudo, os valores no geral não ultrapassam 1% de proteção, como no estado da Paraíba que protege apenas 0,04% do bioma presente em seu território (TNC et al. 2008).

O estado de Pernambuco possui 8.138.842 ha dentro do domínio da Caatinga, porém apenas 63.000 ha se encontram em unidades de proteção integral,

o que representa 0,78% da Caatinga no estado, distribuídos em duas unidades de conservação, a REBIO da Serra Negra (0,01%) e o PARNA Catimbau (0,77%) (Decreto 87.591/82; TNC et al., 2008)

O PARNA Catimbau, criado pelo Decreto Lei nº 4.340 de 22 de agosto de 2002 está localizado nos municípios de Ibimirim, Tupanatinga e Buíque, na microregião do Moxotó, totalizando uma extensão de 62.300 ha. Criado com objetivo de preservar os ecossistemas naturais existentes, possibilitando a execução de pesquisas científicas, atividades de educação ambiental e turismo ecológico (Decreto Lei nº 4.340/2002).

Além do ínfimo número de unidades de conservação de proteção integral presentes na Caatinga, estas ainda sofrem com problemas que impedem o seu pleno funcionamento, tais como, falta de pessoal e inexistência de plano de manejo, tornando-as muitas vezes não efetivamente funcionais (TNCB; AC, 2003)

2.5 CAATINGA E A ANTROPIZAÇÃO

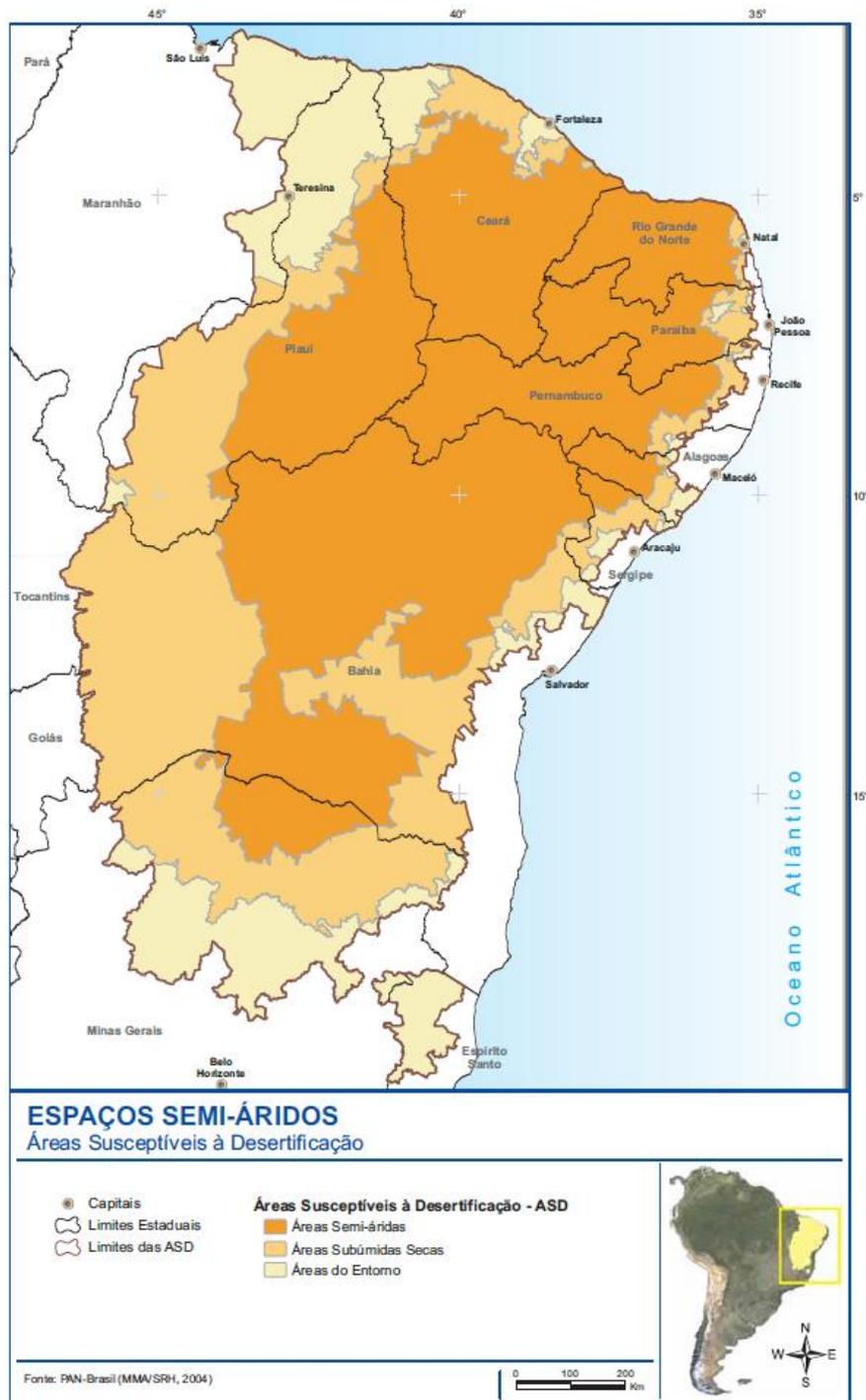
O Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA) em sua resolução Nº 001 de 23 de janeiro de 1986 define, no Artigo 1º, o impacto ambiental como qualquer alteração das propriedades físicas, químicas e biológicas do meio ambiente, causada por qualquer forma de matéria ou energia resultante das atividades humanas que, direta ou indiretamente, afetam:

- I - a saúde, a segurança e o bem-estar da população;
- II – as atividades sociais e econômicas;
- III – a biota;
- IV – as condições estéticas e sanitárias;
- V – a qualidade dos recursos ambientais.

O bioma Caatinga é o mais negligenciado e um dos biomas brasileiros mais alterados encontrando-se sob intensa utilização desde o início do século 16, resultando em profunda antropização do seu território devido ao extrativismo predatório para obtenção de produtos de origens pastoril, agrícola e madeireiro. Essa exploração tem levado à perda irreversível da biodiversidade, erosão e declínio da fertilidade dos solos, podendo-se afirmar que 80% da Caatinga encontra-se em estado sucessional (SAMPAIO; BATISTA, 2003; DRUMOND et al., 2003).

No Brasil, 66 milhões de hectares sofrem ou são susceptíveis à desertificação (Figura 3) e destes, 52 milhões ha pertencem ao domínio Caatinga, representando 62% do seu território (MMA, 2007).

Figura 3 - Áreas susceptíveis à desertificação no Brasil.



Fonte: MMA, 2007.

A desertificação é definida pela Convenção das Nações Unidas de Combate à Desertificação (1994) como a degradação da terra nas zonas áridas, semiáridas e subúmidas secas, resultante de vários fatores, incluindo as variações climáticas e as atividades humanas.

A degradação da terra implica na redução ou perda da produtividade biológica ou econômica e da complexidade do solo dos ambientes, devido aos sistemas de uso da terra ou a um processo ou combinação de processos, incluindo os resultantes da atividade humana e das suas formas de ocupação do território (SAMPAIO; SILVA, 2003).

GATTAI (2006) ao avaliar áreas contaminadas com rejeito de chumbo, representando 15% e 100% de contaminação do solo observou uma perda significativa da riqueza de fungos micorrízicos arbusculares, a qual atingiu 82% abaixo da riqueza encontrada na área de caatinga natural adjacente. Resultados esses similares ao de MARGULHÃO et al. (2010) os quais encontraram uma perda 71% na riqueza em áreas degradadas por mineração gesseira em Araripina quando comparada a área de caatinga natural. Bem como o registrado por SILVA et al. (2005) que evidenciaram a perda de 93% da riqueza em amostras de solo resultantes de impacto por mineração de cobre, demonstrando assim a significância da ação antropogênica sobre o bioma Caatinga, ocasionando perda da biodiversidade.

2.6 SOLOS DA CAATINGA

Os solos da Caatinga possuem a maior variabilidade dentre os biomas do país (SILVA et al., 1993), apresentando-se em forma de um complexo mosaico mesmo em pequenas distâncias, devido ao efeito diferencial da erosão geológica os quais possuem duas formações geológicas principais, a sedimentar e a cristalina (SAMPAIO, 1995; 2010). Os solos da Caatinga de uma forma geral são rasos, pedregosos, ricos em minerais, ácido e pobre em matéria orgânica, ocasionando uma baixa capacidade de retenção de água (SAMPAIO, 2010).

A alta diversidade de solos, na Caatinga está representado por latossolos, argissolos, brunos não cálcicos, planossolos, solonetz-solonizados, solonchacks, cambissolos, vertissolos, areias quartzosas, regossolos, rendzinas, aluvias e chernossolos, que variam em características físicas e químicas, alterando a

fertilidade e capacidade de retenção de água entre cada classe, o que resulta em cobertura vegetal diferenciada (JACOMINE, 2002).

Para o PARNA Catimbau há predominância dos neossolos quatzarênicos na área, devido a sua localização estar sobre a bacia Tucano-Jatobá, com as formações Tacaratú e Inajá predominando, como também é possível observar a presença em menor quantidade de latossolos, argissolos, cambissolos, planossolos e luvissolos (MENDES, 2012)

2.7 INDICADORES BIOLÓGICOS DA QUALIDADE DO SOLO

De acordo com Doran e Parking (1994) a qualidade do solo pode ser definida como a capacidade do solo funcionar plenamente dentro dos limites de um ecossistema, sustentando a produtividade biológica e mantendo a qualidade do ambiente. Neste sentido, fatores químicos, físicos e biológicos podem estimar o impacto da antropização no sistema (SALAZAR et al., 2011).

Dentre os parâmetros utilizados como indicadores da qualidade do solo a respiração edáfica basal, a biomassa microbiana, a matéria orgânica e a atividade enzimática microbiana a qual apresenta alta sensibilidade à dinâmica edáfica, são consideradas boas indicadoras da qualidade do solo (GIL-SOTRES et al., 2005).

A respiração edáfica basal, que estima a emissão de CO₂ pelos microorganismos da comunidade edáfica, é o parâmetro mais comumente utilizado. Representa a oxidação da matéria orgânica por organismos heterotróficos, relacionando-se com a perda do C orgânico do sistema solo-planta para a atmosfera, podendo indicar estresse ecológico (MOREIRA; SIQUEIRA, 2006; ANDERSON, 2003; ISLAM; WEIL, 2000).

A biomassa microbiana representa a porção viva da matéria orgânica, sendo constituída por bactérias, fungos, protozoários, algas e microfauna; é responsável por importantes processos ecológicos, como decomposição e mineralização da matéria orgânica dos solo, além de ser um importante reservatório de nutrientes o qual é facilmente reciclado. A biomassa microbiana é considerada boa bioindicadora, visto que demonstra rápidas mudanças quando a qualidade do solo é alterada (ANDREOLA; FERNANDES, 2007; ROSCOE et al., 2006).

Determinar a atividade enzimática no solo resultante do metabolismo microbiano, o qual é principalmente extracelular, podendo estar livre na solução do

solo, em colóides ou complexos húmicos (MOREIRA; SIQUEIRA, 2006), sendo as principais a atividade da hidrólise do diacetato de fluorescína, da desidrogenase, da fosfatase e da β -Glucosidase.

A hidrólise do diacetato de fluorescína quantifica a atividade enzimática geral, que corresponde as lipases, esterases e proteases, as quais hidrolisam compostos fluorogênicos liberando fluoresceína (ALARCÓN-GUTIÉRREZ et al., 2008).

A atividade da desidrogenase indica o metabolismo oxidativo da microbiota pela transferência do hidrogênio proveniente da matéria orgânica para aceptores inorgânicos, sendo considerada um dos indicadores da qualidade do solo de maior importância e o mais utilizado dentre os indicadores enzimáticos (SALAZAR et al., 2011; QUILCHANO; MARAÑÓN, 2002).

A fosfatase catalisa a hidrólise das ligações ésteres entre o fosfato e o carbono provenientes de substratos orgânicos compostos gerando fósforo inorgânico solúvel e desta forma disponibilizando este nutriente para os vegetais (KITAYAMA, 2013; TURNER; HAYGARTH, 2005; TARAFDAR; JUNGK, 1987).

A β -Glicosidase é responsável pela hidrólise de celobiose e de oligossacarídeos a glicose, e decomposição da matéria orgânica, sendo desta forma uma importante fonte de energia para os micro-organismos do solo (EIVAZI; TABATABAI, 1988; TABATABAI, 1994).

3. OBJETIVOS

3.1 OBJETIVO GERAL

Conhecer a distribuição/diversidade de FMA e a atividade microbiana do solo no Parque Nacional do Catimbau - PE.

3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Definir a condição micorrízica dos vegetais nos pontos de coleta;
- Determinar o número mais provável de propágulos infectivos e de esporos de FMA nas áreas estudadas;

- Identificar as espécies de FMA e determinar a similaridade destas entre as diferentes áreas e os diferentes períodos de coleta;
- Determinar a riqueza de espécies, abundância relativa, equitabilidade e diversidade dos FMA nas áreas de coleta;
- Determinar e comparar a atividade microbiana do solo nas diferentes fito-fisionomias.

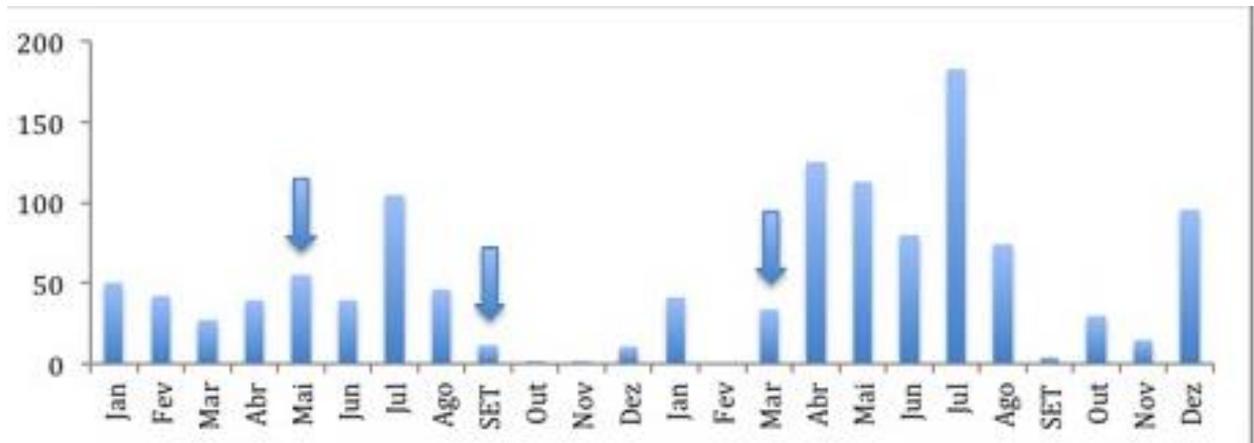
3. MATERIAIS E MÉTODOS

3.1 ÁREA DE ESTUDO

Três coletas foram realizadas no Parque Nacional (PARNA) do Catimbau (Figura 4 – 5), localizado entre o agreste e o sertão do estado de Pernambuco, nas microrregiões do vale Ipanema e Moxotó. O Parque abrange uma área de 62.000 hectares distribuídos entre os municípios de Buíque, Tupanatinga e Ibimirim (MMA, 2002). Inserido no domínio semiárido brasileiro, com clima classificado segundo Koppen como Bshw, e média de precipitação entre 650 a 1100mm (SNE, 2008).

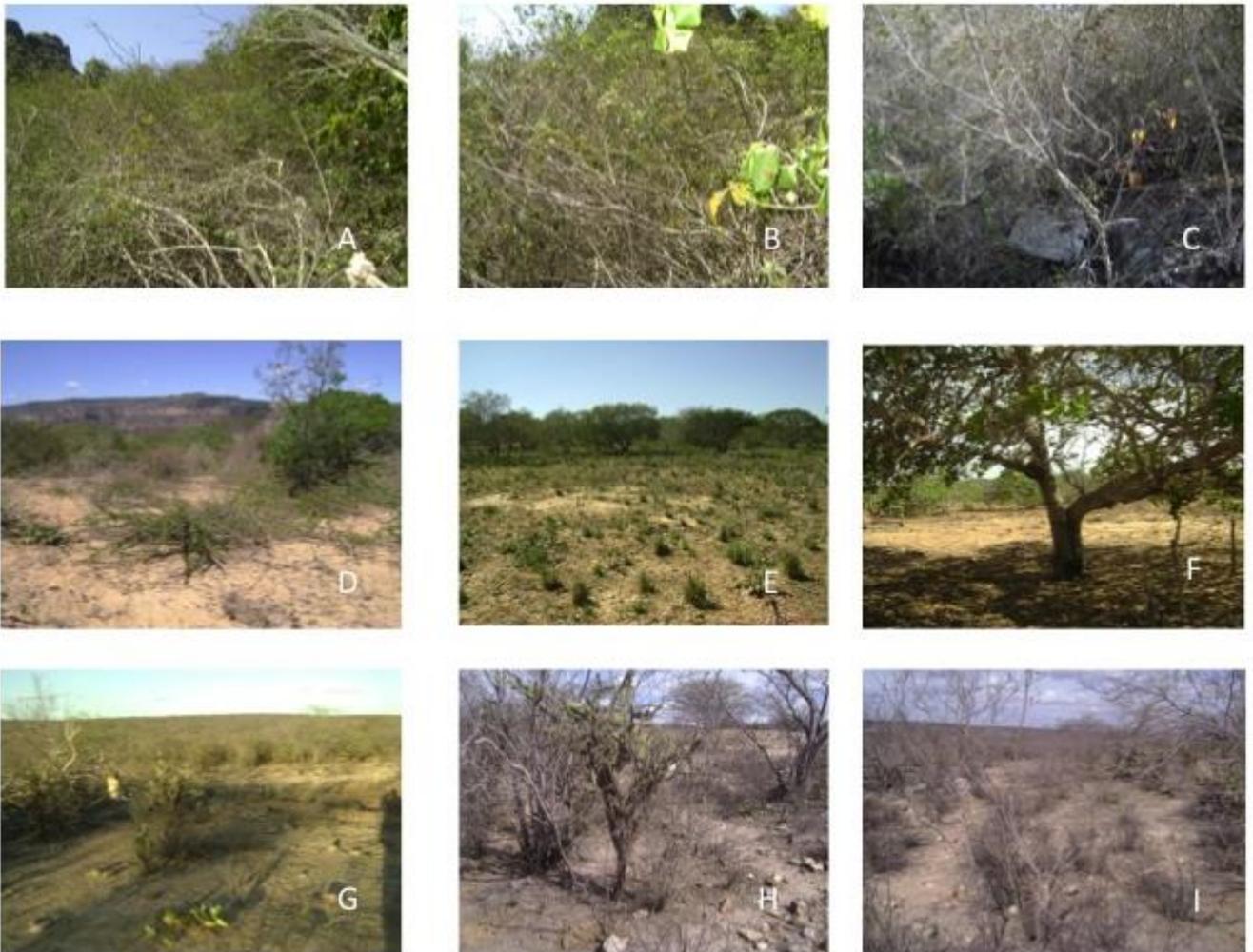
As áreas escolhidas possuem as seguintes fitofisionomias: caatinga *stricto sensu*, caracterizada por uma vegetação xerófila arbustiva espinhosa (Zé Bezerra, 08°30'48.3"S 037°14'57.8"W); caatinga de areia, a qual possui vegetação arbustiva espinhosa em sedimento arenoso (trilha do cânion, 08°31'55.8"S 037°15'06.2"W); carrasco, definido em áreas de vegetação xerófila arbustiva não espinhosa (Serrinha, 08°31'29.4"S 037°14'17.3"W); afloramento rochoso, o qual é definido como uma rocha mãe exposta, com depressões contendo uma rasa porção de solo (Serra Branca, 08°32'25.9"S 037°15'02"W); caatinga *stricto sensu* antropizada I, área desmatada utilizada para pastagem de bovinos (Pedra do Cachorro, 08°34'25.8"S 037°15'07.6"W) e caatinga *stricto sensu* antropizada II, área utilizada para retirada de lenha e pasto para caprinos (Açude Velho, 08°29'51"S 037°19'58"W). Localizando-se as cinco primeiras áreas no município de Buíque e a última no município de Tupanatinga, PE.

Gráfico 1 - Precipitação (mm) mensal nos anos de 2012 – 2013 no município de Buíque, PE.



Fonte: APAC, 2014.

Figura 4 - Áreas de estudo: caatinga de areia (A-C); caatinga *stricto sensu* (D-F); carrasco (G-I). 1ª coleta (A,D,G); 2ª coleta (B,E,H); 3ª coleta (C,F,I).



Fonte: MARINHO, 2014

Figura 5 - Áreas de estudo: afloramento rochoso (A-C); caatinga *stricto sensu* antropizada I (D-F); caatinga *stricto sensu* antropizada II (G-I); 1ª coleta (A,D,G); 2ª coleta (B,E,H); 3ª coleta (C,F,I)



Fonte: MARINHO, 2014.

3.2 COLETAS

Amostras de solo foram coletadas nos meses de maio e setembro de 2012, e em março de 2013. Em cada uma das áreas delimitaram-se parcelas de 1.000m², onde foram coletadas seis amostras, com dez metros de distância entre si, compostas de seis subamostras, com aproximadamente 5kg de solo rizosférico, retirados a uma profundidade de 0 - 20cm. As amostras foram acondicionadas em

sacos plásticos e levadas ao laboratório. Parte foi encaminhada para caracterização física e química do solo e o restante usado para as demais análises.

3.3 CARACTERIZAÇÃO QUÍMICA E FÍSICA DO SOLO

Para cada área foram enviadas duas amostras de solo, compostas por duas amostras do campo combinadas entre si, para Estação Experimental de Cana-de-açúcar em Carpina – PE, a qual realizou a determinação das características por meio do Manual de Análises Químicas para a Avaliação da Fertilidade do Solo (EMBRAPA, 1998).

3.4 EXTRAÇÃO DOS GLOMEROSPOROS

Glomerosporos foram extraídos de 50 g de solo seco de cada amostra, pelo método de peneiramento úmido (GERDEMANN; NICOLSON, 1963) seguido por centrifugação em água e solução de sacarose 50% (JENKINS, 1964 modificado) e quantificados em placa canaletada, com auxílio de estereomicroscópio (40x).

3.5 DENSIDADE DE GLOMEROSPOROS

Glomerosporos foram extraídos de 50 g de solo seco de cada amostra, pelo método de peneiramento úmido (GERDEMANN; NICOLSON, 1963) seguido por centrifugação em água e sacarose 50% (JENKINS, 1964 modificado) e quantificados em placa canaletada, com auxílio de estereomicroscópio (40x).

3.6 CULTURAS ARMADILHAS

Para promover a multiplicação dos FMA, facilitando a identificação das espécies, foram montadas culturas armadilhas. O solo coletado foi usado como inóculo sendo montados em potes com 3 Kg de solo (1 kg de cada ponto, totalizando três pontos por área, por coleta) em casa de vegetação. Como hospedeiros foram utilizados milho (*Zea mays* L.), Sorgo [*Sorghum bicolor* (L.) Moench] e amendoim (*Arachis hypogaea* L.) semeados no mesmo pote. As plantas foram mantidas por dois ciclos de quatro meses em casa de vegetação e, após cada ciclo, os

glomerosporos foram extraídos dos potes de cultura armadilha para a identificação das espécies de FMA .

3.7 IDENTIFICAÇÃO MORFOLÓGICA DAS ESPÉCIES DE FMA

Glomerosporos de cada área e cultura armadilha foram separados em morfotipos e montados em lâminas com álcool polivinílico em lactoglicerol (PVLG) e PVLG + reagente de Melzer (1:1 v/v), examinados ao microscópio e identificados (BLASZKOWSKI, 2012; SCHENCK; PÉREZ, 1990 e descrições mais recentes).

3.8 NÚMERO MAIS PROVÁVEL (NMP) DE PROPÁGULOS INFECTIVOS DE FMA.

O número de propágulos infectivos de FMA nos solos foi estimado pela técnica do número mais provável (NMP) utilizando potes de 100 mL com solo de cada área de coleta diluído (1:101:100; 1:1000 e 10:000) em areia lavada e seca em estufa a 105°C; como controle utilizou-se solo da área sem diluição. E como hospedeiro plântulas de milho (FELDMANN; IDCZAK, 1994). Após 30 dias as raízes foram coletadas, lavadas, clarificadas, coradas (PHILLIPS; HAYMAN, 1970) e avaliadas quanto à presença de colonização por FMA. Os resultados foram comparados com os dados da tabela de COCHRAN (1950) e expressos em número de propágulos de FMA por cm³ de solo.

3.9 AVALIAÇÃO DA RESPIRAÇÃO EDÁFICA BASAL (REB)

Amostras de 100 g⁻¹ solo foram incubadas em frasco rosqueável com 10 mL de NaOH (0,5 N) por 15 dias. O CO₂ foi quantificado por titulação com HCl 0,1 N utilizando fenolftaleína (0,1% em etanol) e alaranjado de metila (1%) como indicadores de pH. O CO₂ emitido através da respiração dos micro-organismos foi expresso em µg/g de solo seco dia⁻¹ (GRISI, 1978).

3.10 CARBONO DA BIOMASSA MICROBIANA (CBM)

O carbono da biomassa microbiana (CBM) foi determinado pelo método de fumigação-extração com clorofórmio livre de etanol em 20 g solo, seguido da

extração do carbono com sulfato de potássio (0,5 M) e oxidação com dicromato de potássio (0,66 mM) em meio com ácido sulfúrico concentrado e ácido fosfórico. A quantificação do carbono foi realizada pela titulação com sulfato ferroso amoniacal (0,033 N) usando difenilamina 1 % como indicador. Os valores foram expressos em $\mu\text{g C g}^{-1}$ solo seco (DE-POLLI; GUERRA, 1997).

3.11 COEFICIENTE DO CO₂

O $q\text{CO}_2$ foi determinado pela razão entre o carbono do CO₂ liberado na respiração edáfica basal e o carbono da biomassa microbiana do solo (ANDERSON; DOMSCH, 1985).

3.12 ATIVIDADE DA DESIDROGENASE

Amostras de solo foram incubadas com TTC 1% (cloreto de 2,3,5 trifeniltetrazólio) em banho maria (37 °C) por 24 horas. Após esse período a reação foi interrompida com metanol e o TTF (trifenilformazan) formado foi então medido em espectrofotômetro (485 nm). Para curva-padrão utilizou-se a solução de TTF (1% em metanol) e os valores de atividade enzimática expressos em $\mu\text{g TTF g}^{-1}$ solo seco (CASIDA; KLEIN; SANTORO, 1964).

3.13 ATIVIDADE DE HIDRÓLISE DO DIACETATO DE FLUORESCEÍNA (FDA)

Amostras de solo foram incubadas em Erlenmeyer com tampão fosfato de potássio (66 mM; pH 7,6) e solução de FDA (0,02 g/10 mL de acetona) por 20 minutos. Após a reação foi interrompida com acetona e realizou-se a leitura em espectrofotômetro (490 nm). Para curva-padrão utilizou-se concentrações crescentes de FDA previamente hidrolisadas pelo calor (100 °C). A atividade enzimática foi expressa em μg de fluoresceína hidrolisada g^{-1} solo seco h^{-1} (SWISHER; CARROL, 1980).

3.14 ATIVIDADE DA B-GLICOSIDASE

Amostras de solo foram incubadas por 1h a 37°C, contendo tolueno, tampão universal e solução de p-nitrofenil- β -D- glicopiranosídeo. Após a incubação CaCl₂ e TRIS, com a leitura efetuada em espectrofotômetro (400 nm). (EIVAZI; TABATABAI, 1988).

3.15 ATIVIDADE DA FOSFATASE

Amostras de solo foram incubadas em erlenmeyer a 37°C por 1 hora, contendo tampão MUB e solução de p-nitrofenil fosfato, posteriormente foi adicionado CaCl₂ (0,5M) e NaOH (0,5M) e a concentração determinada em espectrofotômetro a 400nm (TABATABAI; BREMNER,1969).

3.16 ESTRUTURA DA COMUNIDADE DE FMA E ANÁLISES ESTATÍSTICAS

Os dados de colonização e número de esporos foram transformados em arco de seno e $\log(x + 1)$, respectivamente, os dados referentes aos atributos químicos e físicos do solo, e dados provenientes da atividade microbiana do solo foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo testes de Tukey ($p \leq 0,05$), com o auxílio do programa ASSISTAT 7.7 beta (SILVA; AZEVEDO).

Para avaliação da comunidade de FMA foram observadas: riqueza de espécies, frequência relativa, abundância relativa, equitabilidade e similaridade das espécies de FMA entre as áreas. A frequência relativa foi determinada pela razão entre o número de amostras em que determinada espécie ocorreu pelo número total de amostras. A abundância relativa foi determinada pela razão entre o número de esporos de uma determinada espécie e o número total de esporos.

Foram utilizados como índices de diversidades Shannon – Wiener, calculado pela fórmula $H' = - \sum (X_i/X_o) \times \log (X_i/X_o)$, onde X_i é o número de esporos por 50 g de solo e X_o é o número total de esporos de todas as espécies (SHANNON; WEAVER, 1949), e o índice de Margalef foi calculado com base na seguinte equação: $d = S - 1/\text{Log}N$, S é o número de espécies, N é o número total de esporos na amostra (Margalef, 1958). O índice de equitabilidade de Pielou foi obtido a partir da aplicação da seguinte equação: $J' = H'/\text{Log} (S)$, X_i é o número de esporos de cada espécie em 50 g, X_o é o número total de esporos de todas as espécies (PIELOU, 1975).

Para análise da similaridade das espécies de FMA entre as áreas foi utilizado o índice de Sørensen (SØRENSEN, 1978), com auxílio do programa PRIMER 6.0 (CLARKE; GORLEY, 2006).

Os dados de composição da comunidade foram ordenados usando o non-metric multidimensional scaling (NMS) (KRUSKAL, 1964), utilizando-se a distância de Sørensen. Uma matriz secundária foi utilizada para correlacionar as propriedades químicas e físicas do solo com os dados de composição de comunidades de FMA (matriz primária), com objetivo de observar relação entre as mesmas. A significância das correlações foi estimada em consulta à *VassarStats website* (<http://vassar.net/rsig.html>). Com o objetivo de avaliar diferenças na composição das comunidades de FMA nas áreas e períodos utilizou-se o procedimento de permutação multirespostas (MRPP) (MIELKE; BERRY, 2000). Empregou-se o teste de Mantel pelo método de randomização de Monte Carlo com o objetivo de avaliar a relação entre as matrizes. As análises multivariadas (NMS, MRPP e Mantel) foram realizadas com auxílio do programa PC-ORD versão 5.0 (MCCUNE; MEFFORD, 2006)

4. RESULTADOS

Os solos das áreas apresentam diferentes classes texturais: areia franca (caatinga, caatinga de areia e afloramento rochoso), franco argilo arenosa (carrasco), areia (antropizada I) e franco arenosa (antropizada II). O pH variando de hiperácido a subácido (4,36 a 6,47). As áreas apresentam em geral com baixa fertilidade (exceção caatinga *stricto sensu* antropizada II), baixos níveis de fósforo e frações de matéria orgânica que variaram de 0,79% a 8,12% para a caatinga antropizada I e caatinga de areia, respectivamente (tabela 2).

Foram registradas 80 táxons de FMA no total (tabela 3), pertencentes a 16 gêneros e 9 famílias: Acaulosporaceae, Ambisporaceae, Dentiscutataceae, Entrophosporaceae, Intraornatosporaceae, Gigasporaceae, Glomeraceae, Racocetraceae e Scutellosporaceae. *Racocetra undulata* foi recuperada apenas de cultura armadilha. *Racocetra undulata* é um novo registro para o Brasil enquanto *Acaulospora gedanensis* e *Paradentiscutata marítima* constituem novos registros para a Caatinga (tabela 3).

Glomus (22 espécies) e *Acaulospora* (22 espécies) foram os gêneros com maior representatividade, apresentando conjuntamente 53% do total de espécies, seguidos por *Racocetra* representado por 6 espécies, *Claroideoglomus* com cinco espécies, *Gigaspora* e *Scutellospora* com quatro espécies, *Dentiscutata* e *Fuscutata* com três espécies, *Ambispora*, *Cetraspora* e *Paradentiscutata* com duas espécies e *Entrophospora*, *Funneliformis*, *Intraornatospora*, *Kuklospora* e *Orbispora* com apenas uma espécie (tabela 3).

Gigaspora margarita e *Glomus macrocarpum* foram registradas em todas as áreas de coleta, enquanto *Acaulospora delicata*, *Acaulospora laevis*, *Acaulospora gedanensis*, *Claroideoglomus claroideum*, *Dentiscutata biornata* e *Glomus intraradices* foram registrados exclusivamente na caatinga de areia; *Acaulospora lacunosa*, *Cetraspora gilmore*, *Claroideoglomus luteum*, *C. sp1*, *C. sp2*, *Racocetra gregaria* e *Scutellospora sp3* na caatinga *stricto sensu*; *Funneliformis sp*, *Fuscutata savannicola* e *Racocetra undulata* no afloramento rochoso; *Glomus sp5* no carrasco; *Paradentiscutata marítima* na caatinga antropizada I e *Acaulospora denticulata*, *Acaulospora excavata* e *Racocetra coralloidea* na caatinga antropizada II.

Tabela 2 - Caracterização química e física do solo nas áreas de coleta presentes no Parque Nacional do Catimbau – PE.

Propriedades do Solo																	
Áreas	Química																
	Fe	Cu	Zn	Mn	P	pH (H ₂ O)	K	Na	Al	Ca	Mg	H	C.T.C	V	C	m	M.O
	mg dm ⁻³						cmol _c dm ⁻³						%				
Caatinga	99,25b	8,37bc	0,55 b	5,33b	4,55c	4,68c d	0,15 b	0,06b	0,42 b	1,28 b	0,30b	6,17c	8,36 bc	21,41c	1,58c	19,26a	2,72cd
Caatinga de Areia	25,53c	15,18a	0,88 b	4,48b	5,44bc	4,42d	0,08 b	0,21ab	1,10 a	2,02 b	0,31b	11,47a	15,17 a	18, 36c	3,82a	18,00a	6,59 a
Carrasco	142,93a	8,60bc	0,67 b	3,71b	4,88c	4,53c d	0,15 b	0,24a	0,55 ab	1,12 b	0,30b	5,85c	8,59 bc	22,76c	1,99bc	23,40a	3,44
Afloramento Rochoso	46,85c	11,20ab	0,95 b	3,01b	12,11a	4,82c	0,17 b	0,07b	0,44 b	1,61 b	0,35b	8,55b	11,20 ab	19,69c	2,88ab	17,07a	4,97ab
Antropizada I	49,66c	4,17c	0,99 b	4,08b	9,22abc	5,37b	0,10 b	0,09ab	0,14 b	1,1b	0,35b	2,37d	4,17 c	42,85b	0,85c	7,57b	1,07d
Antropizada II	85,39b	12,98ab	3,05 a	64,87a	11,11a b	6,17a	0,41 a	0,10ab	0,01 b	8,35 a	1,58a	2,32d	12,98 ab	80,83a	1,86bc	0,18b	3,18bc

Física											
Áreas	UMI	DS	DP	PT	Argila Natural	Areia Total	Areia Grossa	Areia Fina	Silte	Argila	
Caatinga	2,70a	1,45ab	2,54a	43,14bc	2,64a	81,39ab	51,24ab	30,16a	9,17ab	9,44ab	
Caatinga de Areia	1,91ab	1,32bc	2,47a	46,66ab	1,39a	82,15ab	54,19ab	27,96a	10,37ab	7,47ab	
Carrasco	1,84ab	1,30c	2,55a	48,98a	3,30a	73,23b	41,96b	31,26a	14,3a	12,49 ^a	
Afloramento Rochoso	1,32bc	1,35bc	2,53a	46,94ab	2,19a	85,54ab	58,47a	27,61a	7,5ab	6,97ab	
Antropizada I	0,72bc	1,45ab	2,57a	43,74bc	1,30a	89,90a	64,29a	25,61a	4,27b	5,82b	
Antropizada II	0,29c	1,50a	2,55a	41,11c	3,05a	79,33ab	50,08ab	29,24a	9,25ab	11,43ab	

Colunas com a mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$); C.T.C = Capacidade de troca catiônica; V = fertilidade; C = Carbono orgânico; m = Saturação por alumínio; M.O = Matéria orgânica; UMI = Umidade D.S = Densidade do solo; D.P = Densidade da partícula; P.T = Porosidade total. Fonte: MARINHO, 2014

Tabela 3 - Frequência relativa (FR) e abundancia relativa (AR) de espécies de fungos micorrízicos arbusculares registradas em áreas de caatinga *stricto sensu*. caatinga de areia. carrasco. afloramento rochoso. caatinga *stricto sensu* antropizada I e caatinga *stricto sensu* antropizada II do Parque Nacional do Catimbau – PE.

Espécies de FMA	CAAT		AREIA		CAR		AFLORA		ANTI		ANTII	
	FR	AR	FR	AR	FR	AR	FR	AR	FR	AR	FR	AR
<i>Acaulospora delicata</i>			5.6	0.1								
<i>A. denticulata</i>											16.7	1.4
<i>Acaulospora excavata</i>											22.2	1.4
<i>A. foveata</i>			5.6	0.1			38.9	1,1	11.1	1.0		
<i>A. gedanensis</i>			11.1	0.1								
<i>A. lacunosa</i>	11.1	0.2										
<i>A. laevis</i>			5.6	0.1								
<i>A. longula</i>	11.1	0.4	11.1	0.1	16.7	1.5	5.6	0,1				
A. mellea	100	47.4	83.4	18.4	72.2	33.1	100	42,1	66.7	7.4		
<i>A. morrowiae</i>	11.1	0.2					16.7	0,2			5.6	1
A. scrobiculata							16.7	1,4	77.8	29.5	11.1	4.6
<i>A. sieverdingii</i>							5.6	0,1	11.1	2.2		
<i>A. tuberculata</i>	5.6	0.1	11.1	0.1			11.1	0,2	5.6	0.2	11.1	0.8
<i>Acaulospora</i> sp.1	11.1	0.1					16.7	0,7				
Acaulospora sp.2	66.7	3.2	16.7	0.5	38.9	1.3	33.4	1,8	16.7	1.4		
<i>Acaulospora</i> sp.3					5.6	0.1						
<i>Acaulospora</i> sp.4			22.2	0.8	5.6	0.5	11.1	0,1	5.7	0.2		
<i>Acaulospora</i> sp.5			11.1	0.1			16.7	0,1	5.7	2.7		
<i>Acaulospora</i> sp.6	5.7	0.1	5.6	0.1								
<i>Acaulospora</i> sp.7	5.1	0.2	11.1	0.2			22.2	0,4	16.7	0.7		
<i>Acaulospora</i> sp.8			5.6	0.1								
Acaulospora sp.9					11.1	1.2			27.8	2.7		
Ambispora appendicula	11.1	0.2	22.2	0.3			22.2	0,5	22.2	1.2	77.8	13.4
<i>Ambispora</i> sp.					5.6	0.1			5.56	0.5		
Bulbospora minima			22.2	1.0			61.1	4				
<i>Cetraspora gilmorei</i>	11.1	0.5									5.6	0.2
<i>Cetraspora pellucida</i>	16.7	0.2	11.1	0.1	11.1	0.2	5.56	0,1			11.1	0.4
<i>Claroideoglosum claroideum</i>			5.6	0.1								
C. etunicatum	22.2	0.7	27.8	0.2	5.6	0.1						
<i>C. luteum</i>	5.7	0.1	5.6	0.1								
<i>Claroideoglosum</i> sp.1	5.6	1.52			5.6	0.1	11.1	0,3				
<i>Claroideoglosum</i> sp.2	5.6	0.3	5.6	0.1								
<i>Dentiscutata biornata</i>			5.6	0.1	16.7	1						
D. cerradensis	33.3	0.6	11.1	0.1	22.2	0.7	27.7	1				
<i>D. scutata</i>	5.6	0.1	11.1	0.1					5.6	3.4		
<i>Entrophospora colombiana</i>	5.6	0.6	5.6	0.02	5.6	0.1			5.6	0.4		
Entrophospora sp.	16.6	0.1			22.2	0.9	27.7	1,3	16.7	1.2		
<i>Funneliformis</i> sp.							22.2	0,2				
<i>Fuscutata heterogama</i>									33.4	3.2		
<i>F. rubra</i>	5.6	0.1							16.7	0.7		
F. savannicola	27.8	0.3	5.6	0.1			16.7	0,5	5.6	0.5		
Gigaspora albida	22.1	0.2	38.9	1.2	5.6	0.1	5.6	0,3	5.6	0.7	16.7	2.6
<i>G. decipiens</i>			11.1	0.1			5.6	0,1	5.6	0.2	5.7	0.4
G. gigantea	50.0	1.2	44.45	3.7	11.1	1.2	33.4	5,1	11.1	0.7	11.1	2
G. margarita	27.8	1.0	50	2.1	11.1	0.1	27.7	1,2	11.1	0.2	27.8	4
<i>Glomus ambisporum</i>	16.7	1.2	5.56	4.7			16.7	0,5	5.6	0.5		
<i>G. brohultii</i>	16.7	0.2	33.34	2.5	16.7	0.5	50	4,1	11.1	2.7		
G. glomerulatum	38.9	1.4	38.89	3.31	33.3	9.2	16.7	0,2	16.7	9.4	16.7	4

Espécies de FMA	CAAT		AREIA		CAR		AFLORA		ANTI		ANTII	
	FR	AR	FR	AR	FR	AR	FR	AR	FR	AR	FR	AR
G. macrocarpum	66.7	15.3	55.56	21.6	72.2	24.4	44.4	8.3	16.7	1.4	27.78	9.7
<i>G. microcarpum</i>	5.6	0.2	27.78	0.5	11.1	0.3					16.67	3
G. trufemii	27.8	0.4	11.12	0.2	16.7	0.3	5.6	0,6				
Glomus sp.1	27,8	1.8	16,67	0,7			22,2	0,5				
<i>Glomus sp.2</i>	11,1	0,5	5,6	0,7	27.8	0.4	5,6	0,7	11.1	2.7		
Glomus sp.3	33,3	0,6	27,8	0,3			11,1	0,3	11,1	3.9		
<i>Glomus sp.4</i>	5,6	2.4	27,8	2.1	22,2	1.2	5,6	0,9	5,6	3.22		
<i>Glomus sp.5</i>	5.6	0.1	11.1	0.3	11.1	0.3	5.6	0,1	5.6	1.0		
<i>Glomus sp.6</i>	11.1	0.3	16.7	0.4			5.6	0,1				
Glomus sp.7	22.2	2.0	27.7	2.9	5.6	0.3	16.7	0,3	11.1	1.2		
<i>Glomus sp.8</i>	22.2	0.3	22.2	0.6			16.7	0,8				
<i>Glomus sp.9</i>			16.7	0.4								
<i>Glomus sp.10</i>	5.6	0.1	5.6	0.3	5.6	2			5.6	0.5	11.12	1.2
<i>Intraornatospora intraornata</i>	11.1	0.1							5.6	0.2		
<i>Orbispora pernambucana</i>			5.6	0.1	5.56	0.1			5.6	0.2	16.7	1.6
Paradentiscutata bahiana	33.3	1.0	16.7	0.2			5.6	0.1	11.1	0.5		
<i>P. marítima</i>									5.6	0.5	22.2	1.4
<i>Racocetra coralloidea.</i>	16.7	0.7	5.6	0.3	11.1	0.4	11.1	0.1			16.6	4.2
R. fulgida			16.7	1.17			33.4	7.0				
<i>R. gregaria</i>	5,6	0,1	5.56	0.01								
<i>R. undulata</i>							#					
<i>R. weresubiae</i>											5.6	0.2
<i>Racocetra sp.</i>	11.1	0.3	16.7	0.2	5.6	0.2	5,6	0.2	5,6	0.2		
<i>Rhizoglosum clarum</i>							5,6	0.1	5,6	0.5		
R. intraradices	16.67	2.4	22.2	7.8	16.67	7.4	5.6	2	5.6	3.2	27.8	17.3
<i>R. fasciculatum</i>	5.6	0.1	11.1	0.6	5.6	0.5	5.6	0.1			5.6	1.2
<i>R. microaggregatum</i>	5.6	0.3	16.7	1.0	5.56	0.3	5.6	0.6	5.6	0.5	16.7	1.2
Sclerocystis coremioides	33.4	5.3	50	13.6	33.4	6.9	16.7	2.4	16.7	2.7	33.4	20.7
<i>S. sinuosa</i>			11.1	0.5	5.56	0.1	5.6	0.1			11.1	1.2
Scutellospora calospora	33.4	2.3	11.1	1.1	22.23	1.7	11.1	5.6	22.2	2.7		
<i>Scutellospora alterata</i>					5.6	0.2						
<i>Scutellospora sp.</i>	5.56	0.01										

Fonte: MARINHO, 2014.

Maior riqueza e abundância de espécies de FMA foram encontradas nas áreas de caatinga de areia, seguida pela caatinga *stricto sensu*, e afloramento rochoso (Tabela 4). O índice de diversidade de Margalef aponta a caatinga de areia como a fitofisionomia mais diversa em termos de FMA, e o observado pelo índice de Shannon, aponta a caatinga antropizada I e a caatinga de areia como as áreas mais diversas. As áreas antropizadas apresentaram os maiores valores de equitabilidade.

A maior diversidade observada na área antropizada I de acordo com o índice de Shannon apesar da riqueza relevantemente menor, se dá provavelmente pois o valor da equitabilidade para esta área foi o maior do presente estudo. Contudo o índice de Margalef, que leva a riqueza como fator preponderante corrobora o

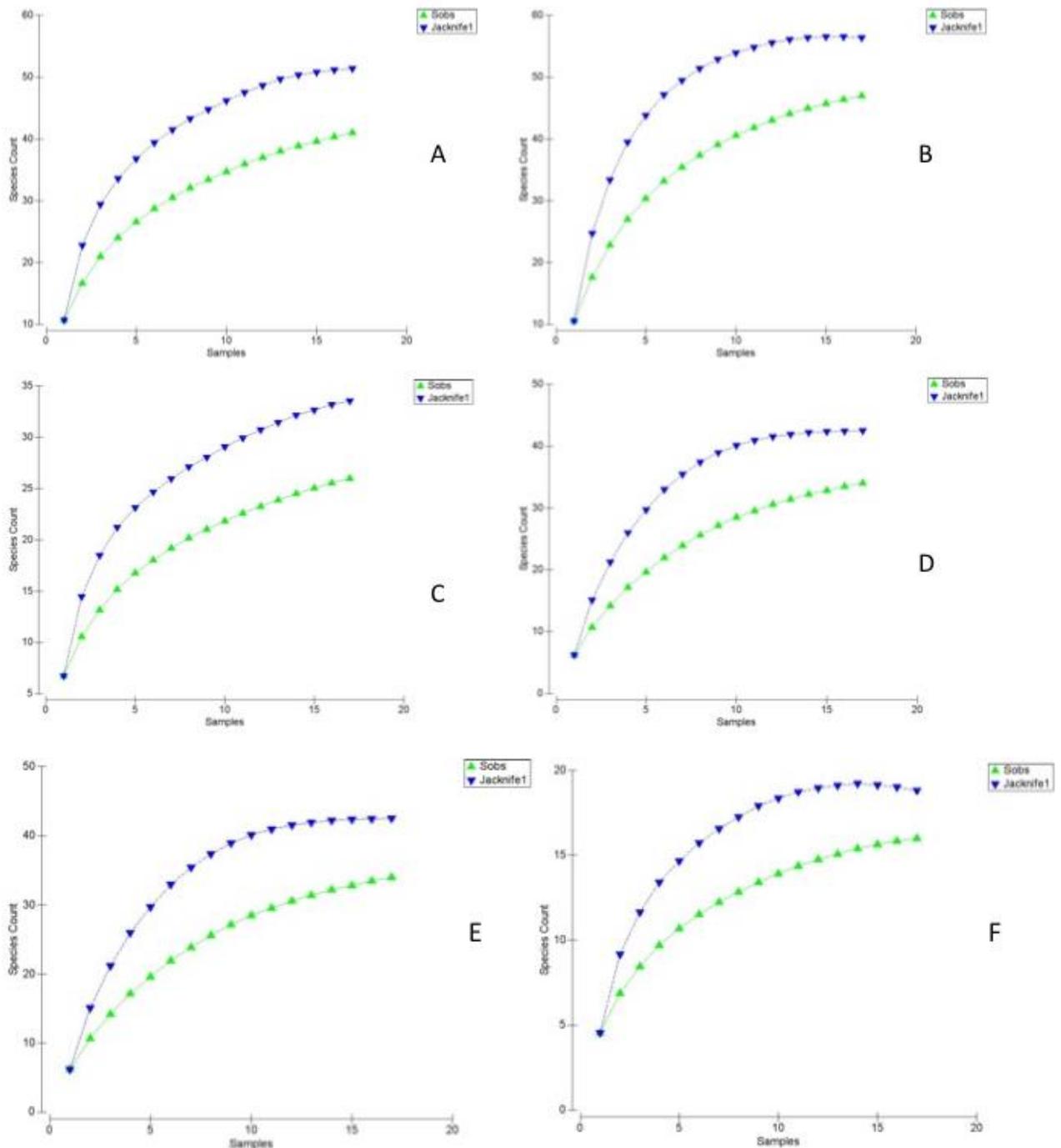
resultado obtido pelo índice de Shannon, com a caatinga de areia apresentando maior diversidade de FMA no PARNA Catimbau.

Tabela 4 - Número de espécies de fungos micorrízicos arbusculares (S), abundância de esporos (N), índices de diversidade de Shannon (H') e Margalef (d) e índice de equitabilidade de Pielou (J'), nas fitofisionomias do Parque Nacional do Catimbau - PE.

Áreas	S	N	H'	d	J'
Caatinga	46	1834	3,006	5,989	0,5442
Caatinga de Areia	54	2130	3,920	6,919	0,6811
Carrasco	28	1413	3,154	3,722	0,6560
Afloramento Rochoso	48	1651	3,389	6,344	0,6068
Caatinga Antropizada I	37	391	3,924	6,050	0,7532
Caatinga Antropizada II	18	382	3,000	2,859	0,7194

De acordo com a curva de acumulação de espécies gerada com base no índice Jackknife de primeira ordem foi possível identificar 80% das espécies estimadas para a caatinga, 77% para a caatinga de areia, 73% para o carrasco, 72% para o afloramento rochoso, 75% para a área antropizada I e 72% para a área antropizada II (Gráfico 2).

Gráfico 2 - Curvas de acumulação espécies de FMA (Sobs) e riqueza estimada com base no índice Jackknife de primeira ordem para a área de Caatinga (A); caatinga de areia (B); carrasco (C); afloramento rochoso (D); antropizada I (E) e antropizada II (F). Observada; jackknife 1.

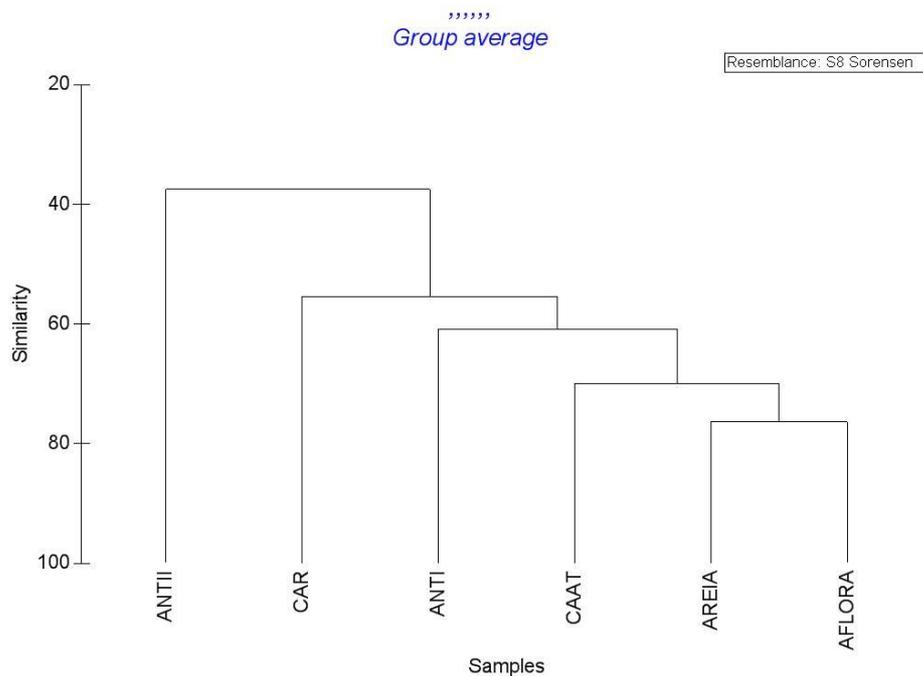


Fonte: MARINHO, 2014.

A áreas naturais, com exceção do carrasco apresentaram maior similaridades entre si quando comparadas às áreas antropizadas; maior similaridade foi registrada

entre a caatinga e a caatinga de areia (70%), com menor similaridade encontrada entre a área antropizada II e o carrasco (28%) (Figura 6).

Figura 6 - Dendograma de similaridade de espécies de fungos micorrízicos arbusculares baseado no índice de Sørensen, para as áreas de caatinga (CAAT), caatinga de areia (AREIA), carrasco (CAR), afloramento rochoso (AFLORA), Antropizada I (ANT I) e antropizada II (ANT II).



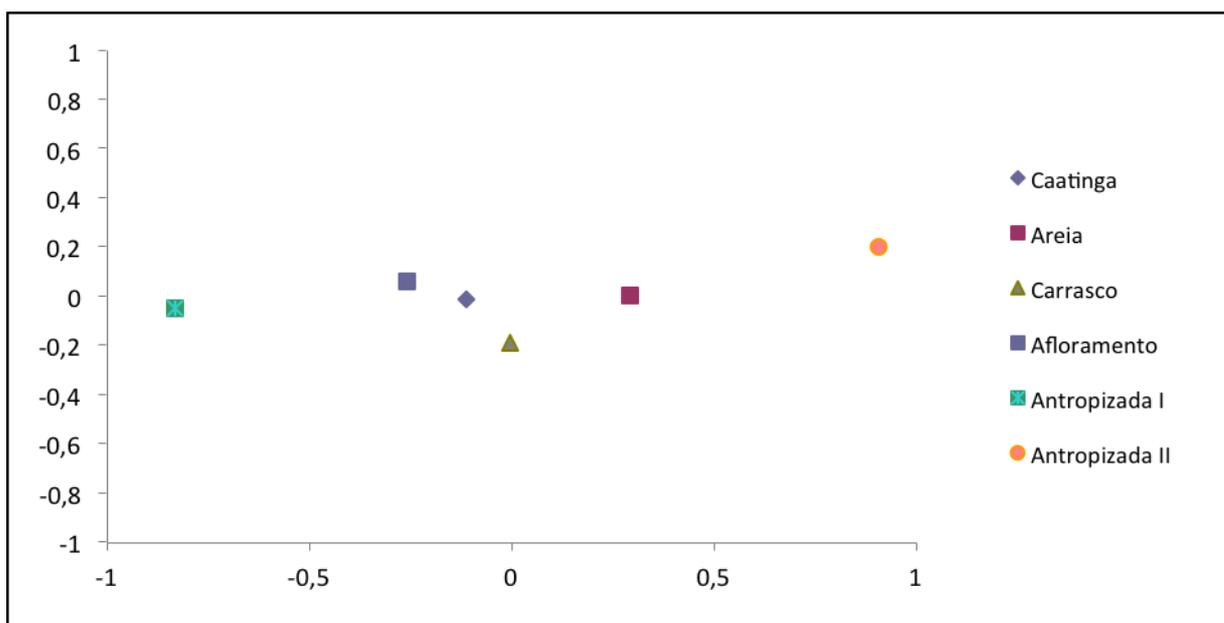
Fonte: MARINHO, 2014.

A análise de escalonamento multidimensional não métrica (NMS) explicou 56% da variabilidade dos dados; sendo 27% explicado pelo eixo 1 e 29% pelo eixo 2 da ordenação (Fig. 5).

O teste de Mantel revelou uma correlação significativa ($p \leq 0,001\%$) entre a matriz primária (espécies de FMA) e a secundária (atributos químicos e físicos do solo). Cerca de 72% das variáveis presentes na matriz secundária foram correlacionados aos eixos 1 ou 2 (Tabela 4).

De acordo com o procedimento de permutação multiresposta (MRPP) as áreas diferiram entre si quanto a composição da comunidade de FMA, e também houve diferenças significativas nas comunidades de FMA entre as coletas (Figura 7) ($p \leq 0,01\%$).

Figura 7 - NMS baseado na composição de fungos micorrízicos arbusculares correlacionado aos atributos químicos e físicos do solo da caatinga, caatinga de areia, carrasco, afloramento rochoso, caatinga antropizada I e caatinga antropizada II, no Parque Nacional do Catimbau – PE.



Fonte: MARINHO, 2014.

Tabela 5 - Coeficiente de correlação entre as variáveis do solo e os eixos 1 e 2 da ordenação.

Variáveis	Coeficientes de Correlação	
	Eixo 1 – NMS	Eixo 2 - NMS
Fe	0,100ns	0,230**
Cu	0,163***	-0,070ns
Zn	0,459*	0,054ns
Mn	0,450*	0,140ns
P	0,075ns	0,104ns
pH	0,258**	0,146ns
K	0,443*	0,318*
Na	0,202**	0,078ns
Al	0,127ns	-0,087ns
Ca	0,353*	0,317*
Mg	0,235**	0,345*
H	0,025ns	0,081ns
S.B	0,385*	0,341*

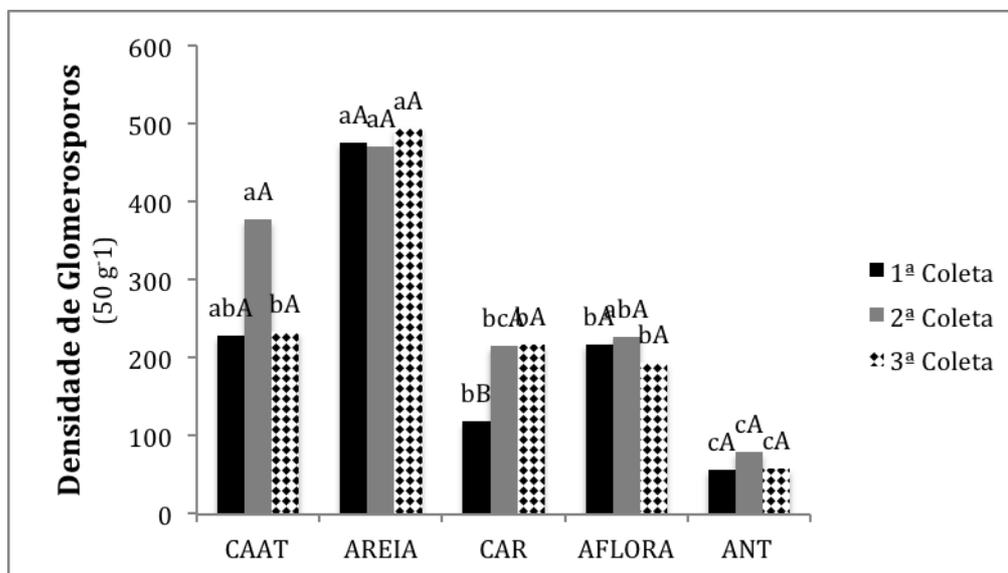
Variáveis	Coeficientes de Correlação	
	Eixo 1 – NMS	Eixo 2 - NMS
CTC	0,323*	0,316*
V	0,328*	0,103ns
C	0,127ns	0,127ns
M	-0,158***	-0,117ns
M.O	0,149ns	0,112ns
D.S	0,101ns	0,87ns
D.P	0,117ns	-0,077ns
P.T	-0,076ns	-0,143ns
Areia. Tot.	-0,274**	0,132ns
Areia. Gro	-0,326*	0,110ns
Areia. Fin.	0,213**	0,012ns
SILTE	0,251**	-0,149ns
ARGILA	0,259**	-0,088ns

Fonte: MARINHO, 2014.

*significativo a 0,1%; ** significativo a 1%; *** significatvo a 5%; ns: não significativo; M.O.: matéria orgânica do solo; D.S.: densidade do solo; D.P.: densidade da partícula; P.T: porosidade total; Arg. Nat.: argila natural; Grau. Floc.: grau de floculação; Ar. Tot.: areia total; Ar. Gro.: areia grossa; Ar. Fin.: areia fina.

A densidade de glomerosporos diferiu estatisticamente entre as áreas, com média variando de > 56 a > 494 glomerosporos em 100 g de solo⁻¹ (Gráfico 3), caatinga antropizada e na caatinga de areia, respectivamente. A caatinga de areia e caatinga apresentaram na segunda coleta o maiores valores de densidade de glomerosporos, seguidos do afloramento rochoso e carrasco, podendo também ser observada a menor densidade de glomerosporos nas três coletas na área de caatinga antropizada. Foi possível observar diferenças estatísticas entre os períodos apenas para a área de carrasco, com menor densidade de glomerosporos na primeira coleta.

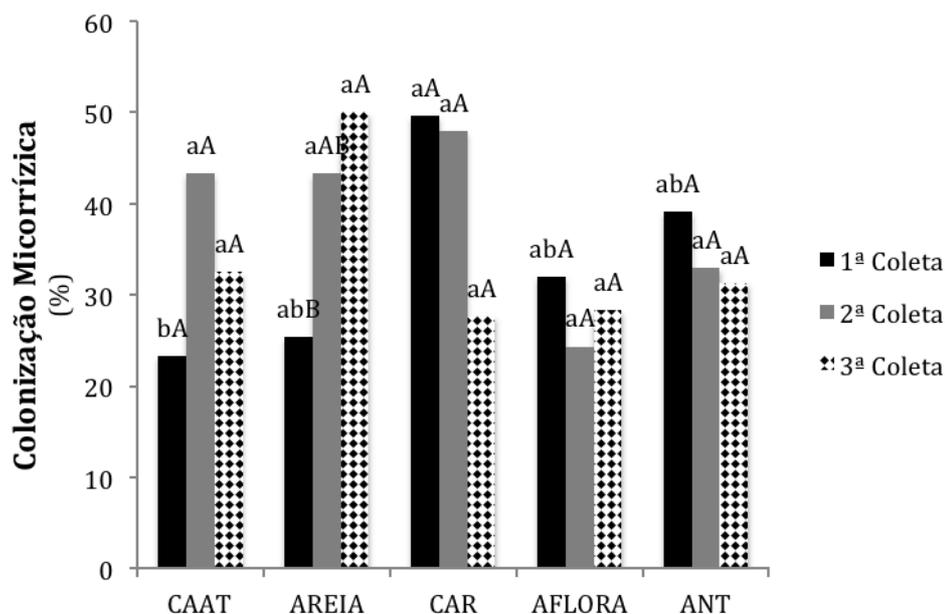
Gráfico 3 - Densidade de glomerosporos em 50 g⁻¹ de solo em áreas de caatinga (CAAT), caatinga de areia (AREIA), carrasco (CAR), afloramento rochoso (AFLORA) e caatinga antropizada (ANT) no PARNA Catimbau, em três períodos de coleta. Colunas com a mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$). Letras minúsculas comparam as áreas, no mesmo período e letras maiúsculas comparam os períodos dentro da mesma área.



Fonte: MARINHO, 2014.

A colonização micorrízica apresentou diferença estatística (Gráfico 4), com as plantas da área de carrasco exibindo a maior taxa de colonização (> 49%) e a caatinga *stricto sensu* a menor taxa de colonização (23%). Ao comparar os períodos de coleta, as plantas na caatinga de areia apresentaram percentual de colonização significativamente diferente, com menor percentual na primeira coleta.

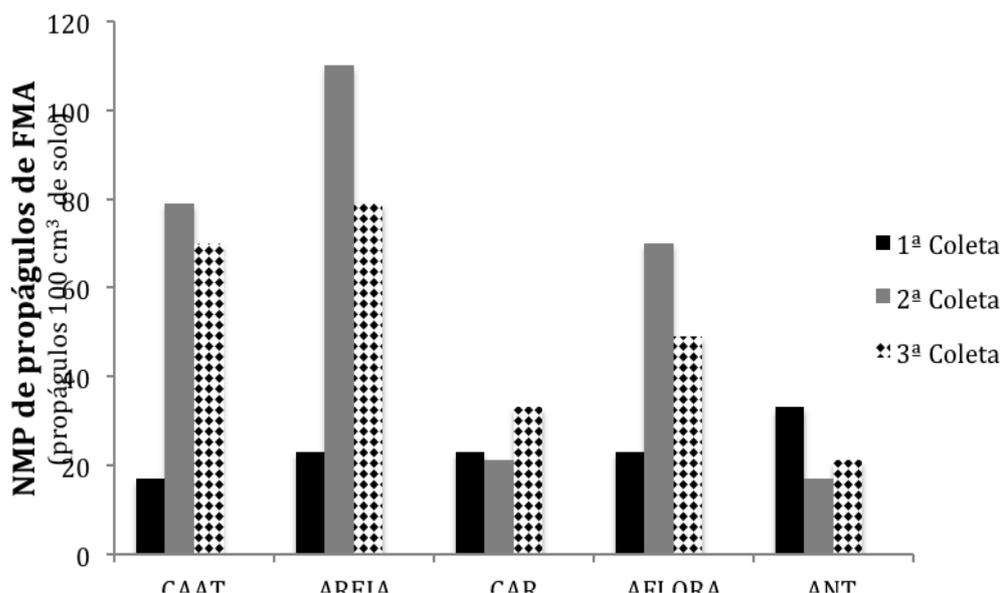
Gráfico 4 - Colonização micorrízica em raízes de vegetais em áreas de caatinga (CAAT), caatinga de areia (AREIA), carrasco (CAR), afloramento rochoso (AFLORA) e caatinga antropizada (ANT) no PARNA Catimbau, em três períodos de coleta. Colunas com a mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$). Letras minúsculas comparam as áreas, no mesmo período e letras maiúsculas comparam os períodos dentro da mesma área.



Fonte: MARINHO, 2014.

O número mais provável de propágulos infectivos de FMA variou de <20 a 110 propágulos por cm^3 entre as fitofisionomias do PARNA Catimbau (Gráfico 5) para a caatinga antropizada e caatinga de areia, respectivamente. No segundo período de coleta, em geral houve um aumento do número de propágulos para as áreas.

Gráfico 5 - Número mais provável de propágulos de fungos micorrízicos arbusculares (FMA) em áreas de caatinga (CAAT), caatinga de areia (AREIA), carrasco (CAR), afloramento rochoso (AFLORA) e caatinga antropizada (ANT) no PARNA Catimbau, em três períodos de coleta.



Fonte: MARINHO, 2014.

Os valores da atividade microbiana do solo, traduzidos por respiração edáfica basal, carbono da biomassa microbiana e quociente metabólico do solo (Tabela 6) não diferiram significativamente entre as áreas ou períodos de coletas no PARNA Catimbau.

Diferenças estatísticas foram detectadas na atividade enzimática. A atividade da fosfatase ácida exibiu menores valores na área de caatinga antropizada durante a primeira e segunda coletas e maior valor na área de caatinga *stricto sensu* (Tabela 7). Diferenças entre os períodos também puderam ser evidenciadas sobretudo nas áreas de caatinga de areia e caatinga antropizada.

Com relação à hidrólise do diacetato de fluoresceína, diferença estatística foi observada, com o solo da área de afloramento rochoso apresentando o maior valor durante a segunda coleta, e menores valores na caatinga antropizada, sem diferenças entre os períodos de coleta (Tabela 7).

A desidrogenase e a β -glicosidase apresentaram maior atividade no solo da área de carrasco, com diferenças entre os períodos nas área de caatinga *stricto*

sensu, carrasco e afloramento rochoso para a atividade da desidrogenase e na área antropizada para a atividade da β -glicosidase (Tabela 7).

De acordo com a análise de correlação de Pearson (Tabela 7), a maioria dos parâmetros do solo foram correlacionadas positivamente com a atividade da fosfatase ácida (Densidade de glomerosporos, β -glicosidase, desidrogenase e hidrólise do diacetato de fluoresceína) apresentando correlação negativa apenas com a colonização micorrízica.

Tabela 6 - Carbono da biomassa microbiana, respiração edáfica basal e quociente metabólico do solo nas fitofisionomias de caatinga, caatinga de areia, carrasco, afloramento rochoso e caatinga antropizada no PARNA Catimbau, em três diferentes períodos de coleta.

ÁREAS	Carbono da Biomassa Microbiana			Respiração Edáfica Basal			Quociente Metabólico microbiano		
	1 ^a	2 ^a	3 ^a	1 ^a	2 ^a	3 ^a	1 ^a	2 ^a	3 ^a
Caatinga	117,29 aA	203,06 aA	106,42 aA	12,84 aA	29,28 aA	27,42 aA	0,19 aA	0,12 aA	0,29 aA
Caatinga de Areia	87,27 aA	86,25 aA	112,54 aA	13,15 aA	15,68 aA	23,9 aA	0,35 aA	0,39 aA	0,60 aA
Carrasco	137,52 aA	89,50 aA	72,33 aA	9,68 aA	31,54 aA	39,9 aA	0,18 aA	0,50 aA	0,36 aA
Afloramento Rochoso	189,27aA	144,60 aA	66,96 aA	6,14 aA	9,99 aA	16,44 aA	0,17 aA	0,51 aA	0,23 aA
Caatinga Antropizada	58,50 aA	69,04 aA	46,29 aA	7,24 aA	27,69 aA	35,54 aA	0,10 aA	0,24 aA	0,68 aA

Fonte: MARINHO, 2014.

Colunas com a mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$). Letras minúsculas comparam as áreas, no mesmo período e letras maiúsculas comparam os períodos dentro da mesma área .

Tabela 7 - Atividade da fosfatase ácida, atividade da β -glicosidase, atividade da desidrogenase e hidrólise do diacetato da fluoresceína (FDA) em áreas de caatinga (CAAT), caatinga de areia (AREIA), carrasco (CAR), afloramento rochoso (AFLORA) e caatinga antropizada (ANT) no PARNA Catimbau, em três períodos de coleta.

ÁREAS	Fosfatase Ácida			β -glicosidase			Desidrogenase			FDA		
	1 ^a	2 ^a	3 ^a	1 ^a	2 ^a	3 ^a	1 ^a	2 ^a	3 ^a	1 ^a	2 ^a	3 ^a
CAAT	484,77 aA	456,04 aA	429,81 aA	53,28 bA	116,92 aA	69,53 abA	120,74 bcA	90,22 bB	112,6 bcAB	89,08 bcA	100,82 bA	94,89 cA
AREIA	245,23 cB	421,84 aA	293,43 abB	127,64 abA	117,62 aA	128,7 abA	87,68 cA	92,9 bA	96,94 cdA	56,68 cA	302,81 abA	179,44 bcA
CAR	264,61 abA	442,98 aA	319,5 aA	151,37 aA	131,18 aA	135,3 aA	232,46 aA	167,26 aA	207,74 aA	203,95 abA	322,01 abA	254,76 abA
AFLORA	397,61 bA	468,58 aA	392,88 aA	116,08 abA	102,77 aA	111,56 abA	172,21 abA	120,39 abB	150,59 bAB	291,42 aA	464,15 aA	377,8 aA
ANT	77,61 dB	363,61 aA	169,84 bB	36,00 bB	88,52 aA	64,07 bAB	63,42 cA	42,16 cB	55,13 dA	63,18 cA	90,76 bA	57,88 cA

Fonte: MARINHO, 2014.

Colunas com a mesma letra não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$). Letras minúsculas comparam as áreas, no mesmo período e letras maiúsculas comparam os períodos dentro da mesma área.

Tabela 11 - Coeficiente de correlação simples de Pearson entre as variáveis.

VARIÁVEIS	GLOME	COL	FOSFA	BETA	DESI	FDA	CBM	REB	qMIC
GLOME									
COLO	0,1236 ns								
FOSFA	0,1716 ***	- 0,1925 ***							
BETA	0,0629 ns	0,1726 ***	0,2897 **						
DESI	- 0,0268 ns	0,0942 ns	0,1880 ***	0,4837 *					
FDA	- 0,0930 ns	- 0,0005 ns	0,3514 *	0,4793 *	0,4725 *				
CBM	0,1796 ***	0,1012 ns	0,0922 ns	0,0064 ns	0,2964 ***	0,0661 ns			
REB	- 0,0972 ns	- 0,1324 ns	0,0583 ns	0,1379 ns	0,0468 ns	0,0019 ns	- 0,0649 ns		
qMIC	- 0,0768 ns	- 0,1120 ns	0,0937 ns	0,1146 ns	- 0,1402 ns	0,0068 ns	- 0,3420 ns	0,1540 ns	
Fe	- 0,1544 ns	0,0274 ns	0,1476 ns	0,2115 ***	0,5898 *	0,0615 ns	0,1287 ns	0,2171 **	-0,0032 ns
Cu	0,0289 ns	0,0095 ns	- 0,1181 ns	0,1406 ns	0,3466 *	- 0,1826 ***	0,0073 ns	-0,1457 ns	-0,1440 ns
Zn	- 0,1233 ns	- 0,0496 ns	0,0031 ns	0,0235 ns	- 0,2512 **	0,0436 ns	- 0,1049 ns	-0,1029 ns	-0,0787 ns
Mn	0,2002 ***	- 0,0372 ns	0,1640 ns	0,1477 ns	- 0,2371 **	- 0,2949 **	- 0,0009 ns	0,0806 ns	0,0353 ns
P	- 0,1717 ***	- 0,0976 ns	0,1857 ***	0,0251 ns	- 0,1705 ***	0,2383 **	- 0,0902 ns	-0,1155 ns	-0,0186 ns
pH	- 0,4611 *	- 0,1806 ***	0,1849 ***	0,2419 **	- 0,3704 *	0,1234 ns	- 0,2062 ***	0,1387 ns	0,1026 ns
K	- 0,1352 ns	- 0,0668 ns	0,3879 *	0,0708 ns	0,3323 *	0,2545 **	0,0002 ns	0,0717 ns	0,0306 ns
Na	0,1013 ns	0,1772 ***	0,0797 ns	0,2018 **	0,2130 **	0,2088 ***	- 0,1481 ns	0,0655 ns	0,0799 ns
Al	0,3557 *	0,1444 ns	0,1796 ***	0,1325 ns	0,0861 ns	0,2227 **	0,0412 ns	-0,0922 ns	-0,0055 ns
Ca	0,3872 *	- 0,1185 ns	0,0915 ns	0,1055 ns	- 0,0766 ns	0,0085 ns	- 0,0103 ns	-0,1058 ns	-0,0571 ns

VARIÁVEIS	GLOME	COL	FOSFA	BETA	DESI	FDA	CBM	REB	qMIC
Mg	- 0,1364 ns	- 0,0481 ns	- 0,0659 ns	- 0,0192 ns	0,0087 ns	- 0,0145 ns	- 0,1129 ns	-0,0507 ns	0,0134 ns
H	0,5989 *	0,1783 ***	0,2122 ***	0,2539 **	0,1494 ns	0,2517 **	0,1224 ns	-0,1682 ***	-0,0529 ns
S.B	0,3412 *	- 0,0843 ns	0,1281 ns	0,1224 ns	- 0,0020 ns	0,0630 ns	- 0,0536 ns	-0,0840 ns	-0,0376 ns
C.T.C	0,6027 *	0,1283 ns	0,2059 ***	0,2717 **	0,1568 ns	0,2353 **	0,0935 ns	-0,1631 ns	-0,0726 ns
V	- 0,4904 *	- 0,1137 ns	- 0,2864 **	- 0,2896 **	- 0,4123 *	- 0,3397 *	- 0,2986 ***	0,1624 ns	0,0336 ns
C	0,5063 *	0,1496 ns	0,0852 ns	0,2778 **	0,1445 ns	0,2281 **	0,1225 **	-0,2070 ***	-0,0835 ns
m	0,1979 ***	0,2322 **	0,1497 ns	0,2822 **	0,4826 *	0,2440 **	0,2583 ns	-0,1015 ns	-0,0600 ns
M.O	0,5410 *	0,1303 ns	0,1462 ns	0,2932 **	0,1837 ***	0,2595 **	0,1436 ns	-0,1772 ***	-0,1109 ns
D.S	- 0,1069 ns	- 0,0334 ns	0,0206 ns	- 0,2553 **	- 0,3560 *	- 0,1943 ***	- 0,0894 ns	0,0113 ns	0,1127 ns
D.P	- 0,2602 *	- 0,0952 ns	0,0981 ns	- 0,0733 ns	- 0,0798 ns	0,0290 ns	- 0,0372 ns	-0,0367 ns	0,0764 ns
P.T	- 0,0070 ns	- 0,0050 ns	0,0161 ns	0,2779 **	0,3972 *	0,2540 **	0,0946 ns	-0,0320 ns	-0,1070 ns
Arg. Nat.	0,0806 ns	0,1886 ***	- 0,0140 ns	0,1737 ***	0,3049 *	0,0474 ns	0,0574 ns	0,0215 ns	0,1487 ns
G. Floc.	- 0,0158 ns	0,0333 ns	- 0,0195 ns	- 0,1956 ***	- 0,2566 **	- 0,1162 ns	- 0,1591 ns	-0,0461 ns	-0,1356 ns
Ar. Tot.	- 0,1905 ***	- 0,2627 **	0,0106 ns	- 0,1760 ***	- 0,3459 *	- 0,0573 ns	- 0,0260 ns	0,0109 ns	-0,1165 ns
Ar. Gro.	0,0444 ns	- 0,2133 ***	- 0,0520 ns	- 0,2021 ***	- 0,3918 *	- 0,1263 ns	- 0,0303 ns	-0,0072 ns	-0,1471 ns
Ar. Fi.	- 0,1733 ***	- 0,0030 ns	0,1525 ns	0,1467 ns	0,2751 **	0,2002 ***	0,0226 ns	0,0401 ns	0,1305 ns
Silte	0,2308 *	0,2175 **	0,0085 ns	0,2063 ***	0,3502 *	0,0931 ns	0,0437 ns	0,0180 ns	0,1318 ns
Argila	0,1173 ***	0,2807 **	- 0,0316 ns	0,1156 ns	0,2938 **	0,0067 ns	0,0013 ns	-0,0439 ns	0,0824 ns

Fonte: MARINHO, 2014.

GLOME = Densidade de glomerosporos; COL = Colonização micorrízica; FOSFA = Atividade da fosfatase ácida; BETA = Atividade da β -glicosidase; DESI = Atividade da desidrogenase; FDA = Hidrólise do diacetato de fluoresceína; CBM = Carbono da biomassa microbiana; REB = Respiração edáfica basa; qMIC = Quociente metabólico do solo; M.O = Matéria orgânica; D.S = Densidade do solo; D.P = Densidade da partícula; P.T = Porosidade total; Arg. Nat = Argila natural; G. Floc. = Grau de floculação; Ar. Tot. = Areia total; Ar. Gro. = Areia grossa; Ar. Fi. = Areia fina. *significativo a 0,1%; ** significativo a 1%; *** significatvo a 5%; ns: não significativo.

5. DISCUSSÃO

Pelo predomínio dos neossolos quartzarênicos no PARNA Catimbau (SILVA JÚNIOR, 2012), os resultados de classe textural e pH eram esperados, tendo em vista que esses solos apresentam faixa de pH ácido e são pouco férteis (SAMPAIO, 2010; JACOMINE, 1996). Apesar destes solos serem descritos no geral como pobres em matéria orgânica, as áreas apresentaram alto teor (Tabela 1), levando em consideração a classificação de SOBRAL et al (2007): valores menores que 1,5% são baixos, entre 1,5% a 3% médios e maiores que 3% alto. Apenas na caatinga antropizada I, durante a primeira coleta, se observou solo com baixo teor de matéria orgânica; o solo da caatinga foi classificado com médio teor de matéria orgânica, em ambas as coletas.

Foi observada elevada riqueza de FMA (80 espécies, das quais 54 puderam ser identificadas ao nível específico), representando cerca de 45% do número de espécies descritas para o Brasil (DE SOUZA et al., 2010) e 69% para a Caatinga (GOTO et al, 2010). Além disto, este estudo amplia o número de espécies conhecidas para o Brasil e a Caatinga. Outros trabalhos na Caatinga demonstraram menor riqueza de espécies, a exemplo de MELLO (2011), que citou 52 espécies em área de caatinga natural e caatingas em diferentes processos de desertificação, FERREIRA (2010) mencionou 43 espécies em área de caatinga natural, MERGULHÃO et al. (2010) registraram 36 espécies em áreas de caatinga sob processo de mineração de gipsita e caatinga natural, SOUZA et al. (2003) registraram 26 espécies em áreas de caatinga natural e SILVA et al. (2005) identificaram 21 espécies de FMA, em áreas de caatinga sob mineração de cobre e caatinga natural. A elevada riqueza registrada no presente estudo provavelmente deve estar relacionada ao esforço amostral empregado, totalizando 108 amostras com 648 subamostras, coletadas durante três períodos e a variabilidade de habitats estudados (WHITCOMB; STUTZ, 2007).

A dominância dos gêneros *Glomus* e *Acaulospora* é comum em áreas de caatinga (MAIA et al, 2010; ALBUQUERQUE, 2008; MAIA; YANO-MELO; GOTO, 2006), o que provavelmente se dá devido ao maior número de espécies conhecidas para esses gêneros e maior capacidade de adaptação desses grupos a diversas condições ambientais (LOSS et al., 2009), como tolerância a uma ampla faixa de pH (MAIA; TRUFEM, 1990) e produção de pequenos esporos (ZHAO; ZHAO, 2007).

Acaulospora mellea, *Glomus macrocarpum* e *Gigaspora margarita* apresentaram a maior frequência relativa e/ou abundância relativa; *G. macrocarpum* e *G. margarita* foram registradas em todas as áreas de estudo, e *A. mellea* em cinco das seis áreas de estudo, com exceção da caatinga antropizada II. Essa última espécie tem ampla ocorrência em regiões semiáridas do Brasil, como observado nos estudos de PAGANO; ZANVADALLI; ARAÚJO (2013), SOUZA et al. (2003) e TEIXEIRA-RIOS et al. (2013).

A diversidade revelada pelo índice de Shannon mostra-se superior ao referido em outras áreas semiáridas, como indicado por MELLO (2011), em regiões naturais e desertificadas em Pernambuco, PAGANO; ZANVADALLI; ARAÚJO (2013) em três tipos vegetacionais no Ceará, SÁNCHEZ-CASTRO et al. (2012) na Andaluzia (Espanha), SUNIL KUMAR et al. (2012) em nove áreas de Bangarole (Índia), dentre as quais a diversidade máxima atingiu 3,40.

Mesmo com elevado número de espécies de FMA identificadas durante o estudo, a curva de acumulação de espécies estimada pelo índice de Jackknife de primeira ordem, indica a necessidade de mais coletas nas áreas visitadas (GOTELLI; COLWELL, 2001), considerando que foram reconhecidas cerca de 70 a 80% das espécies estimadas.

A similaridade de espécies de FMA, calculada pelo índice de Sørensen, demonstra que as áreas naturais tendem a se agrupar, provavelmente devido à influência do bioma Caatinga (fatores climatológicos, variabilidade do solo e vegetação) sobre a comunidade de FMA preservando a comunidade local, tendendo a diminuir quando estas áreas sofrem algum tipo de pressão antrópica (STURMER; SIQUEIRA, 2008; MERGULHÃO et al., 2010). Contudo, apesar das áreas naturais serem mais similares em relação aos FMA, o procedimento de permutação multirespostas revelou que diferem significativamente entre si, exibindo a influência dos atributos químicos e físicos dos solo bem como da vegetação, da altitude, e da localização geográfica sobre a comunidade de FMA, demonstrando a complexidade das relações entre o ambiente e esses fungos.

Esta foi a primeira investigação sobre FMA em áreas de caatinga de areia, e afloramento rochoso, sendo possível observar elevada riqueza de espécies, dentre as quais um novo registro para a Caatinga. Estudos abrangendo diversos ambientes no mesmo bioma possibilitam a detecção de uma gama maior de espécies.

A densidade de glomerosporos observada para as áreas se enquadra na média descrita para o semiárido brasileiro (MAIA et al., 2010). O baixo número de glomerosporos encontrados nas áreas antropizadas está de acordo com o observado em outros estudos em áreas que sofreram degradação antrópica no semiárido brasileiro, como o observado por TEIXEIRA-RIOS et al. (2013), em áreas de caatinga que sofreram degradação por meio de mineração de cobre na Bahia, que encontraram < 1 esporo g^{-1} de solo e CARNEIRO et al. (2010) em áreas em processo de desertificação no Piauí, apresentando < 1 esporo g^{-1} de solo.

Em comparação com os resultados obtidos na região semiárida na Namíbia por UHLMANN et al. (2006) e na China por YANG et al. (2013) os valores da densidade de esporos observados neste estudo foram superiores. O maior número de glomerosporos pode estar associado ao longo período de estiagem sofrido pela área durante o estudo, como estratégia de sobrevivência da comunidade de FMA em condições de água e nutrientes limitados (SOUZA et al., 2003).

A correlação positiva entre a atividade da fosfatase e densidade de esporos se dá provavelmente devido à capacidade dos FMA em aumentar a atividade desta enzima no solo, visto que esses fungos estão entre os principais organismos com a capacidade de transformar os compostos fosfatados orgânicos em inorgânicos, disponibilizando desta forma este mineral para os vegetais (JONER et al., 2000), bem como a correlação positiva com o CBM, visto que os FMA representam cerca de 50% da biomassa microbiana o aumento da esporulação aumenta consequentemente a biomassa dos micro-organismos(OLSSON et al., 1999)

Os valores encontrados para a colonização micorrízica estavam dentro da média descrita para a Caatinga por Maia et al. (2010), e são similares aos descritos por Mergulhão et al. (2007), e Albuquerque (2008), bem como em outras regiões semiáridas do mundo, como o observado por SHI et al. (2007) na bacia de Junggar na China. A diferença na taxa e colonização encontrada entre as áreas e coletas provavelmente pode estar ligada a fatores como densidade de propágulos, disponibilidade de nutrientes e taxa de luminosidade, que podem ter influenciado a colonização micorrízica (Smith & Read, 2008).

O aumento da atividade da fosfatase correlaciona-se negativamente com a colonização micorrízica, visto que quanto maior esta atividade maior será a quantidade de fósforo disponível para os vegetais, ocasionando menor taxa de colonização radicular micorrízica (SHUKLA et al., 2012).

Ao contrário do normalmente encontrado para a produção de propágulos de FMA, em que os maiores valores são encontrados em solos com maiores teores de argila (MIRANDA; VILELA; MIRANDA, 2005), no presente estudo as áreas que exibiram solos de texturas arenosas apresentaram maior valor, para esse parâmetro sendo o carrasco a área com a maior quantidade de argila.

Com exceção da primeira coleta, foi possível observar na caatinga de areia, tendência para maior número de propágulos infectivos, com menores valores na área de caatinga antropizada, esse resultado vai de encontro ao registrado por SILVA et al. (2001) e MERGULHÃO et al. (2007) em áreas de caatinga sob processo de mineração.

A análise do carbono da biomassa microbiana, da respiração edáfica basal e do quociente metabólico microbiano não foi capaz de detectar diferenças nos solos coletados nas diversas fitofisionomias do PARNA Catimbau, bem como a área submetida a ação antrópica.

Por outro lado, com a análise da atividade da fosfatase ácida foi possível diferenciar o solo da área de caatinga antropizada, com menor atividade desta enzima, e a área de caatinga natural com maiores valores, apresentando correlação positiva com o fósforo, o que apesar de contrariar a maioria dos estudos também foi observado por FALCÃO et al. (2013). A correlação provavelmente se deu pela ocorrência natural de maior quantidade de carbono orgânico e fósforo orgânico, conseqüentemente havendo maior necessidade de transformação desse fósforo orgânico em inorgânico pela ação da enzima (GATIBONI et al., 2008).

A variação da atividade da desidrogenase e β -glicosidase no carrasco indica que o quantitativo de micro-organismos do solo viáveis nesta área é superior as demais, apresentando maior taxa de mineralização da matéria orgânica, o que resulta na liberação de fontes de energia para o crescimento da comunidade microbiana (GIL-SOTRES et al, 2005; GIANFREDA et al., 2005). Isto também pode indicar melhor qualidade edáfica para a área (TAYLOR et al., 2002). O aumento desta enzima está correlacionado positivamente com a quantidade de argila natural e argila, e negativamente com a densidade do solo, com o observado por SILVA et al. (2011) que encontraram redução da atividade microbiana com maior densidade do solo.

A hidrólise do diacetato de fluoresceína apresentou diferença significativa para a área antropizada, como o registrado por PEREIRA (2004) ao comparar áreas

de caatinga natural e cultivo de *Atriplex numularia*, indicando baixa taxa de crescimento microbiano (LOPES et al., 2010).

6. CONCLUSÕES

A distribuição dos fungos micorrízicos arbusculares nos solos de diferentes fitofisionomias do bioma Caatinga diferem entre si, exibindo a influência dos atributos do solo e vegetação sobre a sua distribuição, pois assim como a Caatinga exibe um padrão de mosaico na distribuição da sua vegetação e solo, assim se dá a distribuição dos FMA, a qual pode variar significativamente em um curto espaço geográfico.

A comunidade e atividade dos FMA, bem como a atividade microbiana do solo, é alterada negativamente pela ação antropogênica em regiões do semiárido brasileiro, sendo estas atividades majoritariamente afetadas pelos atributos edáficos.

Este estudo demonstra quão biodiverso é o bioma Caatinga em termos de FMA, com a identificação de 79 táxons, riqueza não registrada anterior. Dentre as espécies, *Acaulospora alpina* e *Racocetra undulata* constituem novos registros para o Brasil, e *Acaulospora gedanensis* e *Paradentiscutata marítima* são novos registros para a Caatinga, desta forma ampliando o conhecimento sobre a ecologia, distribuição e diversidade de FMA. Apesar deste estudo exibir elevada riqueza de espécies de FMA a curva de acumulação de espécies indica a existência de mais táxons, tornando necessária a continuação dos estudos, para o melhor entendimento da distribuição deste grupo.

REFERÊNCIAS

- AGUIAR, R. L. F., MAIA, L. C., SALCEDO, I. H., SAMPAIO, E. V. S. Interação entre fungos micorrízicos arbusculares e fósforo no desenvolvimento de algaroba (*Prosopis juliflora* (Sw) DC), **Revista Árvore**, v. 28, p. 589-598, 2004.
- ALARCÓN-GUTIÉRREZ, E., FLOCH, C., RUAUDEL, F., CRÍQUET, S. Non-enzymatic hydrolysis of fluorescein diacetate (FDA) in a Mediterranean oak (*Quercus ilex* L.) litter, **European Journal of Soil Science**, v. 59, p. 139-146, 2008.
- ALBUQUERQUE P. P. **Diversidade de Glomeromycetes e atividade microbiana em solos sob vegetação nativa do Semi-árido de Pernambuco**, Tese - Universidade Federal de Pernambuco – UFPE, Recife, 113 p., 2008.

- ALCOFORADO-FILHO, F.G., SAMPAIO, E.V.S.B., RODAL, M.J.N. Florística e fitossociologia de um remanescente de vegetação caducifólia espinhosa em Caruaru, Pernambuco, **Acta Botanica Brasilica**, v. 17, p. 287-303, 2003.
- ALMEIDA, R.T., VASCONCELOS, I., FREIRE, V. F. Ocorrência de esporos de endomicorrizas em solos sob leguminosas arbóreas do estado do Ceará, Brasil, **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 19, p. 281-282, 1984.
- ANDERSON, T. H., DOMSCH, K. H. Ratio of microbial biomass carbon to total organic carbon in arable soils, **Soil Biology & Biochemistry**, v. 21, p. 471-479, 1989.
- ANDERSON, T.H.. Microbial eco-physiological indicators to assess soil quality. **Agriculture Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v. 113, p. 1-16, 2003.
- ANDREOLA, F., FERNANDES, S. A. P. A microbiota do solo na cultura orgânica e no manejo de culturas. 2007 *In: Microbiota do solo e manejo ambiental*, Instituto Agrônomo, Campinas. 2007.
- ARAÚJO, F.S., MARTINS, F.R.. Fisionomia e organização do carrasco no planalto da Ibiapaba, estado do Ceará, **Acta Botânica Brasilica**, v. 13, p. 1-13, 1999.
- ARAÚJO, Q.R., ALMEIDA, O.C., SANTANA, S.O., GOTO, B.T., CAVALCANTE, U.M.T., BEZERRA, J.L., MARROCOS, P.C.L. Mycorrhizal fungi in soils cultivated with cocoa in atlantic rain forest, Bahia, Brazil, **Agrotópica**, v. 19, p. 69-72, 2007.
- ASGHARI, H. R., CAVAGNARO, T. R. Arbuscular mycorrhizas enhance plant interception of leached nutrients, **Functional Plant Biology**, v. 38, p. 219-226, 2011.
- ASGHARI, H.R., CAVAGNARO, T.R.. Arbuscular mycorrhizas reduce nitrogen loss via leaching, **Plos one**. DOI: 10.1371/journal.pone.0029825, 2012.
- BISPO, P. C., VALERIANO, M. M., KUPLICH, T. M. Relação da vegetação de caatinga com a condição geomorfométrica local, **R. Bras. Eng. Agríc. Ambiental**, v. 14, p.523–530, 2010.
- BLASZKOWSKI, J. **Glomeromycota**. 85 col. plates. 2012. p. 303.
- BLASZKOWSKI, J., CHWAT, G. *Septoglosum deserticola* emended a new combinations in the emended definition of the Family Diversisporaceae, **Acta Mycologica**, v. 48, p. 89-103, 2013.
- BONFANTE, P., GENRE, A. Mechanisms underlying beneficial plant–fungus interactions in mycorrhizal symbiosis, **Nature Communications**, v. 1, p. 1–11, 2010.
- BOOMSMA, C. R., VYN, T. J. Maize drought tolerance: potential improvements through arbuscular mycorrhizal symbiosis?, **Field Crops Research**, v. 108, p. 14-31, 2008.

- CARNEIRO, R.F.V., CARDOZO JÚNIOR, F.M., PEREIRA, L.F., ARAÚJO, A.S.F., SILVA, G.A. Fungos micorrízicos arbusculares como indicadores da recuperação de áreas degradadas no Nordeste do Brasil, **Revista Ciência Agronômica**, v. 43, p. 648–657, 2012.
- CASIDA, JR., L. E., KLEIN D. A., SANTORO, T. Soil dehydrogenase activity. **Soil Science**, v. 98, p. 371–376, 1964.
- CASTRO, A.A.J.F. **Comparação florístico-geográfica (Brasil) e fitossociológica (Piauí – São Paulo) de amostras de cerrado**. Tese - Universidade Estadual do Campinas - UNICAMP, Campinas, p. 520, 1994.
- CLARKE, K.R., GORLEY, R.N. **PRIMER v6: user manual/tutorial**. PRIMER-E, Plymouth, 2006.
- COCHRAN, W.G. Estimation of bacterial densities by means of the most probable number. **Biometrics**, 6: 105–116, 1950.
- de SOUZA, F.A., STÜRMER, S.L., CARRENHO, R., TRUFEM, S.F.B.. **Classificação e taxonomia de fungos micorrízicos arbusculares e sua diversidade e ocorrência no Brasil**, pp. 15-73. *In*: Siqueira, J.O., de Souza, F.A., Cardoso, E.J.B.N., Tsai, S.M. (eds.). *Micorrizas: 30 anos de Pesquisas no Brasil*. Lavras, UFLA, 2010.
- DE-POLLI, H., GUERRA, J. G. M. Determinação do carbono da biomassa microbiana do solo: Método da fumigação-extração, **Seropédica: Embrapa-CNPAB**, 1997.
- DICK, R.P.; BREACKWELL, D.P. & TURCO, R.F. **Soil enzyme activities and biodiversity measurements as integrative microbiological indicators**, p. 247-271. *In*: DORAN, J.W. & JONES, A.J., eds. *Methods for Assessing Soil Quality*. Madison, SSSA, 1996.
- DORAN, J.W., PARKIN, T.B. **Defining and assessing soil quality**, p.3-22. *In*: DORAN, J.W., COLEMAN, D.C., BEZDICEK, D.F., STEWART, B.A. *Defining soil quality for a sustainable environment*. Eds, Madison, Soil Science Society of America, 1994.
- DRUMOND, M.A., KIILL, L.H.P., LIMA, P.C.F., OLIVEIRA, M.C., OLIVEIRA, V.R., ALBUQUERQUE, S.G., NASCIMENTO, C.E.S., CAVALCANTI, J. **Estratégias para o uso sustentável da biodiversidade da Caatinga**. *In*: SILVA, J.M.C.; TABARELLI, M.; FONSECA, M.T.; LINS, L.V. *Biodiversidade da Caatinga: áreas e ações prioritárias para a conservação*. eds. Ministério do Meio Ambiente, 2003.
- EIVAZI, F., TABATABAI, M.A. Glucosidases and galactosidases soils, **Soil Biology and Biochemistry**, v. 20, p. 601–606, 1988.

- EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. SILVA, F.C., EIRA, P.A., BARRETO, W.O., PÉREZ, D.V., SILVA, C.A. **Análises químicas para avaliação da fertilidade do solo. Embrapa Solos.** (eds.), 1998. Brasília. p.40.
- ESTRADA, B., AROCA, R., MAATHUIS, F.J., BAREA, J.M., RUIZ-LOZANO, J.M. Arbuscular mycorrhizal fungi native from a Mediterranean saline area enhance maize tolerance to salinity through improved ion homeostasis. **Plant, Cell & Environment**, v. 36, p. 1771-1782, 2013.
- FALCÃO, J. V., LACERDA, M.P.C., MENDES, I.C., LEÃO, T.P., CARMO, F.F. Qualidade do solo cultivado com morango sob manejo convencional e orgânico, **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 43, p. 450-459, 2013.
- FELDMANN, F., IDCZAK, E. **Inoculum production of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for use in tropical nurseries** p. 799-817. *In*: Norris, J.R., Read, D.J., Varma, A.K. (eds.). *Techniques for Mycorrhizal Research. Methods in Microbiology.* Academic Press, London, 1992.
- FERREIRA, A.C.A. **Ecologia e diversidade de fungos micorrízicos arbusculares em área de Caatinga.** Dissertação - Universidade Federal de Pernambuco – UFPE, Recife, p. 94, 2010.
- GATIBONI, L.C., KAMINSKI, J., RHEINHEIMER, D.S., BRUNETTO, G. Fósforo da biomassa microbiana e atividade de fosfatases ácidas durante a diminuição do fósforo disponível no solo, **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 43, p. 1085-1091, 2008.
- GATTAI, G.S. **Efeitos dos fungos micorrízicos arbusculares sobre o crescimento de espécies arbustivas e atividade microbiana em solo contaminado com metais pesados.** Dissertação - Universidade Federal de Pernambuco- UFPE, Recife, p. 84, 2006.
- 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, p. 235-244, 1963.
- GIANFREDA, L., RAO, M.A., PIOTROWSKA, A., PALUMBO, G., COLOMBO, C. Soil enzyme activities as affected by anthropogenic alterations: intensive agricultural practices and organic pollution, **Science of the Total Environment**. v. 341, p. 265-279, 2005.
- GIL-SOTRES, F., CEPEDA-TRASAR, C., LEIRÓS, M.C., SEOANE, S. Different approaches to evaluating soil quality using biochemical properties, **Soil Biology and Biochemistry**, v. 37, p. 877-887, 2005.
- GIONGO, V., CUNHA, T. J. F., MENDES, A.S.M., GAVA, C. A. T. Carbono no sistema solo-planta no semiárido nordestino, **Revista Brasileira de Geografia Física**, v. 06, p. 1233-1253, 2011.

- GIOVANETTI, M., MOSSE, B. An evaluation of techniques for measuring vesicular arbuscular mycorrhizal infection in roots, **New Phytologist**, v. 84, p. 489-500, 1980.
- GIULIETTI, A.M., PIRANI, J.R., HARLEY, R.M. **Espinhaço range region eastern Brazil**, v. 3, p. 397-404. *In*: DAVIS, S.D.; HEYWOOD, V.H.; McBRYDE, O.H.; VILLA-LOBOS, J.; HAMILTON, A.C. eds. *Centres of Plant Diversity: a guide and strategy for their conservation* Heywood, The Americas, WWF/IUCN, London, 1997.
- GODOY, A.P.N.A. O modelo da natureza e a natureza do modelo. **São Paulo em Perspectiva**, v. 14, p. 10, 2000.
- GOTELLI, N., COLWELL, R.K. Quantifying biodiversity: procedures and pitfalls in the measurement and comparison of species richness, **Ecology letters**, v. 4, p. 379-391, 2001.
- GOTO, B. T., JARDIM, J.G., SILVA, G.A., FURRAZOLA, E., TORRES-ARIAS, Y., OEHL, F. *Glomus trufemii* (Glomeromycetes), a new sporocarpic species from Brazilian sand dunes, **Mycotaxon**, v. 120, p. 1-9, 2012 a.
- GOTO, B. T., SILVA, G. A., MAIA, L. C., SOUZA, R. G., COYNE, D., TCHABI, A., LAWOUIIN, L., HOUNTONDJI, F., OEHL, F. *Racocetra tropicana*, a new species in the Glomeromycetes from tropical áreas, **Nova Hedwigia**, v. 92, p. 69-82, 2011.
- GOTO, B. T., SILVA, G. A., MAIA, L. C., OEHL, F. *Dentiscutata colliculosa*, a new species in the Glomeromycetes from Northeastern Brazil with colliculate spore ornamentation, **Nova Hedwigia**, v. 90, p. 383-393, 2010 b.
- GOTO, B. T., SILVA, G. A., YANO-MELO, A. M., MAIA, L. C. Checklist of the arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomeromycota*) in the Brazilian semiarid. **Mycotaxon**, v. 113, p. 251-254, 2010.
- GOTO, B. T., SILVA, G.A., ASSIS, D. M., SILVA, D.K.A., DE SOUZA, R. G., FERREIRA, A. C. A., JOBIM, K., MELLO, C. A., EVANGELISTA-VIEIRA, H.E., MAIA, L.C., OEHL, F. *Intraornatosporaceae* (Gigasporales), a new family with two new genera and two new species, **Mycotaxon**, v. 119, p. 117-132, 2012 b.
- GOTO, B. T., SILVA, G.A., ASSIS, D. M., SILVA, D.K.A., DE SOUZA, R. G., FERREIRA, A. C. A., JOBIM, K., MELLO, C. A., EVANGELISTA-VIEIRA, H.E., MAIA, L.C., OEHL, F. *Intraornatosporaceae* (Gigasporales), a new family with two new genera and two new species, **Mycotaxon**, v. 119, p. 117-132, 2012.
- GOTO, B.T., MAIA, L.C. Glomerospores: a new denomination for the spores of *Glomeromycota*, a group molecularly distinct from the *Zygomycota*, **Mycotaxon**, v. 96, p. 129-132, 2006.
- GRISI, B. M. Método químico de medição edáfica: alguns aspectos técnicos. **Ciência e Cultura**, v. 30, p. 82-88, 1978.

- HAUFF, S. **Mapa das unidades de conservação e terras indígenas do bioma Caatinga**. Ministério do Meio Ambiente, The Nature Conservancy, 2008.
- IBGE - INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. Contagem da População. Rio de Janeiro. Brasil, 2007.
- ACOMINE, P.K.T. Caracterização do estágio atual dos solos sob caatinga. In: Araújo, Q.R.(Org.), **500 Anos de Uso do Solo no Brasil**. Reunião Bras. Manejo e Conservação de Solo, 13, Ilhéus, UESC, p. 365-397, 2002.
- JENKINS, W.R. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil, **Plant Disease Report**, v. 48, p. 692, 1964.
- JESUS, J. S.; RIBEIRO, E. M. S.; FERRAZ, E. M. N. Interpretação ambiental no bioma da caatinga: potencialidades para o ecoturismo no Parque Nacional do Catimbau, Buíque, Pernambuco, **Revista Nordestina de Ecoturismo**, v. 1, p. 1, 2008.
- JONER, E. J., VAN AARLE, I. M., VOSATKA, M. Phosphatase activity of extraradical arbuscular mycorrhizal hyphae: A review, **Plant and Soil**, v. 226, p. 199-210, 2000.
- Kruskal, J.B. Nonmetric multidimensional scaling: a numerical method. **Psychometrika**, v. 29, p. 115–129, 1964.
- KYTAYAMA, K. The activities of soil and root acid phosphatase on the nine tropical rain forests that differ in phosphorus availability on Mount Kinabalu, Borneo, **Plant and Soil**, v. 367, p. 215-224, 2013.
- LEAL, I. R., TABARELLI, M., SILVA, J. M. C. **Ecologia e conservação da Caatinga**. Editora Universitária, UFPE (Eds). Recife, 2003.
- LEMONS, J.R., RODAL, M.J.N. Fitossociologia do componente lenhoso de um trecho da vegetação de caatinga no parque nacional Serra da Capivara, Piauí, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, 16:223-42, 2001.
- LIU, J., MALDONADO-MENDOZA, I., LOPEZ-MEYER, M., CHEUNG, F., TOWN C.D., HARRISON M.J. 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. 529-44, 2007.
- LOPES, M.M. SALVIANO, A.A.C., ARAÚJO, A.S.F., NUNES, L.A.P.L., OLIVEIRA, M.E. Changes in soil microbial biomass and activity in different Brazilian pastures. **Spanish Journal of Agricultural Research**. 8:1253:1259, 2010.
- LOSS, A., ANGELINI, A.R., PEREIRA, A.C.C., LÃ, O.R., MAGALHÃES, O.L., SILVA, E.M.R., SAGGIN JÚNIOR, O.J. Atributos químicos do solo e ocorrência de fungos micorrízicos sob áreas de pastagem e sistema agroflorestal, Brasil. **Acta Agronomica**, v. 58, p. 91-95, 2009.

- MAGURRAN, A.E. **Measuring biological diversity**. Blackwell Publishing, 2004.
- MAIA, L.C., SILVA, G.A., YANO-MELO, A.M., GOTO, B.T. **Fungos micorrízicos arbusculares no Bioma Caatinga**, p. 279–310. *In*: SIQUEIRA, J.O., DE SOUZA, F.A., CARDOSO, E.J.B.N., TSAI, S.M. (eds.). *Micorrizas: 30 anos de Pesquisas no Brasil*. Lavras, UFLA, 2010.
- MAIA, L.C., TRUFEM, S.F.B. Fungos micorrízicos vesículo-arbusculares em solos cultivados no estado de Pernambuco, Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 13, p. 89–95, 1990.
- MAIA, L.C., YANO-MELO, A.M., GOTO, B.T. **Filo Glomeromycota**, v. 2, p. 109-126. *In*: Gusmão, L.F.P., Maia, L.C. (org.). *Diversidade e caracterização dos fungos do Semi-árido Brasileiro*. Recife, Associação Plantas do Nordeste - APNE, 2006..
- MCCUNE, B., MEFFORD, M.J. **PC-ORD. Multivariate analysis of ecological data**. Version 5. MjM Software, Gleneden Beach, Oregon, USA, 2006.
- MEDEIROS, R., IRVING, M., GARAY, I. A Proteção da Natureza no Brasil: evolução e conflitos de um modelo em construção. RDE. **Revista de Desenvolvimento Econômico**, v. 9, p. 83-93, 2004.
- MELLO, C.M.A. **Fungos micorrízicos arbusculares do Núcleo de Desertificação de Cabrobró – PE**. Dissertação - Universidade Federal de Pernambuco - UFPE, Recife, p. 66, 2011.
- MELLO, C.M.A., SILVA, I.R., PONTES, J.S., GOTO, B.T., SILVA, G.A., MAIA, L.C. Diversidade de fungos micorrízicos arbusculares em área de Caatinga, PE, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, 26:938-943, 2012.
- MENDES, M. C. **Caracterização e gênese de uma toposequência neossolo quartzarênico – latossolo amarelo no Parque Nacional do Catimbau, Pernambuco**. Dissertação - Universidade Rural de Pernambuco - UFRPE, Recife, p. 119, 2012.
- MENDONÇA, J.F.B. **Solo: substrato da vida**. Embrapa, 2006. 156 p.
- MERGULHÃO, A.C.E.S., BURITY, H.A., GOTO, B.T., MAIA, L.C. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in a gypsum mining impacted semiarid área. **Acta Botanica Brasilica**, v. 24, p. 1052–1061, 2010.
- MERGULHÃO, A.C.E.S., OLIVEIRA, J.P., BURITY, H.A., MAIA, L.C. Potencial de infectividade de fungos micorrízicos arbusculares em áreas nativas e impactadas por mineração gesseira no semi-árido brasileiro. **Hoehnea**, v. 34, p. 341-348, 2007.
- MIELKE, P.W., BERRY, K.J. **Permutation methods: a distance function approach**. Springer-Verlag, 2000, New York.

- MIRANDA, J.C.C., VILELA, L., MIRANDA, L.M. Dinâmica e contribuição da micorriza arbuscular em sistemas de produção com rotação de culturas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**. v. 40, p. 1005-1014, 2005.
- MIRANSARI, M. Hyperaccumulators, arbuscular mycorrhizal fungi and stress of heavy metals. **Biotechnology Advances**. v. 29, p. 645–653, 2011.
- MONTE JÚNIOR, I.P. **Utilização de de subprodutos do nim (*Azadirachta indica* A. Juss) na associação micorrízica arbuscular em mudas de nim**. Dissertação - Universidade Federal de Pernambuco – UFPE, Recife . p. 56. 2011.
- MOREIRA, F.M.S; SIQUEIRA, J.O. **Microbiologia e bioquímica do solo**. Editora UFLA. 2ª ed, Lavras, p.729, 2006.
- MOREIRA, J.N., LIRA, M.A., SANTOS, M.V.F., FERREIRA, M.A., ARAÚJO, G.G.L., FERREIRA, R.L.C., SILVA, G.C. Caracterização da vegetação de Caatinga e da dieta de novilhos no Sertão de Pernambuco, **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 41, p. 1643-1651, 2006.
- NASCIMENTO, L.M., RODAL, M.J.N., SILVA, A.G. Florística de uma floresta estacional no planalto da Borborema, nordeste do Brasil. **Rodriguésia**, v. 63, p. 429-440, 2012.
- NEEDELMAN, B.A. What are soils?. **Nature Education Knowledge**, v. 4, p. 2, 2013.
- OBARA, A.T., SILVA, E. S. População Humana, Biodiversidade e Unidades de Conservação do Brasil. In: VILLALOBOS. J.U.G. **Terra e Agricultura**. Maringá, p. 1-19, 2001.
- OEHL, F., SIEVERDING, E., PALENZUELA, J., INEICHEN, K., SILVA, G.A. Advances in Glomeromycota taxonomy and classification. **IMA Fungus**, v. 2, p. 191–199, 2011.
- OLSSON, P.A., THINGSTRUP, I., JAKOBSEN, I., BAATH, E. Estimation of the biomass of arbuscular mycorrhizal fungi in a linseed field. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 31, p. 1879-1887, 1999.
- OLSSON, P.A., WILHELMSSON, P. The growth of external AM fungal mycelium in sand dunes and in experimental systems. **Plant Soil**, v. 226, p. 161-169, 2000.
- PAGANO, M.C., ZANVADALLI, R.B., ARAÚJO, F.S. Biodiversity of arbuscular mycorrhizas in three vegetational types from the semiarid of Ceará state, Brasil. **Applied Soil Ecology**, v. 67, p. 37-46, 2013.
- PEREIRA, S.V., MARTINEZ, C.R., PORTO, E.R., OLIVEIRA, B.R.B. MAIA, L.C. Atividade microbiana em solo do semi-árido sob cultivo de *Atriplex numulária*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 39, p. 757-762, 2004.
- PHILLIPS, J.M., HAYMAN, D.S. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of

infection. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 55, p. 158-161, 1970.

PIELOU, E.C. **Ecological diversity**. Wiley, New York, 1975.

PONTES, J.S. **Diversidade de fungos micorrízicos arbusculares (FMA) em solo cultivado com feijão caupi [*Vigna unguiculata* (L.) Walp.] e fibra de coco**. Dissertação - Universidade Federal de Pernambuco – UFPE, Recife, p. 73, 2013.

PRADO, D.E. **As caatingas da América do Sul**. p. 657-693. *In*: LEAL, I.R.; TABARELLI, M.; SILVA, J.M.C., eds. *Ecologia e conservação da Caatinga*. Recife, Editora Universitária, 2003.

QUILCHANO, C., MARAÑÓN, T. Dehydrogenase activity in mediterranean forest soils. **Biology & Fertility of Soils**, v. 35, p. 102-107, 2002.

REIS, A.C. de S. Clima da caatinga. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, Rio de Janeiro, v. 48, p. 325-35, 1976.

RILLIG, M.C., WRIGHT, S.F., NICHOLS, K.A., SCHMIDT, W.F., TORN, M.S. Large contribution of arbuscular mycorrhizal fungi to soil carbon pools in tropical forest soils. **Plant and Soil**, v. 233, p. 167-177, 2001.

ROSCOE, R., MERCANTE, F.M., JÚNIOR, F.B.R., SANTOS, J.C.F., HUNGRIA, M. **Biomassa microbiana do solo: fração mais ativa da material orgânica**. p. 163-198. *In*: ROSCOE, R., MERCANTE, F.M., SALTON, J.C. (Eds). *Dinâmica da materia orgânica do solo em sistemas conservacionistas: modelagem matemática e métodos auxiliares*. Embrapa Agropecuária oeste, , 2006.

SALAZAR, S., SANCHEZ, L.E., ALVAREZ, J., VALVERDE, A., ALINDO, P., IGUAL, J.M., PEIX, A., SANTA-REGINA, I. Correlation among soil enzyme activities under diferente forest system management practices. **Ecological Engineering**, Amsterdam, v. 37, p. 1123-1113, 2011.

SAMPAIO, E.V.S.B. **Caracterização do bioma Caatinga: características e potencialidades**. p. 29-48. *In*: GARIGLIO, M.A., SAMPAIO, E.V.B, CESTARO, L.A., KAGEYAMA, P.Y. (eds) *Uso sustentável e conservação dos recursos florestais da Caatinga*. Ministério do Meio Ambiente, 2010.

SAMPAIO, E.V.S.B. **Overview of the Brazilian Caatinga**, p. 35-63. *in*: Bullock, S.H., Mooney, H.A., Medina, E. (eds) *Seasonally dry tropical forests*. Cambridge University Press: Cambridge, 1995.

SAMPAIO, Y., BATISTA, J.E.M. **Desenvolvimento regional expressões antrópicas no bioma Caatinga**. *In*: SILVA, J.M.C., TABARELLI, M., FONSECA, M.T., LINS, L.V. *Biodiversidade da Caatinga: áreas e ações prioritárias para a conservação*. (eds.) Ministério do Meio Ambiente, 2003.

SÁNCHEZ-CASTRO, I., FERROL,N, BAREA, J.M. Analyzing the community composition of arbuscular mycorrhizal fungi colonizing the roots of representative

- shrubland species in a Mediterranean ecosystem. **Journal of arid environments**, v. 80, p. 1-9, 2012.
- SANTOS, F.E.F., CARRENHO, R. Diversidade de fungos micorrízicos arbusculares em remanescente florestal impactado (Parque Cinquentenário - Maringá, Paraná, Brasil). **Acta Botanica Brasilica**, v. 25, p. 508–516, 2011.
- SANTOS, R.S., SCORIZA, R.N., FERREIRA, J.S. Fungos micorrízicos arbusculares em diferentes coberturas florestais em Vitória da Conquista, Bahia. **Floresta e ambiente**, v. 20, p. 344-350, 2013.
- SCHENCK, N.C., PÉREZ, Y. **Manual for the identification of VA mycorrhizal fungi**. 3^oed. Gainesville, Synergistic Publ, 1990.
- SCHÜßLER, A., SCHWARZOTT, D., WALKER, C. A new phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. **Mycological Research**, v. 105, p. 1413-1421, 2001.
- SHANNON, C.E., WEAVER, W. **The mathematical theory of communication**. University of Illinois Press, Urbana, Illinois, 1949.
- SHUKLA, A., KUMAR, A., JHA, A., AJIT, RAO, D.V.K. Phosphorus threshold for arbuscular mycorrhizal colonization of crops and tree seedlings. **Biology and Fertility of the Soils**, v. 48, p. 109-116, 2012.
- SILVA JÚNIOR, E. D. **Levantamento do potencial geoturístico do Parque Nacional do Catimbau – PE. Como subsídio para a criação de um futuro geoparque**. Dissertação - Universidade Federal de Pernambuco - UFPE, p. 89, 2012.
- SILVA, F. B. R., RICH, G. R., TONNEAU, J. P., SOUZA NETO, N. C., BRITO, L. T. L., CORREIA, R.C., CAVALCANTI, A. C., SILVA, A. B.; ARAÚJO, F. J. C., LEITE, A. P. **Zoneamento agroecológico do Nordeste: diagnóstico do quadro natural e agrossocioeconômico**. Petrolina: EMBRAPA-CPTSA. v. 2, p. 1413–1421, 2001.
- SILVA, F. DE A. S., AZEVEDO, C.A.V. **A new version of the Assistat - Statistical Assistance Software**. In: World Congress on Computers in Agriculture, 4, Orlando-USA. Orlando: American Society of Agricultural and Biological Engineers, pp.393–396. Disponível em: <<http://www.assistat.com/indexp.html>>. Acesso em: 17 novembro 2012, 2006.
- SILVA, G.A., MAIA, L.C., SILVA, F.S.B., LIMA, P.C.F. Potencial de infectividade de fungos micorrízicos arbusculares oriundos de área de caatinga nativa e degradada por mineração, no Estado da Bahia, Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 24, p. 135–143, 2001.
- SILVA, G.A., TRUFEM, S.F.B., SAGGIN JÚNIOR, O.S., MAIA, L.C. Arbuscular mycorrhizal fungi in a semiarid copper mining area in Brazil. **Mycorrhiza**, v. 15, p. 47-53, 2001.

- SILVA, I.R. Diversidade de fungos micorrízicos arbusculares ao longo de um gradiente vegetacional na caatinga. Dissertação - Universidade Federal de Pernambuco – UFPE, Recife. p. 103, 2013.
- SILVA, L.X., FIGUEIREIDO, M.V.B., SILVA, G.A., GOTO, B.T., OLIVEIRA, J.P., BURITY, H.A. Fungos micorrízicos arbusculares em áreas de plantio de leucena e sábia no estado de Pernambuco. **Rev. Árvore**, v. 31, p. 427-435, 2007.
- SILVA, S.R.; SILVA, I.R.; BARROS, N.F. & MENDONÇA, E.S. Effect of compaction on microbial activity and carbon and nitrogen transformations in two Oxisols with different mineralogy. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**. v. 34, p. 1141-1149, 2011.
- SMITH, S.E.; READ, D.J. **Mycorrhizal Symbiosis**. 3° ed. London: Academic Press, 2008.
- SNE. Sociedade Nordestina de Ecologia. Projeto Técnico para a Criação do Parque Nacional do Catimbau/PE - versão final, em cumprimento ao contrato nº086-00/02, **Subprojeto "Proposta para criação do Parque Nacional do Catimbau/PE"**, 2002.
- SOBRAL, L. F.; VIEGAS, P. R. A.; SIQUEIRA, O. J. W. DE; ANJOS, J. L. DOS; BARRETO, M. C. V.; GOMES, J. B. V. **Recomendações para o uso de corretivos e fertilizantes no estado de Sergipe**. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, p. 251, 2007,
- SØRENSEN, T. **A method of establishing groups of equal amplitude in plant sociology based on similarity of species content and its application to analysis of the vegetation on Danish commons**. v. 6, p. 235-249, *In: McIntosh, R.P. (ed.). Phytosociology*. Stroudsburg: Benchmark Papers in Ecology, 1978.
- SOUSA, C. S. **Diversidade e atividade de fungos micorrízicos arbusculares em agrossistemas do semi-árido Paraibano**. Doutorado - Universidade Federal de Pernambuco – UFPE, Recife, p. 136, 2009.
- SOUZA, R.G., TRUFEM, S.F.B., SALES, M.F., MAIA, L.C. Diversidade e potencial de infectividade de fungos micorrízicos arbusculares em área de caatinga, na Região de Xingó, Estado de Alagoas, Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 26, p. 49-60, 2003.
- STUMER, 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, p. 255-267, 2011.
- STURMER, S.L., SIQUEIRA, J.O. **Diversidade de fungos micorrízicos arbusculares em ecossistemas brasileiros**. p. 557-606, *In: MOREIRA, F.M.S., SIQUEIRA, J.O., BRUSSAARD, L. Biodiversidade do solo em ecossistemas brasileiros*. (ed). UFLA, 2008.

- SUNIL KUMAR, C.P., SEEMA, H.S., GARAMPALLI, R.H. Occurrence and distribution of arbuscular mycorrhizal fungi in agricultural field of Mysore. **World journal of science and technology**, v. 2, p. 01-07, 2012.
- SWISHER, R., CARROL, G.C. Fluorescein diacetate hydrolysis as an estimator of microbial biomass on coniferous needle surfaces. **Microbial Ecology**, v. 6, p. 217-226, 1980.
- TABARELLI, M. F.; VICENTE, A. **Conhecimento sobre plantas lenhosas da Caatinga: lacunas geográficas e ecológicas**, p. 101-12 *In*: Silva, J.M.C.; Tabarelli, M.; Fonseca, M. F.; Lins, L. V. Biodiversidade da Caatinga: áreas e ações prioritárias. (eds). Ministério do Meio Ambiente, Brasília, DF. 2003.
- TABARELLI, M., SILVA, J.M.C. **Áreas e ações prioritárias para a conservação, utilização sustentável e repartição dos benefícios da biodiversidade do bioma Caatinga** p. 47–52, *In*: Araújo et al. (ed.) Biodiversidade, conservação e uso sustentável da flora do Brasil. Universidade Federal de Pernambuco, Recife. 2002.
- TABATABAI, M.A. **Soil enzymes**. , p. 775-833, *In*: WEAVER, R.W., ANGLE, J.S., BOTTOMLEY, P.S.(eds). Microbiological and biochemical properties. Soil Science society, 1994.
- TABATABAI, M.A., BREMNER, J.M. Use of p-nitrophenylphosphate for assay of soil phosphatase activity. **Soil Biology and Biochemistry**, Oxford, v. 1, p. 301-307, 1969.
- TARAFDAR, J.C., JUNGK,A. Phosphatase activity in the rhizosphere and its relation to the depletion of soil organic phosphorus. **Biology and Fertility of Soils**, v. 3, p. 199-204, 1987.
- TARAFDAR, J.C., PRAVEEN-KUMAR. The role of vesicular arbuscular fungi on crop, tree and grasses grown in an arid environment. **Journal of Arid Environment**, v. 34, p. 197-203, 1996.
- TAYLOR, J.P., WILSON, B., MILLS, M.S., BURNS, R.G. Comparison of microbial numbers and enzymatic activities in surface soils and subsoils using various techniques. **Soil Biology and Biochemistry**. v. 34, p. 387-401, 2002.
- TEIXEIRA-RIOS, T., SOUZA, R.G., MAIA, L.C., OEHL,F., LIMA, C.E.P.L. Arbuscular mycorrhizal fungi in a semi-arid, limestone mining area of Brazil. **Acta botânica brasilica**, v. 27, p. 688-693, 2013.
- TEIXEIRA-RIOS, T., SOUZA, R.G., MAIA, L.C., OEHL,F., LIMA, C.E.P.L. Arbuscular mycorrhizal fungi in a semi-arid, limestone mining area of Brazil. **Acta Botânica Brasilica**. v. 27, p. 688-693, 2013.
- TNC - THE NATURE CONSERVANCY DO BRASIL; AC – **Associação Caatinga. As unidades de conservação do bioma Caatinga**. *In*: SILVA, J.M.C.; TABARELLI, M.; FONSECA, M.T.; LINS, L.V. Biodiversidade da Caatinga: áreas

e ações prioritárias para a conservação. (eds.) Ministério do Meio Ambiente, 2003.

TNC - THE NATURE CONSERVANCY DO BRASIL; MMA – MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE; ICMBIO – INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE. **Unidades de conservação e terras indígenas do bioma.** 2008.

TURNER, B.L., HAYGARTH, P.M. Phosphatase activity in temperate pasture soils: potential regulation of labile organic phosphorus turnover by phosphodiesterase activity. **Science of the total environment**, v. 344, p. 27-36, 2005.

UHLMANN, E., GÖRKE, C. PETERSEN, F., OBERWINKLER, F. Arbuscular mycorrhizae from arid parts of Namibia. **Journal of Arid Environments**, v. 64, p. 221-237, 2006.

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

VAN DER HEIJDEN, M.G.A., KLIRONOMOS, J.N., URSIC, M., MOUTOGLIS, P., STREITWOLF-ENGEL, R., BOLLER, T., WIEMKEN, A., SANDERS, I.R. Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. **Nature**, v. 396, p. 69–72, 1998.

VELLOSO, A.L., SAMPAIO, E.V.S.B., GIULIETTI, A.M., BARBOSA, M.R.V., CASTRO, A.A.J.F., QUEIROZ, L.P., FERNANDES, A., OREN, D.C., CESTARO, L.A., CARVALHO, A.J.E., PAREYN, F.G.C., SILVA, F.B.R., MIRANDA, E.E., KEEL, S., GONDIM, R.S. **Ecorregiões da Caatinga**. p. 7–33, *In*: VELLOSO, A.L.; SAMPAIO, E.V.S.B.; PAREYN, F.G.C. (eds.). *Ecorregiões – Propostas para o Bioma Caatinga*. Recife, Associação Plantas do Nordeste; Instituto de Conservação Ambiental The Nature Conservancy do Brasil, 2002.

WHITCOMB, S., STUTZ, J. C. Assessing diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in a local community: role of sampling effort and spatial heterogeneity. **Mycorrhiza**, v.17, p. 429-437, 2007.

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

YANG, Y., CHEN, Y., CAI, B. The arbuscular mycorrhizal symbiotic status of *Populus euphratica*, a drought resistant tree species from arid land. **Ecohydrology**, v. 6, p. 1001-1008, 2013.

YANO-MELO, A.M., MAIA, L.C., MORGADO, L.B. Fungos micorrízicos arbusculares em bananeiras cultivadas no vale do submédio São Francisco. **Acta Botanica Brasilica**, v. 11, p. 115-121, 1997.

ZANGARO, W., MOREIRA, M. **Micorrizas arbusculares nos Biomas Floresta Atlântica e Floresta de Araucária.** p. 279–310, *In*: SIQUEIRA, J.O., DE SOUZA, F.A., CARDOSO, E.J.B.N., TSAI, S.M. (eds.). *Micorrizas: 30 anos de pesquisas no Brasil.* Lavras, UFLA, 2010.

ZHAO, D., ZHAO, Z. Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in the hot-dry valley of the Jinsha River, southwest China. **Applied Soil Ecology**, v. 37, p. 118-128, 2007.