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

JULIANA SOUZA DE PONTES

DIVERSIDADE DE FUNGOS MICORRIZICOS ARBUSCULARES (FMA) EM ECOSSISTEMAS NATURAIS E AGRÍCOLAS DO CERRADO

Recife
2017

JULIANA SOUZA DE PONTES

DIVERSIDADE DE FUNGOS MICORRIZICOS ARBUSCULARES (FMA) EM ECOSSISTEMAS NATURAIS E AGRÍCOLAS DO CERRADO

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

Orientadora: Profª. Dra. Leonor Costa Maia
Co-orientador: Dr. Fritz Oehl

Recife

2017

Catalogação na fonte
Elaine Barroso
CRB 1728

Pontes, Juliana Souza de

Diversidade de fungos micorrízicos arbusculares (FMA) em ecossistemas naturais e agrícolas do cerrado / Recife: O Autor, 2017.

97 folhas : il., fig., tab.
Orientadora: Leonor Costa Maia
Coorientador: Fritz Oehl
Tese (doutorado) – Universidade Federal de Pernambuco. Centro de Biociências. Ciências Biológicas, 2017.

Inclui referências, apêndice e anexo

1. Fungos 2. Micorriza vesículo-arbuscular 3. Solos-manejo I. Maia, Leonor Costa (orient.) II. Oehl, Fritz (coorient.) III. Título

579.5 CDD (22.ed.) UFPE/CCB-2017-378

JULIANA SOUZA DE PONTES

DIVERSIDADE DE FUNGOS MICORRIZICOS ARBUSCULARES (FMA) EM ECOSSISTEMAS NATURAIS E AGRÍCOLAS DO CERRADO

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

Aprovada em: 20/02/2017

COMISSÃO EXAMINADORA

_____
Dra. Leonor Costa Maia/Universidade Federal de Pernambuco

_____
Dr. Cícero Doniete Pereira/Embrapa Cerrados

_____
Dra. Danielle Karla Alves da Silva/Universidade Federal do Vale do São Francisco

_____
Dra. Marcela Pagano/Universidade Federal de Minas Gerais

_____
Dr. Everardo Valadares de Sa Barretto Sampaio/Universidade Federal de Pernambuco

Aos meus pais Juracy e Antonio,
Ao meu esposo Juari, e ao meu irmão Wellington
Dedico

AGRADECIMENTOS

Ao meu Deus por ter me ajudado em toda essa jornada, desde a graduação, passando pelo mestrado e até agora no doutorado, por ter guiado meus passos para que eu pudesse tomar as melhores decisões e ter me dado força para vencer mais uma etapa da minha vida, obrigada meu Deus.

À minha querida e amada mãe Juracy por todo o amor e carinho durante toda minha vida, por ter vencido todos os obstáculos da vida e superado todas as dificuldades para que eu tivesse a melhor educação possível, me incentivando e orando por mim nos momentos mais difíceis, sendo o maior exemplo para minha vida, te amo mãe.

Ao meu pai Antonio por toda dedicação, amor e carinho e palavras de incentivo para minha vida. Por toda compreensão e apoio sempre que necessário.

Ao meu esposo Juari Pessoa, por todo amor, carinho, amizade, por todo apoio dado aos meus estudos, por muitas vezes ter ido à casa da minha mãe apenas para me ver estudar. Por todos os momentos de descontração que me proporcionou, e por aguentar os estresses que essa jornada me trazia, e participar de todas as minhas conquistas me apoiando e se alegrando comigo, te amo.

Ao meu tio Carlos Antonio, por todo carinho e amizade na minha caminhada, às vezes fazendo o papel de pai em minha vida.

Ao meu querido irmão Wellington pelo amor e amizade, e momentos de distração durante minha jornada.

À professora Dra. Leonor Costa Maia, pela orientação, confiança e apoio na execução deste trabalho.

Ao professor Dr. Fritz Oehl pela co-orientação, pela amizade, por toda contribuição nos trabalhos e paciência no ensino da taxonomia.

Ao professor Gladstone Alves da Silva, pela a orientação durante a iniciação e ter me recebido no Laboratório de Micorrízas.

Ao colaborador Dr. Cícero Pereira, da Embrapa Cerrados, por ter me ajudado muito nas coletas, por todo apoio e suporte, sendo de fundamental importância para o sucesso do trabalho.

Aos colegas da Embrapa Cerrados: Cynthia Toledo, Patrícia Floriano, Eliane Faria, Tatiane Sousa e Filipe Silva pela amizade, pelo acolhimento carinhoso no laboratório, me ajudando nas coletas e dando todo suporte nas minhas viagens a Brasília.

Aos novos amigos que a viagem a Brasília me proporcionou: Cida Moura, Dalila Alves, Sarah Mundim, Juliana Dias, Irene Macedo, Caroline Dias e Marcelo Cardoso.

Aos meus verdadeiros irmãos e amigos que me deram muita força para realização de mais essa etapa: Catarina Mello, Danielle Magna, Frederico Marinho, Iolanda Ramalho, José Hilton, Juliana Pereira, Laís Lima, Larissa Vieira, Reginaldo Neto, Vera Lúcia e Thaís Thiane, pelo convívio e carinho demonstrado, me ajudando na realização dos trabalhos e me proporcionando momentos de alegria e descontração no laboratório e fora dele.

A todos os colegas e amigos do Laboratório de Micorrízas e do Departamento de Micologia pela amizade e apoio: Araeska Carenna, Anuska Almeida, Camilla Maciel, Cláudia Lima, Daniele Karla, Elaine Malosso, Edvaneide Leandro, Inácio Pascoal, Indra Escobar, Ingrid Lino, Joana Suassuna, Marcela Barbosa, Mayra Silva, Rejane Silva e Natália Souza.

A todos os colegas da Pós-graduação em Ciências Biológicas, e à secretária Adenilda, pelo apoio e compreensão.

À Universidade Federal de Pernambuco, pela contribuição à minha formação desde a graduação até a pós-graduação.

À Embrapa Cerrados por todo suporte técnico, estrutura para desenvolvimento do trabalho e apoio para as coletas.

À Comissão de Aperfeiçoamento de Pessoal do Nível Superior (CAPES), pelo apoio financeiro no decorrer do trabalho e pela bolsa de estudos.

A todos aqueles que ajudaram, direta ou indiretamente, na realização deste trabalho.

Conheço as tuas obras; eis que diante de ti pus uma porta aberta,
e ninguém a pode fechar; tendo pouca força,
guardaste a minha palavra, e não negaste o meu nome.
Apocalipse 3:8

RESUMO

O Cerrado é o maior bioma de savana do Neotrópico e o mais rico em número de espécies, abrigando um terço da biodiversidade nacional e 5% da fauna e flora mundiais, com alto grau de endemismo, porém é um dos mais ameaçados com áreas naturais sendo convertidas em pastagens e campos agrícolas. Alternativas vêm sendo utilizadas como forma de diminuir os impactos causados pela implementação de pastagens e áreas agrícolas: o plantio direto, a rotação de culturas e sistemas de integração lavoura-pecuária-floresta (ILPF). Contudo, essas práticas podem impactar a diversidade biológica, essencial para a manutenção dos serviços ecológicos. Como importante micro-organismos que atuam na alocação de nutrientes minerais para os vegetais, contribuindo para o equilíbrio dos ecossistemas, os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) podem sofrer os impactos gerados pelas práticas de manejo do solo, sendo necessário avaliar como essas práticas podem afetar a diversidade e consequentemente o papel desses fungos em agrossistemas. Assim, essa tese objetivou determinar o impacto de sistemas agrícolas sobre a diversidade e a estrutura de comunidades de FMA a partir de coletas conduzidas em áreas cultivadas com soja sob preparo convencional e direto, em sistema de ILPF e em áreas naturais de Cerrado e áreas transicionais com o bioma Caatinga e a Mata Atlântica. Duas coletas foram realizadas em três áreas cultivadas com soja sob plantio direto e convencional, três áreas em ILPF, e em Cerrado adjacentes aos cultivos, além de sete fitofisionomias naturais relacionadas ao Cerrado com três repeticões, totalizando 34 áreas e 123 amostras/coleta. As espécies foram identificadas com base em taxonomia morfológica de esporos extraídos das amostras de solo e foram determinadas: a frequência de ocorrência, a densidade de esporos, a riqueza e a diversidade de espécies de FMA. No total, foram identificadas 105 espécies de FMA, incluídas em 26 gêneros: 82 espécies nas áreas naturais, 63 nas cultivadas tradicionalmente e 56 espécies nos ILPF. A densidade média de esporos e a riqueza média de espécies foram maiores nas áreas naturais (29 esporos g^{-1} e 38-52 espécies), seguida pelas áreas em ILPF (14 esporos g^{-1} e 21-27 espécies), e menores nas áreas cultivadas tradicionalmente (7 esporos g^{-1} e 15-26 espécies). A diversidade foi maior nas áreas cultivadas e menor nas naturais, com os valores do índice de Shannon alcançando 3,31 nas áreas cultivadas tradicionalmente, 2,43 nos ILPF e 2,15 nas naturais. As comunidades de FMA foram constituídas predominantemente por representantes de *Glomus* e *Acaulospora*, sendo *Glomus macrocarpum* a espécie dominante e mais abundante em todas as áreas estudadas. *Orbispora pernambucana* e *Bulbospora minima* não foram identificadas em nenhuma área cultivada, sendo assinaladas apenas nas áreas naturais. O Cerrado abriga grande diversidade de espécies de FMA, sobretudo nas áreas transicionais, enquanto o cultivo do solo e a adubação contribuem para a diminuição da riqueza de espécies e da esporulação de FMA. Portanto, sistemas de preparo do solo após a conversão do Cerrado natural em áreas de cultivo e pastos podem causar a perda de espécies de FMA.

Palavras-chave: Micorriza. Manejo do solo. Cerrado.

ABSTRACT

The Brazilian savannah is the largest savanna biome in the Neotropics, and the richest in species, sheltering a third of the national biodiversity, 5% of the world's flora and fauna, with a high degree of endemism, despite this the Brazilian Savannah is threatened by the conversion of natural areas into pastures and agricultural activities. Some alternatives have been used as a way to reduce the impacts caused by these production systems, such as: no-till, crop rotation and crop-livestock-forest integration systems (ILPF). However, agricultural practices can impact the biological diversity which is important for the maintenance of ecological services including in agroecosystems. Among the microorganisms that contribute to the allocation of mineral nutrients to plants, maintenance of plant diversity and ecosystems balance, the arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) can suffer from the impacts generated by soil management. In order to determine the impact of agricultural systems on diversity and role of AMF in agroecosystem. This study aimed to determine the AMF communities diversity and structure in soybean crops under conventional and direct tillage, in the ILPF system, in natural areas of Savannah and others biomes of Brazil. Two samplings times were carried out in three soybean experiments under no - tillage and three conventional (tillage), three areas in ILPF with three adjacent Brazilian savannas and seven Brazilian savannas - related natural phytophysiognomies with three areas each, in a total of 34 areas, where 123 soil samples were obtained per collect. To evaluate the AMF community, species richness and diversity, frequency of occurrence and density of AMF, spores were extracted from the samples, counted and identified. In total, 105 species of AMF belonging to 26 genera were identified, with 82 species in natural areas, 63 in traditionally cultivated areas and 56 in the ILPF areas. The mean spore density and mean species richness were higher in the natural areas (29 spores g^{-1} and 38-52 species), followed by ILPF areas (14 spores g^{-1} and 21-27 species), and smaller in the traditionally cultivated areas (7 g^{-1} spores and 15-26 species). The diversity in general was higher in the cultivated areas and lower in the natural areas, with values of the Shannon index reaching 3.31 in the traditional cultivated areas, 2.43 in the ILPF and 2.15 in the natural areas. The AMF communities were predominantly formed by *Glomus* and *Acaulospora* species, with *Glomus macrocarpum* being the dominant and most abundant species in all studied areas. *Orbispora pernambucana* and *Bulbospora minima* were not identified in any of the cultivated areas, being found only in the natural areas. The Brazilian savanna shelters a great diversity of AMF species, which are benefited by the vegetative mixture of the transitional areas. However, soil management and fertilization for agricultural production lead to a decrease in species richness and AMF sporulation. Thus, some species may be lost in soil tillage systems after conversion of the natural Brazilian Savannah into cropland and pasture.

Key words: Mycorrhiza. Soil management. Brazilian Savanna.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

FIGURA 1 – Mapa mostrando as áreas de coleta por municípios e as fitofisonômias encontrada em cada área: A-Cerrado *stricto sensu* no DF, B-Caatinga, C-Transição entre Cerrado e Caatinga, D-Cerrado adjacente a Caatinga, E- Mata Atlântica, F-Cerrado adjacente a Mata Atântica, G-Carrasco..... 39

FIGURA 2 – Aspecto das áreas cultivadas com soja, em sistema de plantio Direto (A), em plantio convencional (B) e Cerrado stricto sensu adajacente aos cultivos (C)..... 40

FIGURA 3 – Sistema em Integração Lavoura-Pecuária-Floresta A-Período chuvoso, B-Período seco,C- Cerrado adjacente ao ILPF no período chuvoso e D- Cerrado adjacente ao ILPF no período seco..... 42

FIGURA 4 - Densidade de esporos de FMA: A- áreas cultivadas em plantio direto (PD), convencional (PC) e Cerrados adjacentes (CN). B-áreas cultivadas em sistema de Integração-Lavoura-Pecuária-Floresta (ILPF) e Cerrados adjacentes. C- áreas em fitofisionomias naturais..... 49

FIGURA 5 - Riqueza de espécies de fungos micorrízicos arbusculares: A-áreas cultivadas em plantio direto (PD), convencional (PC) e Cerrados adjacentes (CN). B- áreas cultivadas em sistema de ILPF e Cerrado adjacente. C- áreas em fitofisionomias naturais..... 51

FIGURA 6 – Curva de acumulação de espécies de FMA observadas (Sobs) e as espécies de FMA estimadas para as áreas de estudo (Jacknife1): A- áreas cultivadas em plantio direto (PD), convencional (PC) e Cerrados adjacentes (CN). B- áreas cultivadas em sistema de ILPF e Cerrado adjacente. C- áreas em fitofisionomias naturais..... 53

FIGURA 7 – NMS baseado na composição das espécies de fungos micorrízicos arbusculares correlacionadas com as propriedades físicas e químicas de amostras de solo. A- áreas cultivadas tradicionalmente, B-áreas em sistema ILPF, C-áreas com fitofisionomias naturais relacionadas ao cerrado. * K: Potássio, Mg: Magnésio,Ca: Cálcio, MO: Matéria Orgânica, Al: Alumínio..... 71

FIGURA 8 – Dendrograma baseado no índice de Sørensen representando a similaridade de espécies de fungos micorrízicos arbusculares, entre as áreas estudadas. A- áreas cultivadas tradicionalmente, B-áreas em sistema ILPF, C-áreas com fitofisionomias naturais relacionadas ao cerrado..... 73

LISTA DE TABELAS

TABELA 1 - Classificação atual dos FMA..... 27

TABELA 2 - Espécies de fungos micorrízicos arbusculares registradas em áreas naturais e cultivadas/impactadas do Bioma Cerrado..... 30

TABELA 3- Atributos químicos e físicos do solo em áreas cultivadas em plantio direto e convencional e Cerrados adjacentes, áreas em sistema de Integração-Lavoura-Pecuária-Floresta (ILPF) e em fitofisionomias de Cerrado e áreas transicionais..... 47

TABELA 4 - Abundância relativa e frequência de ocorrência das espécies de FMA (em %) em três áreas de Cerrado natural, três áreas de plantio direto e três áreas em plantio convencional em sistema de cultivo de soja..... 55

TABELA 5 - Abundância relativa e frequência de ocorrência das espécies de FMA (em %) em três áreas em ILPF e uma área de Cerrado adjacente..... 60

TABELA 6 - Abundância relativa e frequência de ocorrência de espécies de FMA (em %) registradas em fitofisionomias naturais de Caatinga (CA),Transição Cerrado-Caatinga (TCA), Cerrado adjacente a Caatinga (CRCA), Mata Atlântica (MA), Carrasco (CAR) e Cerrado adjacente a Mata (CRMA) e Cerrado Stricto sensu (CR)..... 63

TABELA 7 - Índices de diversidade de FMA: Diversidade de Margalef (d), dominância de Simpson (λ), uniformidade de Pielou (J') e diversidade de Shannon (H')..... 68

TABELA 8 - Espécies indicadoras das áreas naturais, em ILPF e cultivadas relacionadas ao Cerrado..... 69

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO **14**

2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA **16**

2.1 CERRADO 16

2.1.1 Vegetação do Cerrado **16**

2.2 CAATINGA 17

2.3 CARRASCO 18

2.4 MATA ATLÂNTICA 19

2.5 SOJA 20

2.5.1 Origem e Histórico **20**

2.5.2 Características e Importância da Soja **21**

2.5.3 Produção Mundial e Local da Soja **21**

2.6 TIPOS DE MANEJO DO SOLO 22

2.6.1 Plantio convencional **22**

2.6.2 Plantio Direto **23**

2.6.3 Rotação de Cultura **23**

2.6.4 Integração lavoura-pecuária- floresta (ILPF) **24**

2.6.5 Práticas de Manejo do Solo no Cerrado **24**

2.7 FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES (FMA) 25

2.8 DIVERSIDADE DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES 26

2.9 FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES NO CERRADO 28

2.10 FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM ECOSSISTEMAS RELACIONADOS AO CERRADO 34

2.11 INFLUÊNCIA DO MANEJO DO SOLO NOS FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES 36

3 MATERIAIS E MÉTODOS **38**

3.1 ÁREAS DE ESTUDO 38

3.1.1 Áreas Naturais 38

3.1.2 Áreas cultivadas 39

3.1.2.1 Sistema em plantio convencional e direto de soja 39

3.1.2.2 Sistema em Integração Lavoura-Pecuária-Floresta 41

3.2 AMOSTRAGEM E ANÁLISES DO SOLO 42

3.3 CULTURAS ARMADILHAS PARA FMA 43

3.4 EXTRAÇÃO DE ESPOROS DE FMA E IDENTIFICAÇÃO DE ESPÉCIES 44

3.5 COMUNIDADES DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES 44

3.6 ANÁLISE DE DADOS 45

4 RESULTADOS 46

4.1 ATRIBUTOS QUÍMICOS E FÍSICOS DO SOLO 46

4.2 DENSIDADE DE GLOMEROSPOROS 48

4.3 RIQUEZA DE ESPÉCIES DE FMA NO ESTUDO GLOBAL 50

4.4 GÊNEROS, ESPÉCIES DE FMA DOMINANTES, FREQUENTES E RARAS 52

4.4.1 Áreas cultivadas 54

4.4.2 Sistema em ILPF 59

4.4.3 Fitofisionomias Naturais 61

4.5 ÍNDICES DE DIVERSIDADE DE FMA 67

4.6 ESPÉCIES DE FMA INDICADORAS 68

4.7 COMPOSIÇÃO DE ESPÉCIES DE FMA NAS ÁREAS ESTUDADAS 70

5 DISCUSSÃO 74

5.1 ATRIBUTOS DO SOLO E DENSIDADE DE GLOMEROSPOROS 74

5.2 RIQUEZA DE ESPÉCIES DE FMA EM DIFERENTES AGROECOSSISTEMAS 75

5.3 ESPÉCIES DE FMA DOMINANTES, FREQUENTES E RARAS 76

5.4 ÍNDICES DE DIVERSIDADE DE FMA 79

5.5 ESPÉCIES INDICADORAS DE FMA 79

5.6 COMPOSIÇÃO DE ESPÉCIES DE FMA NOS ECOSSISTEMAS 80

6 CONSIDERAÇÕES GERAIS 83

REFERÊNCIAS 84

APÊNDICE A- FOTOS DE ESPÉCIES DE FMA ENCONTRADAS NAS ÁREAS DE ESTUDO 96

ANEXO A- ARTIGO ACEITO 97

1 INTRODUÇÃO

O Cerrado, também conhecido como savana tropical, é o segundo maior bioma da América do Sul. Compreende aproximadamente 22% do território brasileiro, ocupando uma área de 204,7 milhões de hectares e distribui-se por todas as regiões do país, Norte (Rondônia, Amapá, Roraima e Amazonas), Nordeste (Bahia, Ceará, Maranhão e Piauí), Centro-Oeste (Goiás, Tocantins, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul e Distrito Federal), Sudeste (Minas Gerais e São Paulo) e Sul (Paraná), (MMA, 2016 a).

As variações climáticas e os tipos de solo são os principais fatores que influenciam a composição das comunidades vegetais. No caso do Cerrado, a heterogeneidade edáfica e a marcada sazonalidade climática explicam a presença de diferentes fitofisionomias, como campos, savanas e formações florestais, e a alta diversidade biológica desse bioma (REATTO; MARTINS, 2005). A grande diversidade, significativo endemismo e grau acentuado de devastação contribuem para que o Cerrado seja um dos 25 *hostpots* mundiais de biodiversidade (MYERS et al., 2000).

A devastação desse bioma ocorre principalmente devido à conversão de áreas naturais em pastos e campos agrícolas que, embora importantes para o progresso econômico do país, podem gerar perdas irreparáveis do ponto de vista ecológico. Áreas agrícolas ocupam 22 milhões de hectares de Cerrado e entre as principais culturas de interesse destacam-se: soja, milho, café, feijão, sorgo e cana-de-açúcar (LOBATO, 2006).

Essas atividades agropastoris, além de causar impacto direto sobre as plantas e o solo, afetam a comunidade microbiana, alterando a riqueza, a diversidade e a funcionalidade dos micro-organismos que são importantes para a estabilidade dos ecossistemas. Dentre esses, os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) apresentam papel de destaque, pois formam associação simbiótica com mais de 80% das plantas terrestres e beneficiam seus hospedeiros vegetais, atuando ainda na estruturação do solo (SMITH; READ, 2008).

Estudos indicam que a associação micorrízica arbuscular exista há mais de 400 milhões de anos, sendo os FMA responsáveis pelo sucesso da colonização vegetal no ambiente terrestre (DOTZLER et al., 2006, 2009). Os FMA contribuem para que as plantas tenham maior aporte nutricional graças as hifas e, em troca, recebem fotossintatos provenientes da fotossíntese das plantas (SMITH; READ, 2008). Recentemnete os FMA foram incluídos no subfilo Glomeromycotina, pertencente ao filo Mucoromycota (SPATAFORA et al., 2016), agrupados em três classes (*Archaeosporomycetes*, *Glomeromycetes* e *Paraglomeromycetes*), cinco ordens (*Archaeosporales*, *Diversisporales*,

Gigasporales, *Glomerales* e *Paraglomerales*), 15 famílias, 38 gêneros e cerca de 290 espécies (OEHL et al., 2011, 2014; GOTO et al., 2012; BŁASZKOWSKI, 2012; BŁASZKOWSKI et al., 2014; MARINHO et al., 2014; OPIK; DARISON 2016).

Considerando que a manutenção das comunidades vegetais e a variabilidade dos ecossistemas estão intimamente ligadas à diversidade dos FMA e ao sucesso da simbiose micorrízica (VAN DER HEIJDEN et al. 1998) são relevantes estudos que forneçam informações sobre as espécies presentes no Cerrado e indiquem o impacto das atividades agropecuárias sobre as mesmas. Nesse contexto, foram avaliadas as comunidades de FMA em áreas cultivadas e áreas de vegetação nativa de Cerrado e biomas relacionados (Caatinga e Mata Atlântica), considerando os diferentes tipos vegetacionais, e tipos de solo, de modo a gerar dados sobre a ecologia de FMA. O conhecimento obtido é relevante para melhorar o entendimento sobre a distribuição dos FMA em áreas naturais e cultivadas e de como práticas agrícolas afetam a diversidade e alteram a estrutura das comunidades de Glomeromycotina. Estas informações poderão ser utilizadas para criação de estratégias de conservação "*in situ*" dos FMA que são importantes recursos biológicos para o ecossistema (VAN DER HEIJDEN; WIEMKEN; SANDERS 2003).

Este estudo objetivou compreender a dinâmica de FMA em áreas naturais e cultivadas de Cerrado e para isso foram testadas as seguintes hipóteses: (I) O Cerrado abriga grande diversidade de espécies de FMA com possíveis espécies novas para ciência e novos registros para o bioma e; (II) áreas transicionais entre Cerrado e outros biomas possuem maior diversidade de FMA do que a diversidade registrada apenas em áreas de Cerrado devido à diversidade vegetacional; (III) cultivos mais jovens e em plantio direto apresentam maior diversidade de FMA que cultivos convencionais de longo prazo.

2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1 CERRADO

O Cerrado é o segundo maior bioma do Brasil, sendo a savana tropical mais rica em espécies, abrigando um terço da biodiversidade nacional e 5% da fauna e flora mundiais (Faleiro et al., 2008). Ocupa uma área de 204,7 milhões de hectares, cerca de 20% do território nacional, com sensíveis variações com relação ao relevo, solo e atributos climáticos. E distribui-se por todas as regiões do país (MMA, 2016 a).

O clima do Cerrado é sazonal, com o período chuvoso de outubro a março e o seco de abril a setembro, com temperaturas variando de 22º a 27 ºC. A precipitação média anual é de 1.500 mm (EMBRAPA, 2012). Em geral, os solos são pouco férteis, ácidos, profundos, bem drenados e deficientes em alguns nutrientes, principalmente, fósforo, e com elevada concentração de alumínio (LOPES; GUILHERME, 1994).

O Cerrado apresenta grande diversidade biológica, sendo registradas mais de 12 mil espécies de plantas, com grande potencial econômico, medicinal, madeireiro, nutricional, forrageiro e frutífero (EMBRAPA, 2006), 1.200 espécies de peixes, 837 espécies de aves, 199 espécies de mamíferos, 180 espécies de répteis e 150 espécies de anfíbios (MMA, 2016a). Apesar dessa riqueza, apenas 8,21% das áreas do Cerrado estão protegidos em Unidades de Conservação, o que é insuficiente para a preservação do bioma que está cada vez mais devastado devido a práticas agropecuárias (MMA, 2016 a). A grande diversidade, o significativo endemismo e o grau acentuado de devastação contribuem para que o Cerrado seja um dos 25 *hostpots* mundiais de biodiversidade (MYERS et al., 2000).

2.1.1 Vegetação do Cerrado

O Cerrado possui três principais formações vegetais sob diferentes condições climáticas e tipos de solos: campos, savanas e florestas. Nos campos predominam espécies herbáceas e alguns arbustos. São exemplos os campos sujos e campos limpos, encontrados em áreas mais secas e com solos rasos, pouco férteis e Litólicos. As savanas ou Cerrado *stricto sensu* apresentam grande cobertura arbóreo-arbustiva e poucas gramíneas; são exemplos cerrados densos, típicos, e as veredas, encontrados em áreas de clima intermediário, com Latossolos moderadamente ácidos e boas características físicas. As florestas têm predominância de espécies arbóreas, onde há formação de dossel contínuo e descontínuo; são

encontradas em áreas mais úmidas, com solos mais profundos, bem drenados e de média a alta fertilidade (RIBEIRO et al., 1983; REATTO; MARTINS, 2005).

A principal formação vegetal é o Cerrado *stricto sensu* caracterizada pela presença de árvores baixas, inclinadas, tortuosas, retorcidas, com ramificações irregulares e muitas vezes com evidência de queimadas. Arbustos e subarbustos podem ser encontrados e apresentam órgãos subterrâneos perenes (xilopódios) que contribuem para rebrota depois das queimadas. As plantas lenhosas geralmente apresentam adaptações a condições adversas como seca e queimadas, com folhas grossas e coriáceas, troncos com cascas bem espessas e com fissuras ou sulcos e as gemas apicais são protegidas por densa pilosidade. Dessa forma, após a queimada e durante o período chuvoso ocorre a rebrota e as plantas ficam verdes e exuberantes (RIBEIRO et al., 2008).

O Cerrado também sofre influência de outros biomas, com os quais têm limites, como o Amazônico, a Caatinga, a Mata Atlântica e o Pantanal, formando áreas transicionais (Muller et al., 2008) ou marginais, estas áreas apresentam algumas espécies peculiares como: *Platonia insignis* Mart. (bacuri), *Vochysia gardneri* Warm. (gomeirinha), *Caryocar cuneatum* Wittm. (pequi), *Hirtella ciliata* Mart. & Zucc. (pau-de-galego), *Parkia platycephala* Benth. (feveira), na região norte-nordeste; *Aspidosperma multiflorum* A.DC. (peroba), *Eschweilera nana* Miers. (sapucainha) e *Mezilaurus crassiramea* (Meiss) Taub. (canela-tapinhoã) no centro-oeste; *Acosmium subelegans* Mohlenbr. (amargosinha), *Byrsonima intermedia* A. Juss. (murici), *Campomanesia andamantium* Cambess. (gabiroba) e *Erythroxylum cuneifolium* Mart. no sudeste (mercúrio-do-campo) (RIBEIRO et al., 2008).

2.2 CAATINGA

A Caatinga ocupa área de 800 mil km^2, correspondendo a 11 % do território nacional e 70 % da Região Nordeste, estende-se do Piauí ao norte de Minas Gerais (Drummond et al., 2000). Apesar de tão amplo, é provavelmente o bioma mais desvalorizado e pouco conhecido no Brasil (SILVA et al., 2004). O nome “caatinga” é de origem tupi-guarani e significa “floresta branca”, o que caracteriza o aspecto da vegetação na estação seca, quando as folhas caem e apenas os troncos brancos e brilhosos das árvores e arbustos permanecem (Prado, 2003).

As características do bioma Caatinga incluem clima quente semiárido, com altas temperaturas durante todo o ano variando entre 26 e 28ºC, com algumas áreas alcançando 40ºC em determinados períodos, precipitação mal distribuída, concentrada em poucos meses,

variando de 500 a 700 mm ao longo do ano (PRADO, 2003) e baixa umidade relativa, em torno de 50 % (MENEZES et al., 2012). Em geral, ocorrem diferentes tipos de solos, pouco férteis, com deficiência em fósforo e nitrogênio. Alguns podem até ter boas reservas de nutrientes, mas em forma não disponíveis para as plantas, sendo necessária adubação para alcançar boas produtividades das culturas (ARAÚJO et al., 2008).

A Caatinga é caracterizada por alto grau de endemismo florístico e particularidades dos diferentes tipos de vegetação, abrigando um total de 932 espécies de plantas (GIULIETTI et al., 2003), com 318 espécies endêmicas, pertencentes a 18 gêneros e 42 famílias (GIULIETTI et al., 2002). A vegetação da Caatinga tem como principais características: alta densidade de indivíduos, com 1.000 a 5.000 indivíduos ha^{-1}, árvores de pequeno a médio porte, com altura dominante variando entre 3 e 6 m, e resposta rápida às chuvas com aparecimento das folhas em poucos dias (PRADO, 2003).

Ações antrópicas na Caatinga, como a substituição da vegetação natural por culturas agrícolas e práticas pecuárias têm prejudicado os solos e ocasionado processos de desertificação, gerando grande perda de biodiversidade (SAMPAIO; ARAÚJO; SAMPAIO 2005). A perda de paisagens tem consequências graves para a manutenção da biodiversidade e pode levar à extinção de espécies endêmicas (CHAPIN et al., 2000) antes mesmo de tornarem-se conhecidas (MMA, 1999). Apesar das ameaças à sua integridade, apenas 7,5 % da Caatinga estão protegidas em unidades de conservação e pouco mais de 1% destas unidades são de Proteção Integral (MMA, 2016 b).

2.3 CARRASCO

O Carrasco é caracterizado por ser uma vegetação xerófila, encontrada em regiões semiáridas, que ocorrem em solos arenoso, formados prinipalmente sobre chapadas contíguas, distribuindo-se desde a cadeia do espinhaço e norte de Minas Gerais, passando por Rio de Contas na Bahia, bacia do Parnaíba no Piauí, região Central do Ceará, até a Chapada do Araripe em Pernambuco (ARAÚJO, 1998; EMBRAPA, 2017).

A vegetação de Carrasco também chamado de Catanduva é considerada uma vegetação transicional com elementos de Caatinga, Cerrado e Mata, ocorrendo principalmente no nordeste do Brasil em áreas de clima semiárido, solos arenosos e pobres em nutrientes (ANDRADE-LIMA, 1978 Apud. ARAÚJO et a., 1998 a). O Carrasco também é caracterizado como uma vegetação xerófila, parecida com a Caatinga devido a característica caducifólia, porém apresenta uma maior densidade de indivíduos e quase ausência de Cactaceae e

Bromeliaceae, que são famílias frequentemente registradas em áreas de caatinga (FIGUEIREDO,1986/1991 Apud. ARAÚJO et al., 1998 a). De forma geral, a vegetação de Carrasco é caracterizada como xerófila, arbustiva densa, com indivíduos de caules finos e muitas vezes cespitosos e alguns arbóreos, formados por espécies próprias como também de Cerrado, Caatinga e Mata, baseado em levantamentos florísticos (ARAÚJO et al., 1998 a).

Com base na composição florística de uma área de Carrasco no Ceará, Araujo et al. (1998a), observaram que a área de Carrasco é composta por uma mistura vegetacional entre Cerrado, Caatinga e Mata e por espécies próprias. No geral a grande parte das espécies são encontradas no Cerrado, seguido pela Caatinga, e a menor quantidade na Mata. As espécies *Acacia langsdorffii* Benth. e *Piptadenia moniliformis* Benth. são muito comuns em áreas de Carrasco, apresentando grande densidade e dominância de indivíduos, sendo consideradas plantas característica dos Carrascos (ARAÚJO; MARTINS, 1999). Assim, a vegetação de Carrasco é um tipo vegetacional próprio, individualizado, classificado como altifruticeto caducifólio denso, com trepadeiras e árvores emergentes e esparsas (ARAÚJO; MARTINS; SHEPHERD, 1999). As áreas de Carrasco são ricas em termos de biodiversidade, abrigando espécies ainda não descritas para a ciência como *Psychotria carrascoana* (DELPRETE; SOUZA, 2004), planta com grande potencial bioativo (CHAVES; BARROS, 2012) e também uma nova espécie de cágado *Mesoclemmys perplexa* (BOUR; ZAHER, 2005), revelando assim o potencial dessas áreas.

2.4 MATA ATLÂNTICA

A Mata Atlântica é um bioma com ampla diversidade biológica e alto grau de endemismo (MYERS et al., 2000). O bioma ocupava originalmente uma área equivalente a cerca de 1.300.000 km^2, passando pelos estados do Espírito Santo, Rio de Janeiro e Santa Catarina, e parte de Alagoas, Bahia, Goiás, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais, Paraíba, Paraná, Pernambuco, Rio Grande do Norte, Rio Grande do Sul, São Paulo e Sergipe (IBF, 2017).

Esse bioma é constituído por florestas ombrófilas densas, abertas e mistas, florestas estacionais deciduais e semideciduais, campos de altitude, manguezais e restingas (SOS Mata Atlântica, 2017). O bioma Mata Atlântica é um dos 25 hotspots mundiais que apresenta diferentes formas de relevo, paisagens e características climáticas. O bioma é um dos mais ricos do mundo em biodiversidade, apresentando 20 mil espécies de plantas, sendo seis mil

endêmicas, 849 espécies de aves, 370 de anfíbios, 350 de peixes, 270 de mamíferos e 200 de répteis (MMA, 2017; LAGOS E MULLER, 2007).

Em geral a Mata Atlântica apresenta clima tipo Af, tropical quente úmido com chuvas no verão e inverno seco (KOTTEK et al., 2006), com altos valores pluviométricos que variam entre 1.800 e 3.600 mm/ano, com temperaturas médias 25ºC. O solo geralmente é raso, com baixo pH, pouco ventilado, sempre úmido e extremamente pobre, porém a umidade e a presença de grande quantidade de matéria orgânica, contribuem com a manutenção de micro-organismos decompositores que possibilitam o aproveitamento dos nutrientes e sais minerais pelos vegetais (IB USP, 2017).

O bioma apresenta grande importância ecológica sendo um dos hotspot mundial, abrigando grande diversidade biológica, prestando diversos serviços ao ambiente como: contribuir para purificação do ar, regulação do clima, participa na proteção do solo evitando a erosão, protege rios e nascentes (SOS Mata Atlântica, 2017). A Mata Atlântica também tem grande importância na vida de milhões de brasileiros que vivem em seus domínios e dependem de seus recursos, são áreas de turismo, lazer e terras indígenas importantes para a preservação cultural (MMA, 2017). Além de ser a reserva da Biosfera decretada pela Unesco e Patrimônio Nacional, na Constituição Federal de 1988 (SOS Mata Atlântica, 2017).

Ações antrópicas devastaram esse bioma que atualmente é representado por 22% da vegetação original, ocupando aproximadamente 13% do território nacional, incluindo fragmentos grandes e pequenos e áreas de borda (MMA, 2017). Urbanização e atividades agrícolas foram as principais causas para a devastação e a fragmentação da Mata Atlântica, ações iniciadas desde o período colonial (COLOMBO; JOLY, 2010; BARBOSA; THOMAS, 2002).

Em estudo comparativos entre os biomas brasileiros foi possível observar que as áreas de Mata Atlântica, apresentam mais espécies de fungos quando comparados a outros biomas. Apresentando 1664 espécies de fungos e desta mais de 100 espécies endêmicas (FORZZA et al., 2012). Mesmo assim, a Mata Atlântica continua sofrendo com a fragmentação e poucas áreas estão sendo preservadas em unidades de conservação (MMA, 2017).

2.5 SOJA

2.5.1 Origem e Histórico

A soja [*Glycine max* (L.) Merrill] é cultivada na Ásia há mais de cinco mil anos, sendo nativa da China, onde duas espécies selvagens cruzaram naturalmente e deram origem à soja ancestral que foi domesticada e melhorada. Esse grão era tão importante na antiga China que era considerado sagrado e rituais eram realizados na época da plantação e colheita (EMBRAPA 2003a). No ocidente, começou a ser cultivada apenas em 1920 nos Estados Unidos, como forrageira e depois como grão. Em 1941, a área cultivada para grãos ultrapassou a cultivada para forragem e houve grande crescimento também no Brasil e na Argentina (EMBRAPA, 2003a).

2.5.2 Características e Importância da Soja

A soja é uma dicotiledônea da ordem Fabales, família Fabaceae, subfamília Faboideae. Planta herbácea e anual que apresenta grande variabilidade genética, tanto no ciclo vegetativo, como no reprodutivo e pode ser influenciada pelo ambiente (NUNES, 2014). A soja é amplamente cultivada e adaptada à região Central do Brasil devido a algumas características que contribuíram para sua permanência, como boas condições físicas do solo, clima favorável com chuvas propícias aos cultivos de verão, topografia adequada à mecanização, favorecendo o uso de máquinas e equipamentos de grande porte e desenvolvimento de novas cultivares adaptadas à condição de baixa latitude (EMBRAPA, 2003a).

Os grãos de soja são muito nutritivos, apresentando de 35% a 40% de proteína, 15% a 20% de gordura, 30% de carboidratos, 10% a 13% de umidade e cerca de 5% de minerais e cinzas (ATENTOEMPAZ, 2011). A maior parte da soja é processada como farelo ou para a produção de óleo; outra parte é usada como forragem para animais ou na produção de ração; pode ser consumida como vegetal verde em alguns países, ou ser tranformada em farinha e proteína para consumo direto humano, além de processada para a fabricação de vários alimentos, como leite de soja, margarina, molhos e queijos (HARTMAN; WEST; HERMAN, 2011).

2.5.3 Produção Mundial e Local da Soja

A soja é cultivada em larga escala no mundo principalmente em muitas áreas tropicais e subtropicais, sendo os E.U.A., Brasil, Argentina, China e Índia os maiores produtores mundiais nos ultimos 20 anos devido às condições favoráveis de clima e de solo (FAO, 2016). A cultura é de grande importância econômica e desenvolvimento mundial com sua produção

em 2014 alcançando 108 milhões de toneladas nos E.U.A. e 86,7 no Brasil, sendo um dos cinco cerais mais produzidos do mundo (FAO, 2016).

A produção de soja no Brasil é liderada pelos estados de Mato Grosso (29,0%), Paraná (19,5%), Rio Grande do Sul (15,4%) e Goiás (10,5%). A área plantada correspondeu a 27,7 milhões de hectares em 2013 e a produção chegou a 81,3 milhões de toneladas na safra 2012/2013 no Brasil (MAPA, 2013). As exportações brasileiras do complexo soja (grão, farelo e óleo) passaram de US$ 4,2 bilhões em 2000 para US$ 17,2 bilhões em 2009, segundo dados da OMC (Organização Mundial de Comércio), o que demonstra a grande importância econômica desta cultura para o Brasil.

2.6 TIPOS DE MANEJO DO SOLO

O manejo do solo é um conjunto de operações agrícolas que manipulam as propriedades físicas, químicas e biológicas do solo com a função de oferecer condições favoráveis à germinação da semente, emergência das plântulas, ao estabelecimento e desenvolvimento vegetal e contribuir para maior produtividade das culturas (EMBRAPA, 2003b). Diversas práticas de cultivos são empregadas para o alcance desses objetivos, como plantio convencional, plantio direto, rotação de cultura e sistemas integrados como Integração Lavoura-Pecuária-Floresta (ILPF) (EMBRAPA, 2003b).

2.6.1 Plantio convencional

No sistema de plantio convencional, antes do cultivo, ocorrem duas etapas de preparo do solo: primário e secundário. O preparo primário do solo consiste na operação mais grosseira com uma ou duas arações com o objetivo de afrouxar o solo, para incorporação de corretivos, de fertilizantes, de resíduos vegetais e de plantas daninhas, ou para a descompactação superficial. As arações são realizadas com a utilização de arados de discos, de aivecas e de escarificador, sendo que o arado de discos é mais utilizado, podendo atender às necessidades de aração em diferentes tipos e condições de solo com maior facilidade de operação. O preparo secundário do solo ocorre por meio de no mínimo, duas gradagens, com o objetivo de destorramento e nivelamento da camada arada. As grades utilizadas nesta etapa podem ser de dentes, molas ou de discos. (ALBUQUERQUE FILHO et al., 2016).

O plantio convencional é amplamente utilizado pelas vantagens que proporciona ao sistema, como: controle da vegetação espontânea, aeração do solo na camada arável,

destorramento do solo para plantio e melhor controle de pragas e doenças (BORTOLETI JUNIOR et al., 2015). Porém, o cultivo intensivo do solo de forma convencional pode trazer alguns prejuízos para o solo, plantas e micro-organismos: o solo descoberto está sujeito à erosão, ocorre a formação de uma crosta superficial no solo, maior perda de água (SILVA et al., 2005), maior amplitude térmica do solo e necessidade de mão de obra extra (ALBUQUERQUE FILHO et al., 2016).

2.6.2 Plantio Direto

O sistema de plantio direto consiste na semeadura do solo com presença de vegetação anterior, sem revolvimento prévio. A vegetação anterior forma uma cobertura que tem por finalidade proteger o solo do impacto direto da chuva, e das erosões hídrica e eólica (BERTOL et al., 1997; CAMARA; KLEIN, 2005). O preparo do solo ocorre apenas no sulco de semeadura, com adubação e eventualmente aplicação de herbicidas em uma única operação. O sistema tem os seguintes fundamentos: eliminação ou redução do preparo do solo, utilização de herbicidas para o controle de plantas daninhas, formação e manutenção da cobertura morta, uso de rotação de culturas, e escolha de cultivares específicas resistentes a pragas e doenças (CRUZ et al., 2016).

Em relação ao plantio convencional, o plantio direto apresenta as seguintes vantagens: controle da erosão devido a palha que cobre o solo, retenção da umidade com a cobertura do solo (BERTOL et al., 1997), controle de plantas daninhas (MATEUS; CRUSCIOL; NEGRISOLI, 2004), maior produtividade agrícola, aumento da fertilidade do solo (SANTOS et al., 2008), redução da temperatura do solo, economia com adubação e uso de maquinário, melhor estruturação do solo e aumento da atividade microbiana (BORTOLETI JUNIOR et al., 2015). Como desvantagens esse sistema leva ao aumento da incidência de pragas, maior uso de agrotóxico, e menor adaptação de máquinas e equipamentos. Para a realização dessa técnica é necessária a capacitação e treinamento adequado para a escolha e manutenção das culturas, para evitar prejuízos (ALBUQUERQUE FILHO et al., 2016).

2.6.3 Rotação de Cultura

A monocultura ou mesmo o sistema de cultivo contínuo de uma cultura provoca um esgotamento e degradação do solo, afetando a produtividade agrícola, favorecendo a ocorrência de doenças, pragas e plantas daninhas. Como forma de reduzir esses prejuízos causados pelo cultivo contínuo há a necessidade de introduzir sistemas de rotação com outras

espécies. A técnica de rotação de culturas ocorre com alternância anual de espécies vegetais em uma mesma área. As espécies vegetais escolhidas devem ter a função de recuperação do solo e ser de interesse agrícola (EMBRAPA, 2003c).

As rotações de culturas podem proporcionar uma produção diversificada de alimentos, melhorar as propriedades físicas, químicas e biológicas do solo (SANTOS et al, 2008), controlar as plantas daninhas, doenças e pragas (CHRISTOFFOLETI; VICTORIA FILHO; SILVA, 1994), repor a matéria orgânica do solo e proteger o solo da ação dos agentes climáticos. As desvantagens em relação ao monocultivo são poucas e giram em torno do planejamento mais elaborado para a introdução do sistema e maior investimento para os cultivos e aquisição de equipamentos (EMBRAPA, 2003c).

2.6.4 Integração lavoura-pecuária-floresta (ILPF)

A integração lavoura-pecuária-floresta (ILPF) é um sistema que tem como objetivo otimizar o uso da terra, elevando a produtividade, diversificando a produção e gerando produtos de qualidade. Nesse sistema ocorre uma integração dentro de uma mesma área, da agricultura, pecuária e floresta (MACEDO et al., 2009). Pode ser realizada de forma consorciada, em rotação de cultura, para que tenha benefício para todas as atividades. Esse sistema pode ser dividido em quatro modalidades: Integração lavoura-pecuária (ILP) ou sistema agropastoril; Integração lavoura-floresta (ILF) ou sistema silviagrícola; Integração floresta-pecuária (ILP) ou sistema silvipastoril; Integração lavoura-pecuária-floresta (ILPF) ou sistema agrossilvipastoril (VILELA et al., 2011).

Os sistemas integrados de cultivo podem trazer diversos benefícios, como: melhor aporte de carbono para o solo, melhores níveis de nitrogênio quando utilizada uma leguminosa no sistema, controle de pragas e doenças, melhora da estrutura do solo, contribuindo com as propriedades físicas, químicas e biológicas (SANDERSON et al., 2013). Os maiores impactos causados pelo sistema ILPF são resultantes do pisoteio animal que pode gerar a compactação do solo, diminuindo a taxa de infiltração de água, aumento da erosão superficial, reduzindo o crescimento das plantas e prejudicando os micro-organismos (VILELA et al., 2011; MIRANDA; VILELA; MIRANDA, 2005).

2.6.5 Práticas de Manejo do Solo no Cerrado

A devastação do Cerrado ocorre principalmente devido à conversão de áreas naturais em pastos e campos agrícolas que, embora importantes para o progresso econômico do país, geram perdas irreparáveis do ponto de vista ecológico. Áreas agrícolas ocupam 22 milhões de hectares de Cerrado e entre as principais culturas de interesse destacam-se: soja, milho, café, feijão, sorgo e cana-de-açúcar (LOBATO, 2006). A produção de soja e café corresponde a cerca de 60% da produção total do país, a de sorgo cerca de 80% e as áreas de pastagem, distribuídas em 55 milhões de hectares de Cerrado, contribuem para a produção de 55% da carne bovina no Brasil (LOBATO, 2006; SANO et al., 2010).

A introdução da agricultura no Cerrado só foi possível devido à irrigação e às técnicas de correção e adubação dos solos (EMBRAPA, 2006), mas o manejo errado do solo vem gerando grande erosão, principalmente em plantio convencional de soja onde a perda da camada superficial do solo é em média de 25 ton $ha^{-1}ano^{-1}$; técnicas de plantio direto podem reduzir a erosão a 3 ton $ha^{-1}ano^{-1}$ (RODRIGUES, 2002). Também ocorre o uso indiscriminado de fertilizantes e calcários que poluem rios e córregos (MÜLLER, 2003). Além disso, a introdução de gramíneas africanas para a formação de pasto é prejudicial à biodiversidade, sem contar que para a formação das pastagens os cerrados são inicialmente limpos e queimados (BARCELLOS, 1996).

2.7 FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES (FMA)

Os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) pertencem ao filo Mucoromycota e subfilo Glomeromycotina (SPATAFORA et al., 2016), formam associação simbiótica obrigatória com representantes de cerca de 80% das plantas terrestres, de Briófitas e Pteridófitas, até Gimnospermas e Angiospermas (SMITH; READ, 2008). Na associação micorrízica, as plantas fornecem carboidratos obtidos durante a fotossíntese e em troca, os FMA transferem para os hospedeiros nutrientes minerais, principalmente os de baixa mobilidade, como fósforo e formas indisponíveis de nitrogênio, absorvidos pelas hifas no solo (SIQUEIRA et al., 2010).

Os FMA são assim denominados devido à principal estrutura formada intracelularmente nas raízes, os arbúsculos, que constituem o sítio de troca entre a planta e o fungo e são caracterizados por apresentar divisões dicotômicas das hifas. Em algumas espécies de FMA ainda são formadas nas raízes estruturas arredondadas ou ovais de paredes finas, as vesículas, com função de armazenamento de lipídios e glicogênio (SMITH; READ, 2008). Fora das raízes, as hifas ramificam-se formando o micélio externo, responsável pela

absorção dos minerais. Alguns grupos de FMA não produzem vesículas, mas formam estruturas de armazenamento fora das raízes que são as células auxiliares. Os esporos dos FMA, denominados glomerosporos, são as principais estruturas reprodutivas; desempenham papel de resistência e de propagação e são formados primordialmente no micélio externo, podendo também ocorrer no interior das raízes das plantas hospedeiras (GOTO; MAIA, 2006).

Como resultado da associação as plantas apresentam resistência a fatores abióticos como o estresse hídrico, podendo se recuperar mais rapidamente de sintomas como a murcha (AMANDA et al., 2015), estresse salino (YANO-MELO; TRUFEM; MAIA, 2003), e aumentam a tolerância a metais pesados, como manganês e alumínio (ZHANG et al., 2015). Os FMA propiciam também maior tolerância a fatores bióticos relacionados a presença de fitopatógenos (LEWANDOWSKI; DUNFIELD; ANTUNES, 2013) e nematóides (ELSEN et al., 2008; MARRO et al., 2014), por induzir a produção de compostos tóxicos, competir por espaço físico e oferecer melhores condições de nutrição. Assim, a planta tem menor incidência de doenças e sofre menos danos (BAUM; EL-TOHAMY; GRUDA, 2015).

Nos ecossistemas, os FMA desempenham importantes funções, podendo funcionar como biofertilizantes, biocontroladores e biorreguladores (SIQUEIRA; KLAUBERG-FILHO, 2000) e são eficientes na recuperação de áreas degradadas e na ciclagem de nutrientes (HODGE; CAMPBELL; FITTER, 2001), influenciando a composição florística e a estabilidade de ecossistemas naturais (VAN DER HEIDJEN ET AL., 1998). Os FMA também produzem uma glicoproteína, a glomalina, que está diretamente relacionada com a estruturação e, consequentemente, com a qualidade do solo, e é importante na sustentabilidade e funcionamento dos ecossistemas terrestres (WRIGHT; UPADHYAYA, 1998). O benefício da micorrização é conhecido para diversas culturas de importância econômica, entre as quais: uva (KRISHNA et al., 2005; SCHREINER, 2007), citrus (SATIR; ORTAS; SATIR, 2016), milho (ZHAO et al., 2015) e feijão (TAJINI; DREVON, 2012) e Soja (SALGADO, 2016).

2.8 DIVERSIDADE DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES

Os FMA eram classificados no filo Glomeromycota (SCHÜBLER; SCHWARZOTT; WALKER, 2001) com aproximadamente 290 espécies descritas (OPIK; DARISON 2016), distribuídas em três classes, cinco ordens, 15 famílias e 38 gêneros (Tabela 1). No entanto, um trabalho recente baseado no genoma de uma espécie de FMA agrupa esses fungos em Glomeromycotina, pertencente ao filo Mucoromycota (SPATAFORA et al., 2016).

Tabela 1 - Classificação atual dos FMA

Classes	**Ordens**	**Famílias**	**Gêneros**
Glomeromycetes	Diversisporales	Diversisporaceae	*Corymbiglomus* *Divesispora* *Otospora* *Redeckera* *Tricispora*
		Acaulosporaceae	*Acaulospora* *Kuklospora*
		Sacculosporaceae	*Sacculospora*
		Pacisporaceae	*Pacispora*
	Gigasporales	Scutellosporaceae	*Bulbospora* *Orbispora* *Scutellospora*
		Gigasporaceae	*Gisgaspora*
		Racocetraceae	*Cetraspora* *Racocetra*
		Dentiscutataceae	*Dentiscutata* *Fuscutata* *Quatunica*
		Intraornatosporaceae	*Intraornatospora* *Paradentiscutata*
	Glomerales	Entrophosporaceae	*Albahypha* *Claroideoglomus* *Entrophospora* *Viscospora*
		Glomeraceae	*Dominikia* *Funneliformis* *Glomus* *Kamienskia* *Rhizoglomus* *Sclerocystis* *Septoglomus* *Simiglomus*
Archaeosporomycetes	Archaeosporales	Ambisporaceae Geosiphonaceae	*Ambispora* *Geosiphon*
		Archaeosporaceae	*Archaeospora* *Intraspora* *Paleospora*
Paraglomeromycetes	Paraglomerales	Paraglomeraceae	*Paraglomus*

Fonte: Adaptado de Oehl et al. (2011) com atualizações (Goto et al., 2012; Błaszkowski, 2012; Błaszkowski et al., 2014; Marinho et al., 2014; Oehl et al., 2014).

Estudos filogenéticos a partir de raízes indicam que se conhece menos de 5% do total de espécies de FMA (BŁASZKOWSKI et al., 2014; KRÜGER et al., 2012). Souza; Silva; Berbara (2008) avaliaram que a estimativa de espécies de FMA pode variar entre 37.000 a 78.000 espécies; e desde a década de 1990, Morton; Bentivenga; Bever (1995) afirmavam, com base apenas na morfologia de *Glomus*, que podem existir aproximadamente 2.000 espécies deste gênero.

Para o estudo da diversidade de FMA, ferramentas moleculares e morfológicas têm sido usadas, demonstrando complementação dos resultados. Porém, um estudo comparativo entre técnica molecular e morfológica para estudo da diversidade de FMA mostrou que a análise morfológica foi superior à molecular (WETZEL et al., 2014). As análises moleculares apresentam problemas que limitam a sua utilização, tais como: (a) baixa taxa de detecção e diferenciação das espécies de FMA devido a problemas na extração e amplificação do DNA (WETZEL et al., 2014); (b) presença de polimorfismo, com diferentes núcleos da mesma espécie podendo ser identificados como espécies diferentes (SANDERS, 2002; REDECKER; HIJRI; WIEMKEN, 2003); (c) os primers utilizados na amplificação não são capazes de detectar todas as espécies de FMA, e membros de famílias como Diversisporaceae, Archaeosporaceae e Paraglomeraceae dificilmente são amplificados (GAMPER; WALKER; SCHÜSSLE, 2009); (d) altos custos com clonagem e sequenciamento empregados em estudos ecológicos devido à grande amostragem (LANDIS; GARGAS; GIVNISH, 2004). No entanto, tem sido uma ferramenta indispensável para a descrição de novos gêneros e espécies (GOTO et al., 2012; OEHL et al., 2014).

2.9 FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES NO CERRADO

Os estudos com FMA no Cerrado foram iniciados em 1977, pela pesquisadora da Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (Embrapa) Cerrados Jeanne Christine Claessen de Miranda, com trabalhos sobre alternativas para o manejo da fertilidade do solo (MIRANDA; MIRANDA, 1997). No primeiro estudo sobre a ocorrência de FMA em áreas naturais de Cerrado foram identificadas apenas três espécies: *Gigaspora margarita*, *Gigaspora heterogama* e *Glomus macrocarpum,* pois pouco se conhecia sobre a taxonomia desses fungos e havia poucas espécies descritas (MIRANDA, 1981a).

A partir desses dados, a pesquisa concentrou-se na parte aplicada para verificar as potencialidades dos FMA na agricultura (MIRANDA, 1981b). Foi observada a influência desses fungos no crescimento de plantas de sorgo (*Sorghum bicolor* L.) e soja (*Glycine max* L.) e na absorção de nutrientes como P, K, Ca e Mg pelas plantas. A espécie inoculada que se destacou em benefícios às plantas foi *Glomus macrocarpum* (MIRANDA, 1982). Também foi avaliada a influência dos FMA na absorção de fósforo e rendimento da matéria seca de plantas de sorgo, e foi observada relação negativa entre o aumento da dose de fósforo e o número de esporos e a colonização micorrízica, comprovando estudos de Barbara Mosse (MIRANDA; SOUSA; MIRANDA, 1984). O mesmo padrão em relação ao fósforo foi

observado em outro trabalho com plantas de sorgo, considerando o peso fresco e seco da parte aérea e radicular, comprimento das raízes, número de esporos e colonização micorrízica (MIRANDA; HARRIS; WILD, 1989).

A Embrapa publicou diversos comunicados e orientações técnicas de grande importância para os primeiros estudos com FMA no Cerrado. Pesquisas mostrando a aplicação desses fungos na agricultura (MIRANDA, 1981b), produção de mudas inoculadas com FMA (MIRANDA; MIRANDA, 2001a), manejo de FMA e rotação de culturas (MIRANDA; MIRANDA, 2001b, c), importância dos FMA para o cultivo de soja em áreas de Cerrado (MIRANDA; MIRANDA, 2002), contribuição da calagem e adubação fosfatada para os FMA (MIRANDA; MIRANDA, 2003), dependência micorrízica de plantas anuais, adubos verdes e pastagem (MIRANDA; MIRANDA, 2004), FMA como bioindicadores de fertilidade do solo (CORREIA et al., 2004), importância dos FMA para cultivo de mandioca (Miranda, 2005), impacto de plantio direto e convencional nos FMA (MIRANDA; MIRANDA, 2007a; MIRANDA; MIRANDA, 2007b), manejo da micorriza arbuscular em lavouras e pastagens (MIRANDA; VILELA; MIRANDA, 2007), em áreas de agricultura familiar (FERNANDES, 2010) e disponibilidade de nutrientes em plantas de soja inoculadas com FMA (ANDRADE, 2011), entre outros.

Três novas espécies de FMA foram descritas em áreas de Cerrado: *Dentiscuta cerradensis*, *Paraglomus brasilianum* e *Cetraspora auronigra*, as duas primeiras provenientes de áreas cultivadas em Latossolo Vermelho argiloso, e *C. auronigra* de campos rupestres ferruginosos (MIRANDA, 2008; LIMA et al., 2014). *Dentiscutata cerradensis* estava presente em culturas anuais, como a soja, e *P. brasilianum* em pastagem com capim-braquiária; em testes de eficiência, ambas as espécies de FMA apresentaram resultados intermediários no crescimento de plantas hospedeiras em diferentes condições de acidez e fertilidade do solo (MIRANDA, 2008).

Espécies como *Acaulospora scrobiculata* são comumente encontradas em áreas de Cerrado nativo e cultivado, enquanto *Kuklospora colombiana* e *Claroideoglomus etunicatum* produzem grande número de esporos em solos de Cerrado com acidez e fertilidade corrigidas; em culturas armadilha, maior número de espécies foi encontrado em áreas cultivadas que em vegetação nativa (MIRANDA, 2008).

Os estudos sobre FMA no Cerrado têm se concentrado em aplicações na agricultura, com menor ênfase na diversidade e taxonomia. Até o momento foram registradas para o bioma, em diferentes solos nativos e cultivados, 103 espécies de FMA (Tabela 2) pertencentes a 23 gêneros e 13 famílias: Acaulosporaceae, Ambisporaceae, Archaeosporaceae,

Dentiscutataceae, Diversisporaceae, Entrophosporaceae, Gigasporaceae, Glomeraceae, Intraornatosporaceae, Pacisporaceae, Paraglomeraceae, Racocetraceae e Scutellosporaceae. As famílias mais representativas em número de espécies são Glomeraceae (25), Acaulosporaceae (24) e Racocetraceae (11). O gênero mais representativo para o Cerrado é *Acaulospora* com 23 espécies, seguido de *Glomus* (8), *Racocetra* (7), *Ambispora*, *Dentiscutata*, *Gigaspora* e *Rhizoglomus* (6), *Scutellospora* (5), *Cetraspora*, *Funneliformis*, *Paraglomus* e *Sclerocystis* (4), *Archaeospora*, *Claroideoglomus*, *Pacispora* e *Septoglomus* (3), *Fuscutata* (2) e *Corymbiglomus*, *Entrophospora*, *Kuklospora*, *Orbispora*, *Paradentiscutata* e *Redeckera* com apenas uma espécie cada. Essas espécies estão distribuídas em áreas naturais: cerrado *sensu stricto*, mata ciliar, campos rupestres, campos de murundu, em pastagens e áreas agrícolas cultivadas com café, milho, soja e sorgo.

Tabela 2 - Espécies de fungos micorrízicos arbusculares registradas em áreas naturais e cultivadas/impactadas do Bioma Cerrado.

Espécies de FMA	**Naturais**	**Cultivadas /Impactadas**	**Referências**
Acaulospora bireticulata F.M. Rothwell & Trappe	X		8
Acaulospora capsicula Błaszk.	X		10
Acaulospora cavernata Błaszk.	X		4,6,7,9,10
Acaulospora colossica P.A. Schultz, Bever & J.B. Morton.	X		8,9
Acaulospora delicata C. Walker, C.M. Pfeiffer & Bloss	X		8,9
Acaulospora denticulata Sieverd. & S. Toro	X	X	6,7,8,9,10
Acaulospora dilatata J.B. Morton		X	9
Acaulospora excavata Ingleby & C. Walker		X	3,9,10
Acaulospora foveata Trappe & Janos	X	X	1,3,6,7,9,10
Acaulospora herrerae Furrazola, B.T. Goto, G.A. Silva, Sieverd. & Oehl	X	X	9
Acaulospora koskei Błaszk.	X	X	8,9,10
Acaulospora lacunosa J.B. Morton		X	10
Acaulospora laevis Gerd. & Trappe	X	X	1,7,9
Acaulospora longula Spain & N. C. Schenck	X	X	2,9
Acaulospora mellea Spain & N. C. Schenck	X	X	1,3,4,6,7,8,9,10
Acaulospora morrowiae Spain & N. C. Schenck	X	X	1,2,4,8,9,10
Acaulospora paulinae Błaszk.	X		10
Acaulospora reducta Oehl, B.T. Goto & C.M.R. Pereira	X		9
Acaulospora rehmii Sieverd. & S. Toro	X	X	1,5,6,7,9,10

Continuação Tabela 2

Espécies de FMA	Naturais	Cultivadas /Impactadas	Referências
Acaulospora rugosa J.B. Morton	X	X	8,9,10
Acaulospora scrobiculata Trappe	X	X	1,2,3,4,5,6,7,8,9,10
Acaulospora spinosa C. Walker & Trappe	X	X	1,2,4,8,9,10
Acaulospora tuberculata Janos & Trappe	X	X	1,2,5,6,7,9,10
Ambispora appendicula (Spain, Sieverd. & N.C. Schenck) C. Walker	X	X	2,8,9
Ambispora brasiliensis B.T. Goto, L.C. Maia & Oehl	X		8,9
Ambispora fecundispora (N. C. Schenck & G. S. Sm.) C. Walker	X		2,9
Ambispora callosa (Sieverd.) C. Walker, Vestberg & A. Schüssler	X	X	8,9
Ambispora gerdemannii (S. L. Rose, B. A. Daniels & Trappe) C. Walker, Vestberg & Schüssler	X		1,2,9
Ambispora leptoticha (N. C. Schenck & G. S. Sm.) C. Walker, Vestberg & Schüssler	X	X	1,3,5,6,7,9
Archaeospora myriocarpa (Spain, Sieverd. & N.C. Schenck) Oehl, G.A. Silva, B.T. Goto & Sieverd	X	X	1,9
Archaeospora trappei (R.N. Ames & Linderman) J.B. Morton & D. Redecker		X	9
Archaeospora undulata Sieverd		X	6
Cetraspora auronigra Oehl, L.L. Lima, Kozovits, Magna & G.A. Silva	X		9
Cetraspora gilmorei (Trappe & Gerd.) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.,	X		1,2,4,9
Cetraspora pellucida (T.H. Nicolson & N.C. Schenck) Oehl,F.A.Souza & Sieverd.	X	X	1,2,5,6,9,10
Cetraspora spinosissima (C. Walker & Cuenca) Oehl, F.A. de Souza & Sieverd	X		9
Claroideoglomus claroideum (N.C. Schenck & G.S. Sm.) C. Walker & A. Schüssler	X		9
Claroideoglomus etunicatum (W.N.Becker & Gerd.) C.Walker & A. Schüssler	X	X	1,4,5,6,7,8,9,10
Claroideoglomus lamellosum (Dalpé, Koske & Tews) C. Walker & A. Schüssler	X	X	6,8,9
Corymbiglomus tortuosum (N.C. Schenck et G.S. Sm.) Błaszk. et Chwat	X	X	3,4,6,7,9
Dentiscutata biornata (Spain, Sieverd. & S. Toro) Sieverd., F.A. Souza & Oehl	X	X	2,4,8,9
Dentiscutata cerradensis (Spain & J.Miranda)Sieverd.,F.A.Souza & Oehl	X	X	1,2,9,10

Continuação Tabela 2

Espécies de FMA	Naturais	Cultivadas /Impactadas	Referências
Dentiscutata heterogama (T.H. Nicolson & Gerd.) Sieverd., F.A. Souza & Oehl	X	X	1,2,5,6,7,9,10
Dentiscutata nigra (J.F. Redhead) Sieverd., F.A. Souza & Oehl		X	1,2,5,9
Dentiscutata reticulata (Koske, D.D. Mill. & C. Walker) Sieverd., F.A. Souza & Oehl	X		1,2,3,6,7,9
Dentiscutata scutata (C. Walker & Dieder.) Sieverd., F.A.Souza & Oehl	X	X	1,3,6,7,9,10
Entrophospora infrequens (I.R. Hall) R.N. Ames & R.W. Schneid		X	9
Funneliformis geosporus (T.H.Nicolson & Gerd.) C.Walker & A. Schüssler	X	X	1,2,6,8,9
Funneliformis monosporus (Gerd. & Trappe) Oehl, G.A. Silva & Sieverd	X		1,2,9
Funneliformis mosseae (T.H.Nicolson & Gerd.)C.Walker & A. Schüssler	X	X	1,2,8,9,10
Funneliformis multiforum (Tadych & Błaszk.) Oehl, G.A. Silva & Sieverd	X		9
Fuscutata heterogama Oehl, F.A. Souza, L.C. Maia & Sieverd	X	X	3,4,8,9
Fuscutata rubra (Stürmer & Morton) Oehl, Souza & Sieverd	X	X	4,8,9,10
Gigaspora albida N.C. Schenck & G.S. Sm.	X	X	1,2,9,10
Gigaspora decipiens I.R. Hall & L.K. Abbott	X	X	1,4,8,9,10
Gigaspora gigantea (T.H. Nicolson & Gerd.) Gerd. & Trappe	X	X	1,2,6,8,9,10
Gigaspora margarita W.N. Becker & I.R. Hall	X	X	1,2,8,9,10
Gigaspora rosea T.H. Nicolson & N.C. Schenck.	X	X	1,2,9,10
Gigaspora ramisporophora Spain, Sieverd. & N.C. Schenck		X	9
Glomus badium Oehl, D. Redecker & Sieverd	X	X	7,9
Glomus convolutum Gerd. & Trappe	X	X	1
Glomus diaphanum J.B. Morton & C. Walker	X	X	1,2,6,8,9
Glomus glomerulatum Sieverding	X	X	4,8,9
Glomus formosanum C.G. Wu & Z.C. Chen	X	X	3
Glomus fuegianum (Speg.) Trappe & Gerd.	X		9
Glomus macrocarpum Tul & C. Tul.	X	X	1,2,3,4,6,7,8,9
Glomus microcarpum Tul. & C. Tul., Giorn. Bot. Ital	X	X	1,2,4,8,9

Continuação Tabela 2

Espécies de FMA	Naturais	Cultivadas /Impactadas	Referências
Kuklospora colombina Spain & N. C. Schenck	X	X	1,2,6,9
Orbispora pernambucana (Oehl, Silva, Freitas & Maia) Oehl,Silva & Silva	X		4,8,9
Pacispora dominika (Błaszk.) Sieverd. & Oehl	X		9
Pacispora scintillans (Rose &Trappe) Sieverd & Oehl	X		2,9
Pacispora robiginia Sieverding & Oehl	X		4
Paradentiscutata baiana Oehl, Magna, B.T. Goto & G.A. Silva		X	9
Paraglomus albidum (C.Walker & L.H.Rhodes) Oehl, G.A.Silva & Sieverd	X	X	1,2,9
Paraglomus brasilianum (Spain & J.Miranda) J.B.Morton & D.Redecker		X	1,2,9,10
Paraglomus occultum (C. Walker) J.B. Morton & D. Redecker	X	X	1,2,8,9
Paraglomus pernambucanum Oehl, C.M. Mello, Magna & G.A. Silva	X	X	9
Racocetra castanea (C. Walker) Oehl, F.A. Souza & Sieverd		X	10
Racocetra coralloidea (Trappe, Gerd. & I.Ho) Oehl,F.A.Souza & Sieverd	X		2,9
Racocetra fulgida (Koske & C. Walker) Oehl, F.A. Souza & Sieverd	X		1,4,8,9
Racocetra gregaria (N.C. Schenck & T.H. Nicolson) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.		X	3,10
Racocetra persica (Koske & C. Walker) Oehl, F.A. Souza & Sieverd	X	X	1,2,9
Racocetra tropicana Oehl, B.T. Goto & G.A. Silva		X	9
Racocetra verrucosa (Koske & C. Walker) Oehl, F.A. Souza & Sieverd	X	X	1,9,10
Redeckera fulva (Berk. & Broome) C. Walker & A. Schüssler	X		1,2,9
Rhizoglomus clarum (T.H. Nicolson & N.C. Schenck) Sieverd., G.A. Silva & Oehl	X	X	1,2,3,4,6,7,8,9
Rhizoglomus fasciculatum (Thaxt.) Sieverd., G.A. Silva & Oehl	X	X	1,2,4,8,9
Rhizoglomus intraradices (N.C. Schenck & G.S. Sm.) Sieverd., G.A. Silva & Oehl		X	1,5,9
Rhizoglomus invermaium (I.R. Hall) Sieverd., G.A. Silva & Oehl	X		4,8,9

Continuação Tabela 2

Espécies de FMA	Naturais	Cultivadas /Impactadas	Referências
Rhizoglomus manihotis (R.H. Howeler, Sieverd. & N.C. Schenck) Sieverd., G.A. Silva & Oehl	X		1,2,9
Rhizoglomus microagregatum (Koske, Gemma & P.D. Olexia) Sieverd., G.A. Silva & Oehl	X	X	1,2,3,8,9,10
Sclerocystis clavispora (Trappe) R.T. Almeida & N.C. Schenck	X	X	1,2,6,7,9
Sclerocystis coremioides (Berk. & Broome) D. Redecker & J.B. Morton	X		1,2,9
Sclerocystis rubiformis (Gerd. & Trappe) R.T. Almeida & N.C. Schenck	X		2
Sclerocystis sinuosa (Gerd. & B.K. Bakshi) R.T. Almeida & N.C. Schenck	X		1,2,9
Scutellospora aurigloba (I.R. Hall) C. Walker & F.E. Sanders	X		1,2,9
Scutellospora calospora (T.H.Nicolson & Gerd.) C.Walker & F.E. Sanders	X	X	1,2,4,8,9
Scutellospora dipapillosa (C.Walker & Koske) C.Walker & F.E. Sanders	X	X	1,9
Scutellospora dipurpurescens J.B. Morton & Koske	X		8,9
Scutellospora tricalyptra (R.A. Herrera & Ferrer) C. Walker & F.E. Sanders	X		1,9
Septoglomus constrictum (Trappe) Sieverd., G.A. Silva & Oehl	X		8,9
Septoglomus deserticola (Trappe, Bloss & J.A. Menge) G.A. Silva, Oehl & Sieverd		X	9
Septoglomus titan B.T. Goto & G.A. Silva		X	9

Fonte: 1-Miranda (2008); 2-Souza et al. (2010); 3- Agelini et al. (2012); 4-Carvalho et al. (2012); 5- Ferreira Carneiro; Saggin-Junior (2012); 6-Assis et al. (2014), 7-Carneiro et al. (2015), 8-Coutinho et al. (2015), 9-Jobim; Oliveira; Goto, (2016), 10-Fernandes et al. (2016).

2.10 FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM ECOSSISTEMAS RELACIONADOS AO CERRADO

Em estudos realizados em áreas de Carrasco degradado, Pagano et al. (2011) observaram a dominância dos gêneros *Glomus* e *Acaulospora*, e de algumas espécies como *Acaulospora scrobiculata.* Essas áreas também apresentaram os maiores valores de esporulação em comparação a outras áreas cultivadas com plantas nativas e *Eucalyptus*. Em áreas de Carrasco cultivadas com *Eucalyptus*, os valores de colonização micorrízica variaram de 0 a 15%, de acordo com a espécie vegetal (PAGANO; BELLOTE; SCOTTI, 2009a). Outras áreas de Carrasco, com cultivos mistos e maior diversidade vegetal apresentaram os

maiores valores de densidade de esporos e diversidade de espécies de FMA em comparação com monoculturas, sendo *Glomus brohultii* a espécie predominante (PAGANO; SCOTTI; CABELLO, 2009b).

Em áreas de Carrasco natural foram observados predominância de esporos gigasporoides e da espécie *Ambispora appendicula;* essas áreas também apresentaram índice de diversidade de Shannon de 2,4 mostrando a importância destas como reservatórios da diversidade de FMA (PAGANO; ZANDAVALLI; ARAÚJO, 2013). CORREIA et al. (2015) também observaram altos valores de colonização e densidade de esporos em áreas de Carrasco, com a predominância de FMA em relação a outros micro-organismos.

No bioma Caatinga a taxa de colonização micorrízica é variável, com valores entre 4 e 80% dependendo do hospedeiro (MAIA et al., 2010). Solos em áreas de Caatinga possuem alta taxa de esporulação e maior riqueza de espécies de FMA com relação a áreas transicionais e Mata (SILVA et al., 2014). A esporulação é geralmente maior no período seco, em virtude da escassez de água disponível, gerando estresse e estimulando a produção de propágulos pelos FMA (SOUZA et al., 2003; AMORIM; PAIM; SILVA, 2004; BONFIM et al., 2010).

Em áreas naturais de Caatinga o número de propágulos de FMA tende a ser maior do que em áreas impactadas e cultivadas (MERGULHÃO et al., 2007; SILVA et al., 2001). Os gêneros mais representativos em áreas de Caatinga são *Glomus* e *Acaulospora* (SOUZA et al., 2003; MERGULHÃO et al., 2010). Segundo Maia et al. (2010), espécies desses gêneros estão adaptadas a uma ampla faixa de pH. Na Caatinga as espécies mais frequentes são, *Claroideoglomus etunicatum, F. mosseae e Gl. macrocarpum* (SILVA et al., 2007; MERGULHÃO et al., 2010).

A Mata Atlântica possui grande diversidade vegetal e variabilidade dos ecossistemas, o que está intimamente ligado à diversidade de FMA (VAN DER HEIJDEN et al., 1998). Assim, espera-se também grande diversidade de espécies de FMA nessas áreas. No entanto, trabalhos realizados em áreas naturais de Mata Atlântica têm revelado menores valores de riqueza e diversidade de FMA (MELLO, 2004; STÜRMER et al., 2006), em comparação com áreas impactadas por mineração (SILVA et al., 2012; SOUZA et al., 2012), áreas cultivadas (FREITAS, 2010), e com diversos usos da terra (PEREIRA et al., 2014). Quando observamos os valores de riqueza para as áreas naturais costeiras tem-se uma variação de 17 espécies em áreas naturais a 29 espécies em áreas revegetadas (SILVA et al., 2015) e em áreas de gradiente vegetacional os menores valores de riqueza foram econtrados na Mata quando comparado com Caatinga e áreas transicionais (SILVA et al., 2014).

2.11 INFLUÊNCIA DO MANEJO DO SOLO NOS FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES

Na camada mais superficial do solo, denominada arável, é onde se concentram as raízes mais finas e a maior atividade microbiana, sendo assim o habitat principal dos FMA. Qualquer interferência que ocorra nessa camada do solo terá impacto na comunidade de FMA, podendo interferir na esporulação, colonização e infectividade destes fungos (MOREIRA; SIQUEIRA, 2006).

Os cultivos intensivos do solo, os tratos convencionais, que utilizam técnicas que alteram as camadas superficiais do solo com arado e gradagem afetam os FMA, podendo diminuir a densidade de esporos; do mesmo modo, a elevada fertilização e o uso de pesticidas no solo podem contribuir para redução da colonização e da infectividade(MOREIRA; SIQUEIRA, 2006). Esse tipo de cultivo também favorece a erosão do solo, que pode reduzir ou eliminar os FMA do ambiente. As monoculturas prolongadas, que também representam cultivos intensivos, tendem a estimular a esporulação dos FMA devido ao estresse das condições do sistema, porém essas espécies que são estimuladas tendem a ser menos eficientes e dessa forma prejudicam também a cultura (MOREIRA; SIQUEIRA, 2006).

Os cultivos intensivos também podem reduzir a riqueza e a diversidade de espécies de FMA (BRITO et al., 2012), e com a utilização de fungicidas para desinfestar as sementes a germinação dos esporos de FMA pode ser reduzida, prejudicando a capacidade infectiva dos fungos (CASTELLI et al., 2014). O tratamento convencional do solo afeta negativamente a população de FMA, pois rompe a rede de hifas, reduzindo a colonização e a absorção de fósforo (ALGUACIL et al., 2008).

Os cultivos com impactos reduzidos, como rotação de cultura, PD e ILPF geralmente beneficiam as comunidades de FMA pela diversificação das culturas, sendo favorecidas a esporulação, a ocorrência e a manutenção desses fungos no ecossistema (MOREIRA; SIQUEIRA, 2006). O plantio direto contribui com aumento da matéria orgânica do solo, favorecendo a microbiota em relação ao cultivo convencional (MURUGAN; KOCH; JOERGENSEN, 2014), eleva o número de propágulos infectivos de FMA no solo (TRUBER et al., 2009), contribui para o crescimento do micélio externo e a quantidade de glomalina (BOLOTA et al., 2016), favorece a colonização micorrízica e assim aumenta a produtividade das culturas (CASTELLI et al., 2014).

As rotações das culturas, no sistema de produção, podem estimular a produção de esporos e a diversidade de espécies dos FMA nativos no solo (MIRANDA; VILELA; MIRANDA, 2005), ou mudar a composição de espécies no ambiente (TIAN et al., 2013). O

pré-cultivo do solo, com culturas de cobertura ou em sistema de rotação pode contribuir para aumento do número de esporos e introduzir populações de FMA no cultivo subsequente mantendo a comunidade de FMA ativa no sistema (DODD et al., 1990).

Sistemas de cultivo integrados como os ILPF são importantes porque conseguem repor e manter a matéria orgânica no solo (VILELA et al., 2011), contribuindo para a diversidade vegetal e micorrízica (MIRANDA; VILELA; MIRANDA, 2005), porém se houver pastoreio pesado pode haver redução dos FMA no solo (SANDERSON et al., 2013). Os ILPF são sistemas com baixo pH e com tendência para dominância fúngica em relação a outros micro-organismos (LISBOA et al., 2014), apresentando maior biomassa de FMA em relação a monocultivos, (DAVINIC et al., 2013). Esses sistemas contribuem para proteção desses fungos aumentando sua estabilidade e protegendo o solo das forças erosivas (WRIGHT e UPADHYAYA, 1998).

Observa-se que os FMA apresentam respostas diferenciadas de acordo com o manejo do solo, respostas que podem ser positivas, como no plantio direto (SHENG et al., 2013) ou negativas, com uso intensivo do solo (FERNANDES et al., 2016). A influência pode depender também das plantas utilizadas em cada sistema (SOKA; RITCHIE, 2016); sendo assim, estudos que visem entender a dinâmica dos FMA nesses ambientes são indispensáveis para alcançar alta produtividade e utilização do solo de forma sustentável.

3 MATERIAIS E MÉTODOS

3.1 ÁREAS DE ESTUDO

Coletas de solo rizosférico foram realizadas em áreas naturais e cultivadas de Cerrado e biomas associados, no Distrito Federal e em Minas Gerais.

3.1.1 Áreas Naturais

As áreas naturais (21 no total) estão distribuídas nos municípios de Planaltina-DF, Centro-Oeste, e em Monte Azul, Santo Antonio do Retiro e Rio Pardo de Minas, no norte de Minas Gerais, Sudeste do Brasil, os três últimos com clima seco e chuvas de verão, do tipo Bsw, segundo Köppen (KOTTEK et al. 2006) (Figura1).

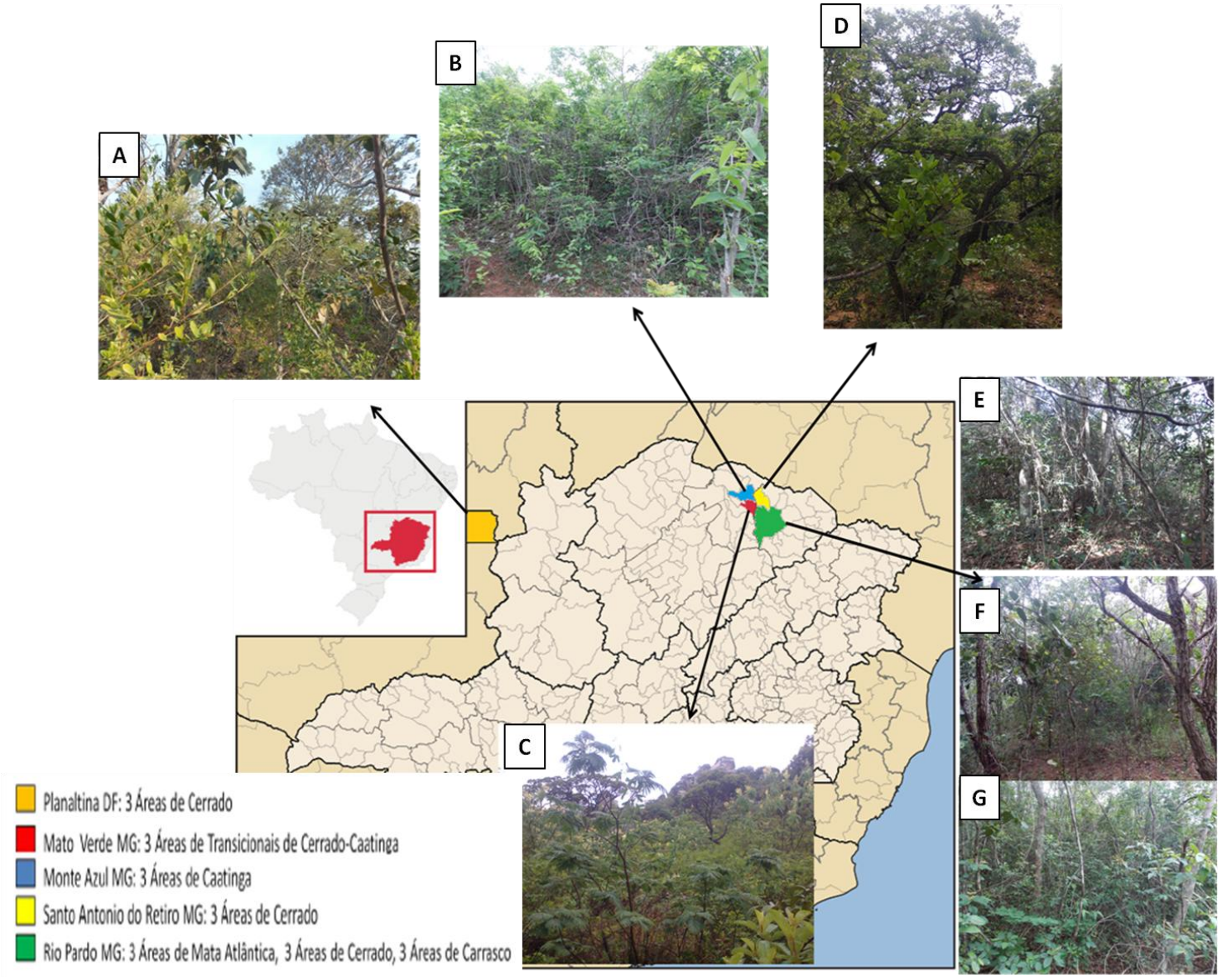
Município de Planaltina - DF (15º 36' 35 S; 47º 39'39 W, 1200 m) apresenta precipitação média de 1100 mm, concentrada nos meses de outubro a abril, temperatura média de 21,7 °C; clima Aw, com inverno seco e verão úmido, segundo Köppen (KOTTEK et al. 2006). O solo é Latossolo vermelho, com textura argilosa. Avaliaram-se três áreas com fitofisionomias de Cerrado *stricto sensu*.

No Município de Monte Azul (15º 09' 18" S; 42º 52' 29" W, 800 m) a vegetação é de Caatinga *stricto sensu*, porém um pouca degradada por interferencia antrópica. Nesse município foram realizadas coletas em três áreas.

No Município de Santo Antonio do Retiro (15° 20' 22" S; 42° 37' 26" W, 990 m a 1000 m) duas fitofisionomias foram estudadas: áreas de Cerrado *stricto sensu* com altitude de 990 m e áreas transicionais entre os Biomas Cerrado e Caatinga, com altitude de 1000 m. Três áreas também foram estudadas para cada fitofisionomia totalizando seis áreas no Município.

No Município de Rio Pardo de Minas (15° 36' 3" S; 42° 32' 40" W, 780 m a 800 m) estudaram-se três fitofisionomias: Mata Atlântica (altitude de 760 m), Cerrado *stricto sensu* (altitude de 780 m) e Carrasco (altitude de 800 m), com coletas em três áreas de cada uma das fitofisionomias, totalizando nove áreas.

Figura 1 – Mapa mostrando as áreas de coleta por municípios e as fitofisonômias encontrada em cada área: A-Cerrado *stricto sensu* no DF, B-Caatinga, C-Transição entre Cerrado e Caatinga, D-Cerrado adjacente a Caatinga, E- Mata Atlântica, F-Cerrado adjacente a Mata Atântica, G- Carrasco.



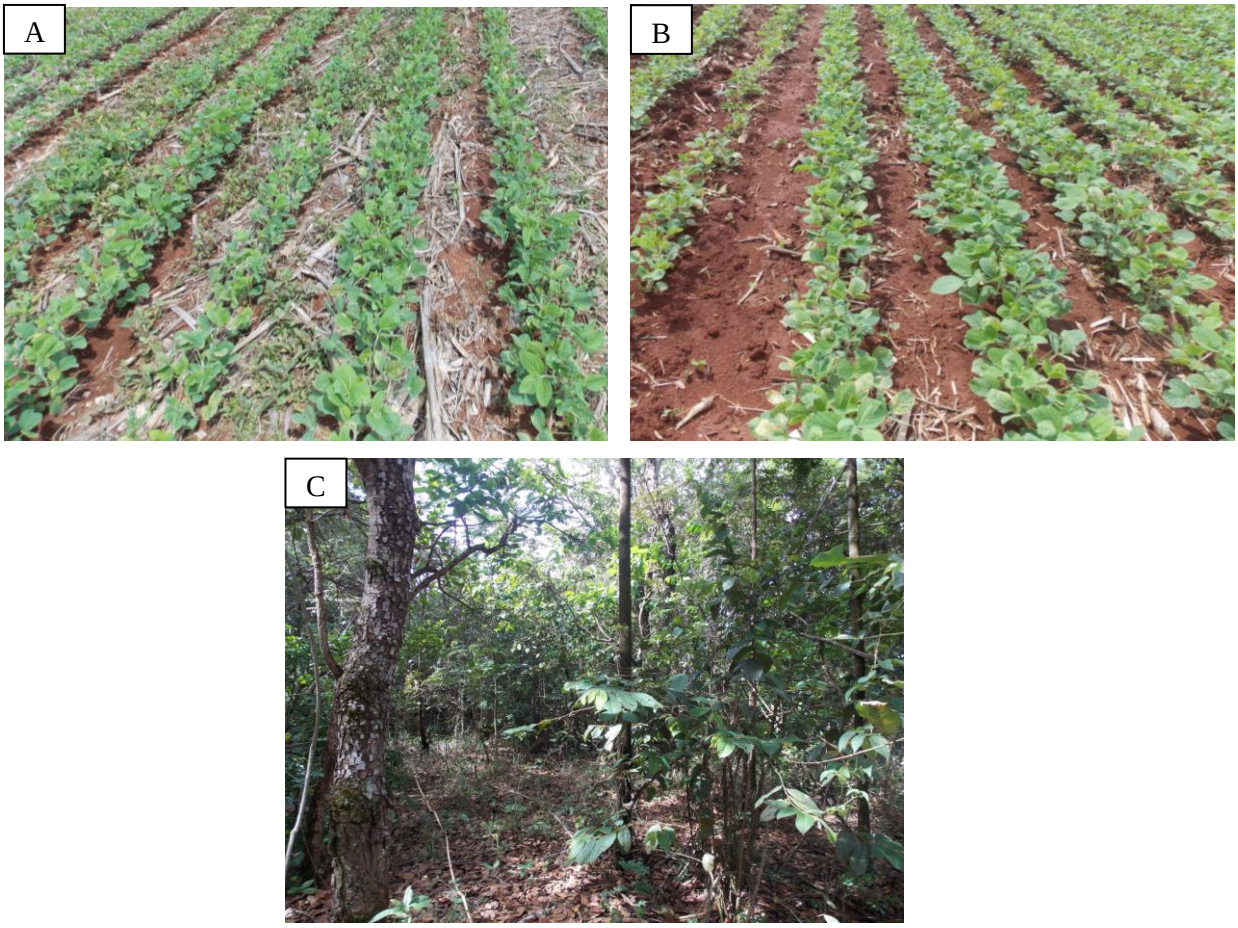
3.1.2 Áreas cultivadas

As áreas cultivadas foram estabelecidas em Planaltina-DF, no Centro de Pesquisa Agropecuária dos Cerrados (Embrapa-Cerrados) e compreenderam experimentos em dois sistemas: (a) plantio convencional e direto de soja; (b) integração lavoura-pecuária-floresta. Ao lado de cada experimento, uma área de Cerrado *stricto sensu* foi avaliada para comparação com as demais, cultivadas.

3.1.2.1 Sistema em plantio convencional e direto de soja

Nos cultivos de soja as coletas foram realizadas em três experimentos de campo estabelecidas em longo prazo, sob plantio direto e convencional e em Cerrados adjacentes totalizando 9 áreas, na Embrapa-Cerrados (altitude de 1.014 m). A área do experimento era ocupada anteriormente por Cerrado *stricto sensu* (Figura 2).

Figura 2 – Aspecto das áreas cultivadas com soja, em sistema de plantio Direto (A), em plantio convencional (B) e Cerrado *stricto sensu* adajacente aos cultivos (C).



O primeiro experimento foi iniciado em 1979, e desde o ano 2000 foi estabelecida rotação bianual entre soja e milho em sistema de plantio direto e convencional. No segundo experimento, implantado em 1996, a soja vem sendo cultivada como monocultura desde 2000, em preparo convencional e em plantio direto em rotação soja/milho. No terceiro experimento, criado em 2000, estão sendo comparados plantio direto e plantio convencional, em rotação anual de culturas de soja seguidas pelo milho. Nos três experimentos com plantio convencional o solo foi preparado com arado de disco até 25 cm de profundidade uma vez por ano, antes da semeadura da soja ou do milho.

Os três experimentos receberam, nos sulcos de plantio, o correspondente a 80 kg de K_2O e 80 kg de P_2O_5/ha. O nitrogênio foi fornecido via inoculação das sementes com rizóbios

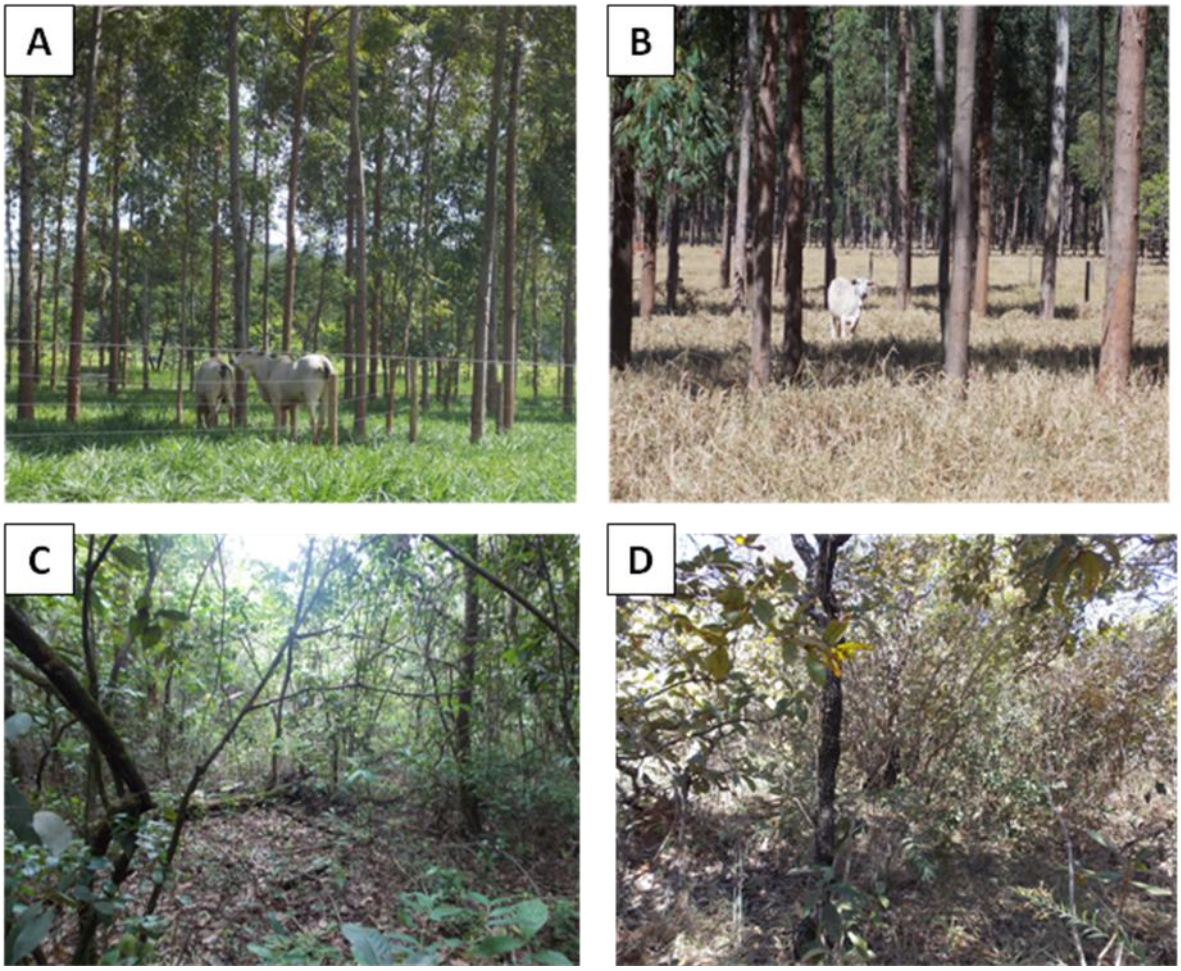
(0,5 kg de inoculante/400 kg de sementes), com estirpes de *Bradyrhizobium japonicum* (SEMIA 5079 – CPAC-15) e *Bradyrhizobium diazoefficiens* (SEMIA 5080 – CPAC -7) selecionadas e recomendadas pela Embrapa. A soja foi plantada com densidade de 16 plantas/m linear, sendo o espaçamento de 0,50 m entre linhas. A soja plantada foi de ciclo médio, com 100 a 117 dias para a colheita.

3.1.2.2 Sistema em Integração Lavoura-Pecuária-Floresta

Coletas em quatro áreas foram realizadas na área experimental de integração Lavoura-Pecuária-Floresta (ILPF) (15°36’38.82” S; 47°42’13.63” W; 980 m de altitude), implementada em janeiro/2009. As características climáticas dos locais são: precipitação média de 1.100 mm, concentrada nos meses de outubro a abril, temperatura média de 21,7 °C e a classificação climática Aw, segundo Köppen. O solo é caracterizado como Latossolo vermelho, com textura argilosa. A área do experimento era, anteriormente, ocupada por pastagem degradada de *Brachiaria brizantha* (Hochst.) Stapf. durante 6 anos.

A área total do experimento tem aproximadamente 21 hectares, com base em diferentes arranjos espaciais de eucalipto, plantas nativas e pastagem. O desenho experimental define parcelas de aproximadamente 1,4 ha por tratamento, distribuídas em blocos ao acaso com três repetições. O tratamento escolhido para o estudo com FMA foi o com *Eucalyptus urugrandis* (clone do *E. urophylla* S. T. Blake x *E. grandis* W. Hill ex. Spreng), com 417 plantas/ha, distribuídas em duas linhas com espaçamento de 2 m entre plantas e 22 m entre renques. Dentro de cada área estava sendo cultivada pastagem de *Brachiaria brizantha* e lavoura de grãos (soja e sorgo) consorciados. Ao lado da área experimental uma área de Cerrado *stricto sensu* foi avaliada para comparação com as demais (Figura 3).

Figura 3 – Sistema em Integração Lavoura-Pecuária-Floresta A- Período chuvoso, B-Período seco,C- Cerrado adjacente ao ILPF no período chuvoso e D- Cerrado adjacente ao ILPF no período seco.



3.2 AMOSTRAGEM E ANÁLISES DO SOLO

Duas amostragens de solo foram conduzidas (0-20 cm de profundidade) em 34 áreas (21 naturais e 13 cultivadas). A primeira coleta foi realizada em novembro/dezembro de 2013 que corresponde ao período chuvoso no Cerrado e a segunda em agosto de 2014 no período seco.

Nas áreas cultivadas com soja, em ILPF e Cerrados adjacentes, pelo tamanho reduzido dos experimentos estabeleceu-se um padrão de 3 parcelas de 7 m x 8 m com 10 m de distância uma das outras em cada área, para a realização das coletas. Em cada parcela 10 sub-amostras foram coletadas aleatoriamente e misturadas, de modo a constituir uma amostra composta (4 kg), totalizando três amostras compostas por área. Nas áreas cultivadas em plantio direto e convencional, durante a coleta na estação chuvosa, a soja estava sendo cultivada por 50 dias, e a segunda coleta foi realizada em agosto de 2014, no período seco, após a colheita e antes da próxima estação quando um novo cultivo é iniciado.

Nas áreas naturais de Cerrado e biomas relacionados por serem maiores, foram estabelecidas para as coletas, 4 parcelas de 5 x 20 m, com 20 m de distância uma das outras, em cada área. Em cada parcela 10 sub-amostras foram coletadas aleatoriamente e misturadas constituindo uma amostra composta (4 kg), totalizando quatro amostras compostas em cada área.

Com as 21 áreas natuarais em 4 parcelas e as 13 áreas cultivadas em 3 parcelas, totalizamos 123 amostras de solo em cada coleta. Parte dos solos foi encaminhada para análise física e química realizadas no Laboratório de Solos da Embrapa Cerrados, usando os métodos padrão (EMBRAPA, 1999) as análises foram realizadas para as duas coletas e os resultados foram apresentados em forma de tabela com a média das duas coletas; a outra parte do solo foi utilizada para estudo dos FMA.

3.3 CULTURAS ARMADILHAS PARA FMA

Parte do solo coletado foi utilizado como inóculo para montagem de culturas armadilhas em casa de vegetação, visando à obtenção de glomerosporos saudáveis e em quantidade suficiente para as análises morfológicas, facilitando a identificação das espécies. Para cada área uma mistura com 60 g de solo de três pontos foi estabelecida, ficando o inóculo com 180 g. Os potes de cultura armadilha foram montados utilizando 2 kg de substrato composto por uma parte de solo autoclavado e uma parte de areia esterilizada respectivamente (v/v). Cada amostra de 180 g de inóculo foi dividida igualmente em três camadas em cada vaso de cultura armadilha sobre a superfície de três camadas de substrato (solo e areia) e coberto com o substrato restante, onde foram semeadas sementes de milho (*Zea mays* L.) e sorgo [*Sorghum bicolor* (L.) Moench.] como plantas hospedeiras. As culturas armadilhas foram mantidas na casa em vegetação da Embrapa Cerrados em Planaltina-DF, por oito meses, irrigadas periodicamente e replantadas quando necessário. Ao final do ciclo, amostras de solo foram coletadas para extração e estudo morfológico dos glomerosporos visando à identificação das espécies de FMA.

Para as culturas armadilha das áreas cultivadas utilizou-se uma mistura de três pontos com 60g de solo cada ficando o inóculo com 180 g. Para as culturas das áreas naturais, uma única amostra de solo de cada ponto (180g de solo inóculo) foi retirada para montagem das culturas armadilha que foram realizadas ponto a ponto para melhor multiplicação das espécies de FMA.

3.4 EXTRAÇÃO DE ESPOROS DE FMA E IDENTIFICAÇÃO DE ESPÉCIES

Glomerosporos foram extraídos de amostras de 50g de solo de campo e das culturas armadilhas via peneiramento úmido (GERDEMANN; NICOLSON 1963), seguido de centrifugação em água e sacarose (Jenkins 1964), e quantificados em placa canaletada. Para a identificação morfológica os esporos foram montados em lâminas com PVLG (álcool polivinílico lactoglicerol) e PVLG + reagente de Melzer (1:1 v/v) e observados em microscópio óptico. A identificação das espécies de FMA foi baseada em Schenck & Pérez (1990) e Błaszkowski (2012) e demais descrições originais disponíveis.

3.5 COMUNIDADES DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES

Para avaliar as comunidades de FMA e sua composição foram determinados: riqueza, frequência de ocorrência, abundância relativa, equitabilidade, dominância e diversidade de espécies. A riqueza foi definida como o número de espécies de FMA registrados em cada área de estudo. A frequência de ocorrência (FO) de uma determinada espécie (i) foi estimado de acordo com a equação: FO = Ji / k, onde Ji = número de amostras onde a espécie i ocorreu, k = número total de amostras de solo (BROWER; ZAR, 1984). Considerando a frequência de ocorrência, as espécies foram classificadas, de acordo com Zhang; Guo; Liu, (2004), em: dominantes (FO> 50%), muito comuns (30% <FO ≤50%), comuns (10% <FO ≤30%) e raras (FO ≤10%). A abundância relativa de espécies de FMA (AR) foi calculada pela razão entre o número de esporos de uma espécie e o número total de esporos na área (MAGURRAN, 2004). Foram calculados os seguintes índices ecológicos: diversidade de Shannon H'= - Σ (Pi ln [Pi]); em que Pi = ni / N, ni = número de indivíduos da espécie i, e N = número total de indivíduos de todas as espécies (SHANNON; WEAVER, 1949); diversidade de Margalef, espresso por d = S-1 / log n, em que S é o número de espécies, N é o número total de esporos na amostra (MARGALEF, 1958); equitabilidade de Pielou espresso por (J) = H '/ log (S), em que H ' é o valor obtido pelo índice de Shannon e S é o número total de espécies (PIELOU, 1975), e dominância de Simpson $D = \Sigma^{s}_{i=1}$ pi ^{2}, em que s é o número de espécies, pi é abundância relativa da espécie i na amostra que é = ni / N e similaridade de Sorensen Ss= 2c/a=b, em que Ss índice de similaridade de Sorensen, a é número total de espécies presentes na amostra "a", b é número total de espécies presentes na amostra "b" e c é número total de espécies comuns às amostras "a" e "b" (BROWER; ZAR, 1984), utilizado para comparar as

comunidades de FMA entre diferentes tratamentos. As análises foram realizadas utilizando o programa PRIMER versão 6.0 (CLARKE; GORLEY, 2006).

3.6 ANÁLISE DE DADOS

Os dados dos atributos do solo, densidade de esporos de FMA, riqueza de espécies e índices de diversidade foram submetidos à análise de variância (ANOVA) e as médias comparadas pelo teste de Tukey ($p < 0,05$), utilizando o programa Assistat 7.6 beta (SILVA; AZEVEDO, 2006).

Os dados sobre a composição das comunidades de FMA foram ordenados por *non-metric multidimensional scaling* (NMS) (KRUSKAL, 1964) e a distância de Sørensen. Uma matriz secundária foi preparada para correlacionar as variáveis edáficas com os dados de composição de comunidades de FMA (matriz primária), para detectar alguma relação entre as propriedades do solo e as comunidades de FMA. Para análise das espécies indicadoras (combinação da abundância relativa e frequência relativa das espécies) utilizou-se o índice proposto por Dufrêne e Legendre (1997) e a significância das espécies como indicadora das áreas/tratamentos (valor de indicação "IndVal" > 30 e $p \leq 5$ %) foi determinada pelo teste de Monte Carlo (DUFRÊNE E LEGENDRE, 1997). Diferenças estatísticas na composição das comunidades de FMA nas áreas foram testadas usando a análise de variância permutacional multivariada (PERMANOVA), com base na distância de Bray-Curtis. Todas as análises multivariadas (espécie indicadora, NMS e PERMANOVA) foram realizadas com auxílio do programa PC-ORD versão 5.0 (MCCUNE; MEFFORD, 2006).

4 RESULTADOS

4.1 ATRIBUTOS QUÍMICOS E FÍSICOS DO SOLO

A matéria orgânica (MO) do solo foi maior nos solos sob Cerrado nativo (22-29 g kg^{-1}) do que nas parcelas de plantio direto (17-21 g kg^{-1}) e de plantio convencional (15-17 g kg^{1}) (Tabela 3). O pH do solo teve pequena variação 4,4-4,5 nos Cerrados, 5,4-5,5 nas parcelas de plantio direto e 4,9-5,3 nas de plantio convencional. O fósforo (P) do solo nas amostras coletadas no Cerrado foi baixo (1,4-2,7 mg kg^{-1}), aumentando nas parcelas de plantio convencional (11-35 mg kg^{-1}) e atingindo os maiores valores (27-42 mg kg^{-1}) nas áreas com plantio direto. Valores de K, Mg e Ca foram maiores nos experimentos de campo fertilizados do que no Cerrado não-fertilizado, enquanto o alumínio (Al) foi mais elevado nos Cerrados e drasticamente reduzido nos experimentos de campo. Todos os solos têm maior conteúdo de areia (41 a 49%) do que de silte (18 a 23%) e de argila (29 a 38%) (Tabela 3),

Nas áreas em sistema de Integração-Lavoura-Pecuária-Floresta (ILPF) foram registradas poucas diferenças em relação ao solo; o pH do solo é menor na área natural (4,8), e nas áreas em ILPF não diferiu,, variando de 5,7 a 6,1; o P e o K também não diferiram entre as áreas; os níveis de Mg e Ca foram maiores nas áreas cultivadas em relação ao Cerrado natural. Os teores de areia, argila e silte foram similares entre as áreas (Tabela 3).

Entre as fitofisionomias naturais, as amostras de solo da área de Caatinga apresentaram maiores valores de matéria orgânica (MO), pH, potássio (K), magnésio (Mg), cálcio (Ca) e maiores teores de silte. Os menores teores nutricionais foram observados nas áreas mais próximas à Mata Atlântica e à área de Cerrado *stricto sensu* distante das zonas transicionais (Tabela 3).

Tabela 3- Atributos químicos e físicos do solo em áreas cultivadas em plantio direto e convencional e Cerrados adjacentes, áreas em sistema de Integração-Lavoura-Pecuária-Floresta (ILPF) e em fitofisionomias de Cerrado e áreas transicionais.

Áreas	MO g/kg	pH (H_2O)	P mg/kg	K mg/kg	Mg mg/kg	Ca mg/kg	Al mg/kg	Argila (%)	Silte (%)	Areia (%)
Cultivadas										
CN I	28,5 a	4,5 c	2,4 c	60,4 c	19,4 c	22,5 e	228,6 a	25,6 a	21,7 a	52,7 a
CN II	23,6 ab	4,5 c	1,7 c	52,8 c	17,6 c	5,4 e	166,1 b	27,9 a	17,9 a	54,2 a
CN III	22,2 bc	4,4 c	1,4 c	56,8 c	16,8 c	4,6 e	143,5 b	32,3 a	14,9 a	52,8 a
PD I	20,6 bcd	5,5 a	30,3 ab	217,6 a	165,9 a	869,4 ab	4,5 c	27,7 a	15,5 a	56,8 a
PD II	17,3 de	5,4 a	42,4 a	150,1 ab	145,3 a	636,2 bc	22,4 c	31,0 a	18,6 a	50,5 a
PD III	18,5 cde	5,5 a	27,5 ab	148,8 ab	143,7 a	518,7 cd	6,3 c	32,7 a	14,5 a	52,8 a
PC I	16,2 de	5,3 ab	23,3 bc	198,8 ab	169,8 a	907,4 a	17,8 c	28,2 a	23,2 a	48,6 a
PC II	14,9 e	5,3 ab	34,5 ab	138,4 b	159,4 a	712,4 abc	17,3 c	28,0 a	13,0 a	59,0 a
PC III	17,3 cde	4,9 bc	11,8 bc	152,0 ab	82,3 b	345,8 d	26,8 c	35,9 a	15,8 a	48,4 a
ILPF										
Cerrado	5,5 a	4,8 b	6,1 a	113,3 a	0,6 b	0,4 b	2,30 a	31,8 b	21,0 a	47,7 a
ILPF 1	3,8 ab	6,1 a	4,6 a	98,6 a	2,5 a	3,8 a	0,01 b	38,1 ab	11,2 ab	50,6 a
ILPF 2	3,7 b	5,7 a	3,6 a	102,3 a	1,9 a	2,9 a	0,07 b	46,4 a	5,1 b	48,5 a
ILPF 3	3,7 b	5,7 a	2,8 a	161,0 a	1,8 a	2,5 a	0,06 b	41,2 ab	8,2 ab	50,6 a
Naturais										
CA	3,9 a	5,6 a	3,9 a	187,3 a	3,0 a	4,0 a	0,1 d	28,4 b	16,7 a	54,8 bc
TCA	3,1 a	4,6 b	5,5 a	102,6 b	0,5 b	0,6 bc	1,3 b	10,1 c	8,2 bc	81,6 a
CRCA	1,5 b	4,7 b	4,6 a	87,1 bcd	0,5 b	0,7 b	0,7 c	24,5 bc	5,2 cd	70,3 ab
MA	1,5 b	4,6 bc	5,3 a	67,2 cd	0,4 b	0,3 bc	0,9 bc	23,7 bc	8,4 bc	67,8 ab
CAR	3,2 a	4,3 c	5,2 a	112,4 b	0,5 b	0,3 bc	1,8 a	28,0 b	3,2 d	68,7 ab
CRMA	2,0 b	4,6 bc	4,6 a	91,9 bc	0,5 b	0,3 bc	1,2 bc	25,5 bc	7,5 bc	67,0 ab
CR	3,6 a	4,6 bc	7,0 a	58,6 d	0,2 b	0,2 c	1,0 bc	53,2 a	7,6 b	39,2 c

CN1, CN2 e CN3 = três áreas de Cerrado natural; PDI, PDII, PDIII = três áreas em plantio direto; PCI, PCII, PCIII = três áreas em plantio convencional; CA = Caatinga nativa; TCA = Transição entre Caatinga e Cerrado; CRCA = Cerrado próximo à área de Caatinga; MA = Mata Atlântica; CAR = Carrasco; CRMA = Cerrado próximo a área de Mata Atlântica; CR = Cerrado s*tricto sensu*. Fonte: A autora, 2017.

4.2 DENSIDADE DE GLOMEROSPOROS

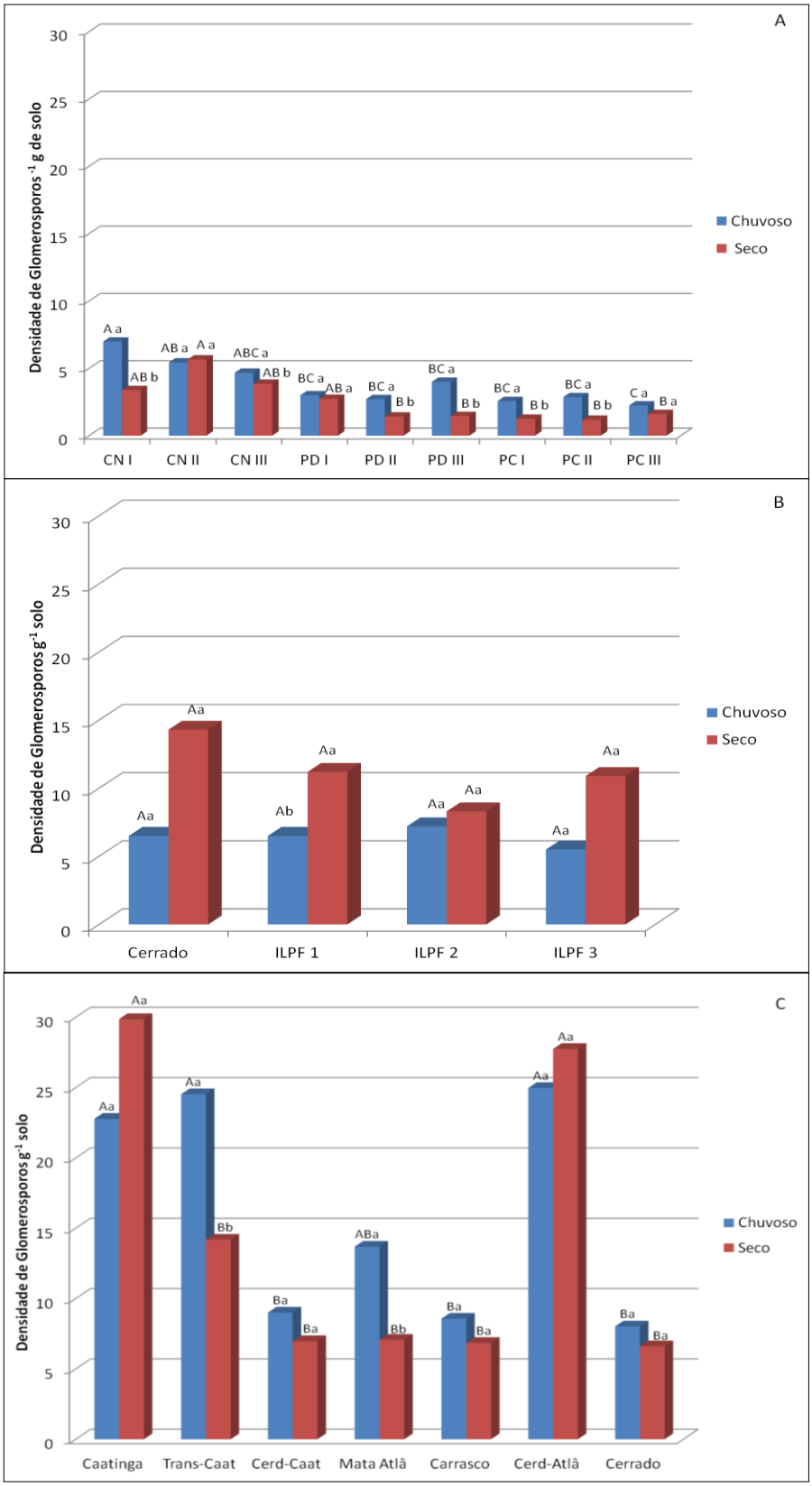
Na estação chuvosa, nos sistemas de plantio direto, convencional e Cerrados adjacentes a densidade de esporos variou de 4,6 a 7 esporos g^{-1} solo nos Cerrados, 3 a 4 no plantio direto e 2,2 a 2,9 no plantio convencional (Figura 4A). Na coleta da estação seca os números foram ligeiramente mais baixos em todas as áreas (3 a 6 esporos g^{-1} solo nos Cerrados, 1 a 3 no plantio direto e 1,2 a 1,7 no plantio convencional) (Figura 4A).

Nas áreas em ILPF foram registrados de 5,5 a 14,3 glomerosporos g^{-1} solo, sem diferença significativa entre as áreas nas duas coletas, embora os valores tenham sido mais elevados no período seco que no chuvoso. Na comparação dentro das áreas, apenas na primeira área de ILPF os valores de esporos foram maiores no período seco em relação ao chuvoso (Figura 4B).

Nas fitofisionomias naturais a média de glomerosporos variou de 6,6 a 29,8 esporos g^{-1} solo, com a área de Caatinga apresentando o maior valor e o Cerrado fora das áreas transicionais o valor mais baixo. Apenas em duas áreas: Mata Atlântica e Transição do Cerrado-Caatinga, o valor de esporos foi menor no período seco do que no chuvoso; nas demais áreas não houve diferença entre os períodos. Em geral, as áreas de Caatinga, Transição Cerrado-Caatinga e Cerrado próximo à Mata apresentaram maiores valores de glomerosporos no solo (Figura 4C).

Os maiores valores de glomerosporos foram encontrados nas áreas de Cerrado naturais com até 29 esporos g^{-1} de solo, seguidas pelas áreas em sistema de ILPF (14 esporos g^{-1}) e os menores nas áreas cultivadas de forma tradicional em plantio direto e convencional (até 7 esporos g^{-1}) (Figura 4 A, B, C).

Figura 4 - Densidade de esporos de FMA: A- áreas cultivadas em plantio direto (PD), convencional (PC) e Cerrados adjacentes (CN). B- áreas cultivadas em sistema de Integração-Lavoura-Pecuária-Floresta (ILPF) e Cerrados adjacentes. C- áreas em fitofisionomias naturais.



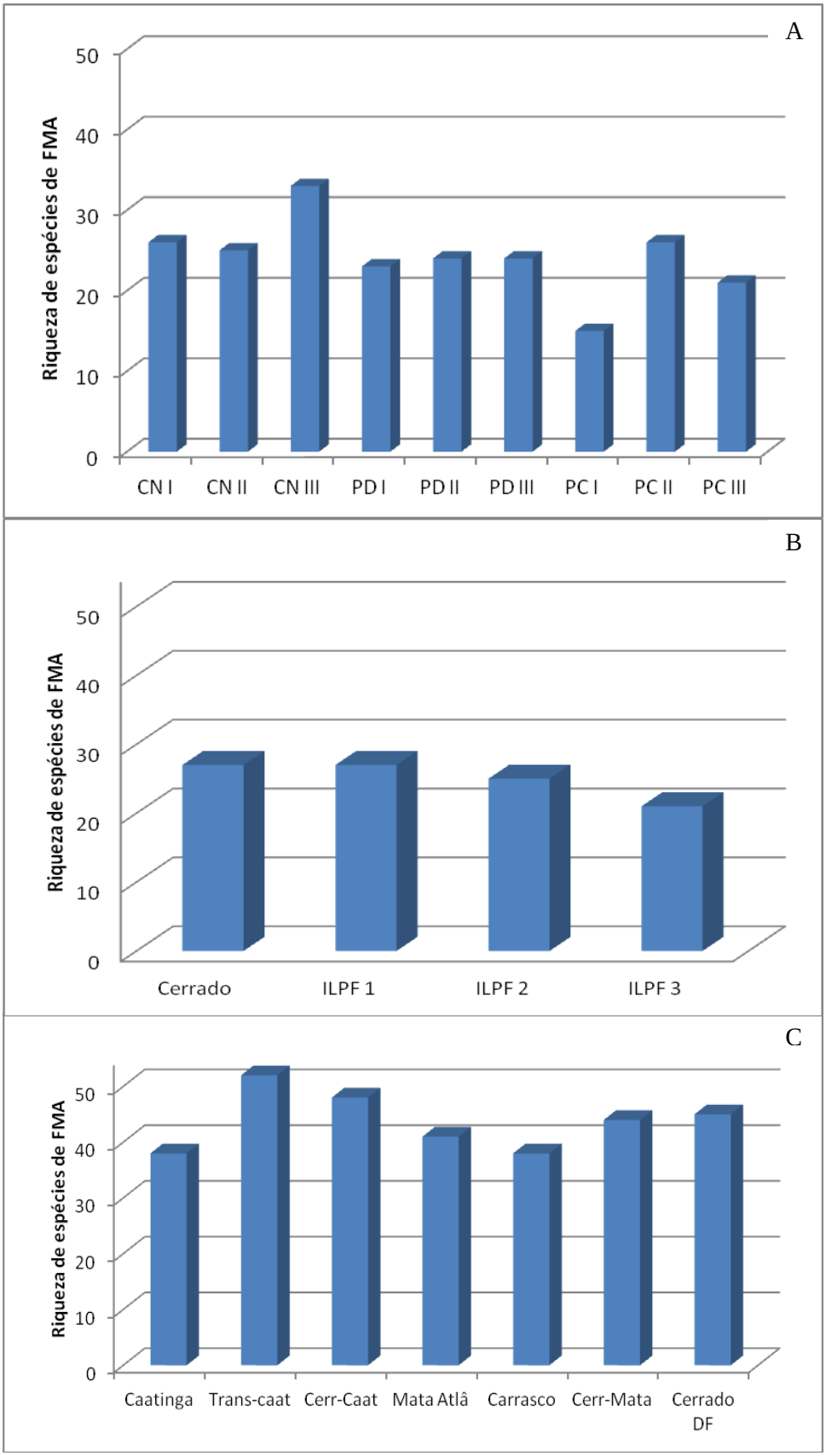
*Trans:Transição, Caat: Caatinga, Cerd: Cerrado, Atlâ: Mata Atlântica. Letras maiúsculas comparam as áreas em cada período; letras minúsculas comparam os períodos dentro das áreas. Médias seguidas pela mesma letra maiúscula/minúscula não diferem pelo teste de Tukey a 5% .

Fonte: A autora, 2017.

4.3 RIQUEZA DE ESPÉCIES DE FMA NO ESTUDO GLOBAL

A riqueza de espécies de FMA foi maior nos Cerrados adjacentes (25-33) do que nas áreas cultivadas tradicionalmente em plantio direto (23-24) e em plantio convencional (15-26) (Figura 5A). Nas áreas cultivadas em sistema de ILPF a riqueza de espécies de FMA foi similar, variando de 21 a 27 espécies nas áreas ILPF 3 e Cerrado adjacente, respectivamente (Figura 5B). Nas áreas com fitofisionomias naturais os valores de riqueza variaram de 38 a 52 espécies, sendo mais ricas as áreas de transição entre Cerrado e Caatinga (52), Cerrado adjacente à Caatinga (48) e Cerrado distante das zonas transicionais (*stricto sensu*)(45) (Figura 5C). Comparando todas as áreas, o número de espécies de FMA nas áreas naturais é praticamente o dobro do encontrado nas áreas cultivadas, mesmo em sistema de ILPF.

Figura 5 - Riqueza de espécies de fungos micorrízicos arbusculares: A- áreas cultivadas em plantio direto (PD), convencional (PC) e Cerrados adjacentes (CN). B- áreas cultivadas em sistema de ILPF e Cerrado adjacente. C- áreas em fitofisionomias naturais.

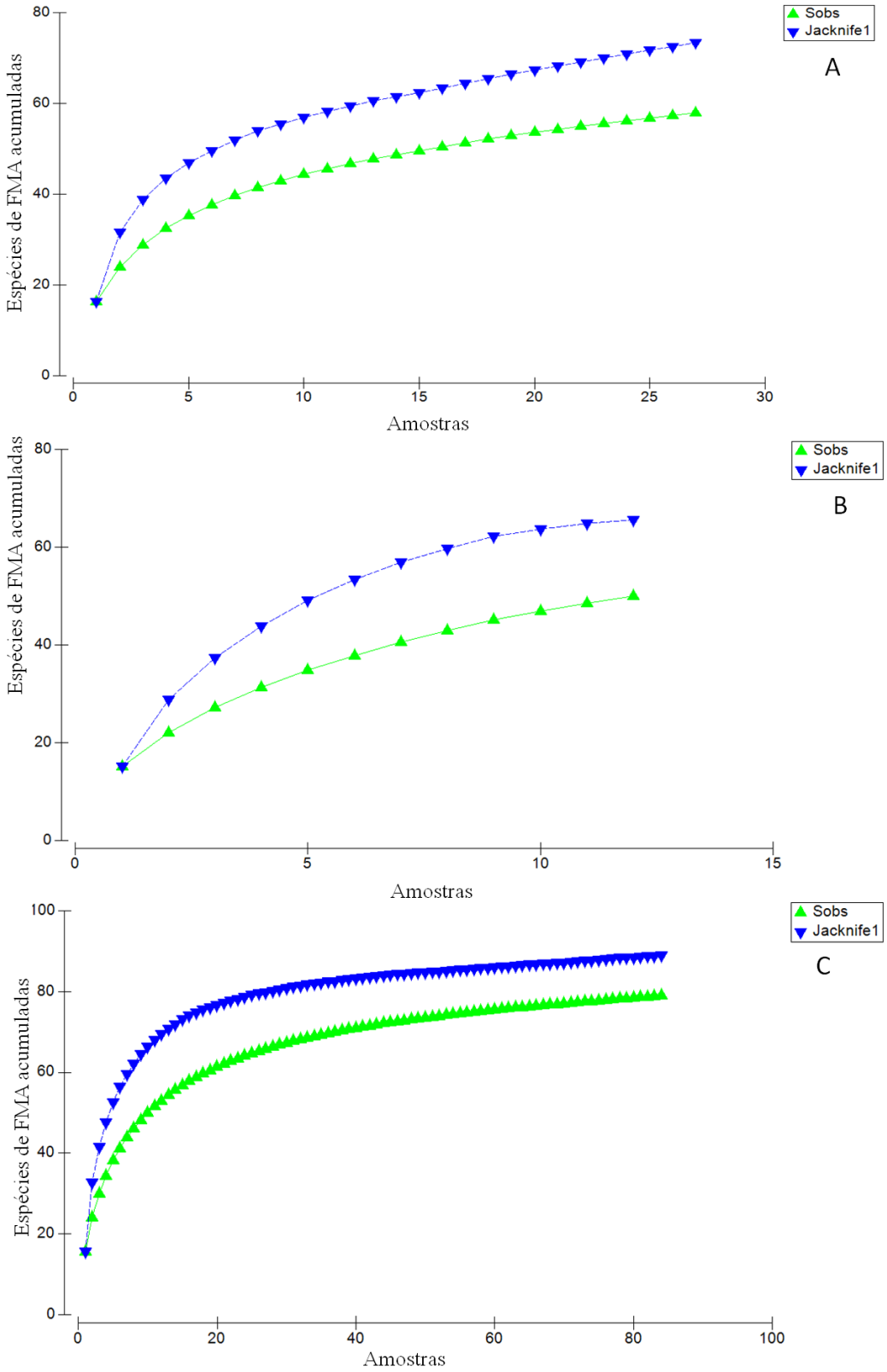


*Trans:Transição, Caat: Caatinga, Cerr: Cerrado, Atlâ: Mata Atlântica, DF: Distrito Federal.
Fonte: A autora, 2017.

4.4 GÊNEROS, ESPÉCIES DE FMA DOMINANTES, FREQUENTES E RARAS

No total, 105 espécies de FMA, pertencentes a 26 gêneros, foram identificadas, com 82 espécies nas áreas naturais, 63 nas áreas cultivadas tradicionalmente e 56 nas áreas em ILPF (Figura 6). Considerando a frequência global das espécies nos três estudos observa-se que os dois gêneros mais frequentes foram *Acaulospora* (29 espécies) e *Glomus* (25 espécies). *Glomus macrocarpum* foi a espécie com maior dominância e maior abundância em todas as áreas estudadas, seguida por *Glomus brohultii* e *Glomus glomerulatum*. *Scutellospora calospora*, *Orbispora pernambucana* e *Bulbospora minima* não foram encontradas em áreas cultivadas tradicionalmente (plantio direto e plantio convencional) e também não foram registradas em ILPF, estando presentes apenas em áreas naturais (Tabelas, 4, 5 e 6). As áreas cultivadas tradicionalmente apresentaram mais espécies (20) com formação gigasporoide, seguida pelas áreas naturais (17 espécies) e por áreas em sistema de ILPF (8 espécies).

Figura 6 – Curva de acumulação de espécies de FMA observadas (Sobs) e as espécies de FMA estimadas para as áreas de estudo (Jacknife1): A- áreas cultivadas em plantio direto (PD), convencional (PC) e Cerrados adjacentes (CN). B- áreas cultivadas em sistema de ILPF e Cerrado adjacente. C- áreas em fitofisionomias naturais.



4.4.1 Áreas cultivadas

Nas áreas cultivadas tradicionalmente e nos Cerrados adjacentes foram identificadas 63 espécies de FMA; destas, cinco não foram detectadas a partir de amostras de solo de campo, mas recuperadas a partir de culturas armadilha. As 63 espécies pertencem a 20 gêneros e 11 famílias de FMA (Acaulosporaceae, Ambisporaceae, Archaeosporaceae, Dentiscutataceae, Diversisporaceae, Entrophosporaceae, Gigasporaceae, Glomeraceae, Paraglomeraceae, Racocetraceae e Scutellosporaceae). O gênero com maior número de espécies identificadas foi *Acaulospora* (15 espécies), seguido por *Glomus* (8), *Racocetra* e *Rhizoglomus* (5); enquanto os demais gêneros detectados foram *Archaeospora*, *Gigaspora*, *Funneliformis*, *Fuscutata* e *Dentiscutata* com três espécies cada, *Cetraspora*, *Claroideoglomus*, *Sclerocystis* e *Scutellospora* com duas espécies cada e *Ambispora*, *Bulbospora*, *Diversispora*, *Dominikia*, *Orbispora*, *Kuklospora* e *Paraglomus* apenas uma espécie cada (Tabela 4).

Vinte e uma espécies de FMA foram encontradas em todos os ecossistemas, nove espécies só foram registradas nos Cerrado naturais e cinco espécies detectadas nos sistemas de plantio direto e Cerrado (Tabela 4). Sete espécies somente foram registradas nos agro-ecossistemas de soja e uma apenas no sistema de plantio convencional. Dezenove espécies de FMA foram raramente registradas (Tabela 4). A espécie de FMA mais frequente neste estudo foi *Glomus macrocarpum,* encontrada em todos os locais e em todas as amostras analisadas; *Gigaspora margarita* e *Acaulospora spinosa* também foram encontradas nos nove locais investigados (Tabela 4). *Acaulospora mellea*, *Ac. scrobiculata*, *Claroideoglomus etunicatum*, *Gigaspora gigantea*, *Paraglomus occultum* e *Racocetra tropicana* foram registrados em oito locais (89%) e entre 33-85% dos pontos analisados.

Glomus macrocarpum, *Gl. brohultii*, *Gl. microcarpum* e *Gl. glomerulatum* foram dominantes no Cerrado (Tabela 4). Nos locais de produção de soja, mostraram-se dominantes *Ac. mellea*, *Ac. scrobiculata*, *Glomus macrocarpum* e *Paraglomus occultum*. Nas áreas de preparo convencional, *Gigaspora margarita* e *Ra. coralloidea* destacaram-se como dominantes e *Ra. fulgida* foi encontrada exclusivamente nos ecossistemas agrícolas (Tabela 4). Espécies como *Glomus* sp. 6, *Acaulospora* sp. 2, *Orbispora pernambucana*, *Bulbospora minima*, *Sclerocystis sinuosa* e *Scutellospora calospora* foram encontrados exclusivamente nos solos de Cerrado natural (Tabela 4). As espécies *Sclerocystis coremioides*, *Acaulospora morrowiae*, *Dominikia* sp. 1 e *Cetraspora pellucida* foram registradas nos Cerrados e em sistemas de plantio direto; *Ac. denticulata*, *Ra. coralloidea*, *Ac. reducta* e *Fu. Rubra* foram exclusivas dos agro-ecossistemas.

Tabela 4 - Abundância relativa e frequência de ocorrência das espécies de FMA (em %) em três áreas de Cerrado natural, três áreas de plantio direto e três áreas em plantio convencional em sistema de cultivo de soja.

	Cerrado			Plantio Direto			Plantio Convencional				
Áreas	**I**	**II**	**III**	**I**	**II**	**III**	**I**	**II**	**III**	**FO**	**Classificação**
Espécies presentes em todos os ecossistemas estudados											
Glomus macrocarpum	59,6	47,4	48,4	39,9	22,1	36,1	36,2	39,1	35,2	100	D
Gigaspora margarita	0,2	0,7	0,9	2,0	0,8	2,4	3,9	6,8	9,8	89	D
Acaulospora scrobiculata	-	0,1	1,0	9,9	17,5	14,1	5,7	5,9	9,0	85	D
Claroideoglomus etunicatum	0,4	2,1	0,2	-	4,2	20,4	4,7	7,3	12,1	78	D
Dentiscutata cerradensis	0,1	0,4	0,2	1,6	1,3	7,4	-	0,6	-	78	D
Glomus microcarpum	6,6	25,1	7,7	11,2	9,4	-	36,8	18,6	-	78	D
Acaulospora mellea	1,1	0,9	3,5	4,7	5,7	-	0,4	6,2	0,1	70	D
Acaulospora spinosa	0,1	0,4	0,2	2,7	0,8	0,1	1,2	1,2	2,3	70	D
Paraglomus occultum	0,1	0,7	-	1,0	6,9	5,6	0,8	3,6	4,7	70	D
Glomus brohultii	13,0	11,1	6,6	-	13,4	4,6	-	3,0	5,9	67	D
Gigaspora gigantea	0,2	0,6	0,3	0,2	0,3	-	0,6	0,2	0,5	52	D
Glomus glomerulatum	5,3	2,3	5,3	-	3,1	1,0	-	0,8	1,8	52	D
Acaulospora longula	1,2	-	2,9	-	0,4	-	1,8	0,3	0,1	48	M
Glomus sp. 1	0,1	1,5	-	-	1,3	-	2,5	1,5	-	48	M
Acaulospora spinosissima	0,2	-	0,9	0,2	-	0,8	-	-	0,4	33	M
Racocetra tropicana	0,1	0,2	0,1	0,1	-	0,1	0,4	0,2	0,1	33	M
Scutellospora calospora	0,1	0,6	3,3	-	-	-	-	0,3	-	30	C
Rhizoglomus clarum	0,2	0,4	-	-	-	-	-	0,2	0,1	26	C
Funneliformis mosseae	0,1	-	-	-	0,1	0,3	-	0,3	0,3	22	C
Rhizoglomus intraradices	0,1	-	0,1	1,1	1,4	2,1	-	0,2	-	22	C

* = Espécies de FMA registradas apenas a partir de amostras de cultivos. FO= Frequência de Ocorrência das espécies de FMA, Classificação segundo Zhang, Guo; Liu, (2004), D: Dominante, M: Muito comum, C: Comum e R: Rara.

Continuação Tabela 4

Áreas	Cerrado			Plantio Direto			Plantio Convencional			FO	Classificação
	I	II	III	I	II	III	I	II	III		
Claroideoglomus claroideum	-	0,1	0,1	-	-	-	-	0,8	-	15	C
Espécies encontradas apenas em áreas naturais de Cerrado											
Glomus sp.2	9,7	2,2	4,6	-	-	-	-	-	-	26	C
Acaulospora sp. 2	0,1	0,2	0,8	-	-	-	-	-	-	22	C
Orbispora pernambucana	0,1	2,2	2,9	-	-	-	-	-	-	22	C
Bulbospora minima	-	0,2	1,9	-	-	-	-	-	-	15	C
Cetraspora gilmorei	-	-	0,2	-	-	-	-	-	-	11	C
Sclerocystis sinuosa	0,1	0,1	-	-	-	-	-	-	-	11	C
Acaulospora foveata	0,1	-	0,1	-	-	-	-	-	-	7	R
Funneliformis halonatus	0,1	-	0,1	-	-	-	-	-	-	7	R
Archaespora myriocarpa	*	*	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Espécies encontradas apenas em áreas naturais de Cerrado e plantio direto											
Sclerocystis coremioides	-	-	0,1	0,2	0,3	0,5	-	-	-	26	C
Acaulospora morrowiae	-	0,3	6,2	-	1,3	-	-	-	-	15	C
Dominikia sp. 1	0,8	-	0,6	1,0	-	-	-	-	-	15	C
Cetraspora pellucida	-	0,1	-	0,3	-	-	-	-	-	11	C
Glomus ambisporum	*	-	*	*	-	*	-	-	-	-	-
Espécies encontradas apenas em agrossistemas											
Acaulospora denticulata	-	-	-	21,2	2,9	0,7	0,8	0,5	-	44	M
Racocetra coralloidea	-	-	-	1,1	-	0,1	2,2	0,6	6,9	44	M
Acaulospora sp. 1	-	-	-	0,5	5,0	-	-	0,9	-	26	C
Acaulospora reducta	-	-	-	0,1	1,3	0,2	0,2	0,3	0,1	26	C
Fuscutata rubra	-	-	-	0,1	0,1	0,1	-	-	5,2	22	C
Ambispora appendicula	-	-	-	-	0,1	0,3	-	0,2	-	15	C

* = Espécies de FMA registradas apenas a partir de amostras de cultivos. FO= Frequência de Ocorrência das espécies de FMA, Classificação segundo Zhang, Guo; Liu, (2004), D: Dominante, M: Muito comum, C: Comum e R: Rara.

Continuação Tabela 4

Áreas	Cerrado			Plantio Direto			Plantio Convencional			FO	Classificação
	I	II	III	I	II	III	I	II	III		
Espécies encontradas apenas em agrossistemas											
Gigaspora decipiens	-	-	-	0,3	-	0,2	-	-	0,7	11	C
Espécies só encontradas no plantio convencional											
Racocetra fulgida	-	-	-	-	-	-	2,0	0,2	-	15	C
Espécies raras											
Archaespora trappei	-	-	0,1	-	-	-	-	-	1,3	7	R
Rhizoglomus microaggregatum	0,8	-	-	-	-	-	-	-	-	4	R
Glomus diaphanum	-	0,2	-	-	-	-	-	-	-	4	R
Dentiscutata scutata	-	-	0,1	-	-	-	-	-	-	4	R
Funneliformis geosporus	-	-	0,1	-	-	-	-	-	-	4	R
Racocetra undulata	-	-	0,1	-	-	-	-	-	-	4	R
Scutellospora aurigloba	-	-	0,1	-	-	-	-	-	-	4	R
Acaulospora sp.3	-	-	-	0,2	-	-	-	-	-	4	R
Diversispora eburnea	-	-	-	0,1	-	-	-	-	-	4	R
Fuscutata heterogama	-	-	-	0,3	-	-	-	-	-	4	R
Racocetra alborosea	-	-	-	-	0,1	-	-	-	-	4	R
Acaulospora sieverdingii	-	-	-	-	-	0,2	-	-	-	4	R
Acaulospora tuberculata	-	-	-	-	-	*	-	-	-	-	-
Fuscutata aurea	-	-	-	-	-	0,1	-	-	-	4	R
Dentiscutata nigra	-	-	-	-	-	0,1	-	-	-	4	R
Rhizoglomus irregulari	-	-	-	-	-	0,4	-	-	-	4	R
Rhizoglomus natalense	-	-	-	-	-	-	-	0,6	-	4	R

* = Espécies de FMA registradas apenas a partir de amostras de cultivos. FO= Frequência de Ocorrência das espécies de FMA, Classificação segundo Zhang, Guo; Liu, (2004), D: Dominante, M: Muito comum, C: Comum e R: Rara.

Continuação Tabela 4

	Cerrado			Plantio Direto			Plantio Convencional				
Áreas	**I**	**II**	**III**	**I**	**II**	**III**	**I**	**II**	**III**	**FO**	**Classificação**
Acaulospora laevis	-	-	-	-	-	-	-	-	0,1	4	R
Archaespora undulata	-	-	-	-	-	-	-	*	-	-	-
Kuklospora colombiana	-	-	-	-	-	-	-	*	-	-	-
Riqueza de espécies de FMA nas amostras de campo	**27**	**25**	**32**	**23**	**24**	**24**	**15**	**26**	**21**		
Riqueza de espécies de FMA nas amostras de campo e cultura armadilha	**29**	**26**	**33**	**24**	**24**	**26**	**15**	**28**	**21**		

* = Espécies de FMA registradas apenas a partir de amostras de cultivos. FO= Frequência de Ocorrência das espécies de FMA, Classificação segundo Zhang, Guo; Liu, (2004), D: Dominante, M: Muito comum, C: Comum e R: Rara. Fonte: A autora, 2017.

4.4.2 Sistema em ILPF

Nas áreas cultivadas em sistema de ILPF identificaram-se 56 espécies de FMA, destas seis foram recuperadas apenas a partir das culturas armadilha, não sendo registradas nas amostras diretamente do campo. Essas 56 espécies pertencem a 20 gêneros e 11 famílias de FMA (Acaulosporaceae, Ambisporaceae, Archaeosporaceae, Dentiscutataceae, Diversisporaceae, Entrophosporaceae, Gigasporaceae, Glomeraceae, Paraglomeraceae, Racocetraceae e Scutellosporaceae). Os gêneros com maior número de espécies de FMA identificadas foram: *Glomus* e *Acaulospora* (12 espécies). Os demais gêneros registrados foram: *Ambispora* (4 espécies), *Dentiscutata, Gigaspora, Rhizoglomus* e *Sclerocystis* (3), *Corymbiglomus, Funneliformis, Paraglomus* (2), *Archaeospora, Cetraspora*, C*laroideoglomus, Diversispora, Dominikia, Fuscutata, Orbispora, Scutellospora, Septoglomus* e *Tricispora* (uma espécie) (Tabela 5).

Dezoito espécies de FMA foram frequentemente encontrados em todos os ecossistemas de Cerrado e ILPF, nove espécies só foram registradas nos Cerrado naturais e 23 espécies foram identificadas nos sistemas em ILPF (Tabela 5). Dezenove espécies de FMA foram raramente encontradas (Tabela 5). A espécie de FMA mais abundante e mais frequente nas amostras de solo dos sistemas em estudo foi *Glomus macrocarpum* que foi registrada em todos as áreas e amostras analisadas (Tabela 5). *Glomus glomerulatum*, *Glomus* sp. 5 e *Paraglomus occultum* foram dominantes ocorrendo em todas as amostras e bastante abundante nas áreas em estudo.

As espécies mais comuns nas áreas de Cerrado natural foram *Orbispora pernambucana, Scutellospora calospora e Tricispora* sp. Nas áreas em sistema de ILPF, *Ambispora appendicula* foi dominante, enquanto *Gl. brohultii* e *Rhizoglomus intraradices* foram muito comuns (Tabela 5).

Nas áreas de Cerrado natural seis espécies foram consideradas raras: *Acaulospora foveata, Acaulospora* sp.1, *Dominikia* sp., *Glomus ambisporum, Glomus* sp. 1 e *Sclerocystis taiwanensis* (Tabela 5). Para as áreas em sistema de ILPF registrou-se 13 espécies raras, sendo as de menor abundância: *Acaulospora laevis*, *A. spinosa*, *Acaulospora* sp. 2, *Ambispora* sp., *Corymbiglomus tortuosum, Glomus hyderabadensis* e *Rhizoglomus irregularis.*

As espécies *Acaulospora* sp. 4, *Ambispora* sp., *Archaeospora myriocarpa, Dentiscutata nigra*, *Gigaspora decipiens* e *Septoglomus titan* só foram recuperadas nas amostras de solo das culturas armadilhas (Tabela 5).

Tabela 5 - Abundância relativa e frequência de ocorrência das espécies de FMA (em %) em três áreas em ILPF e uma área de Cerrado adjacente.

Espécies de FMA	Cerrado	ILPF 1	ILPF 2	ILPF 3	FO	Cassificação
Espécies presentes nas áreas em ILPF e Naturais						
Glomus glomerulatum	11,94	3,62	4,82	2,57	100	D
Glomus macrocarpum	66,35	55,83	50,98	72,94	100	D
Glomus sp. 5	7,63	11,52	9,91	2,86	100	D
Paraglomus occultum	0,32	1,41	4,24	3,54	100	D
Acaulospora mellea	5,18	0,94	3,07	7,95	92	D
Acaulospora scrobiculata	0,04	11,90	5,83	2,47	83	D
Claroideoglomus etunicatum	1,47	0,75	1,11	0,82	75	D
Glomus sp. 3	0,67	0,09	1,38	1,36	75	D
Glomus microcarpum	2,98	2,30	7,31	1,84	67	D
Dentiscutata cerradensis	0,25	0,05	-	1,79	58	D
Gigaspora margarita	0,14	-	0,11	0,19	42	M
Sclerocystis coremioides	0,04	0,05	0,05	-	25	C
Acaulospora morrowiae	0,25	-	-	0,10	17	C
Dentiscutata hawaiensis	0,07	0,05	-	-	17	C
Dentiscutata nigra	*	-	-	*	-	-
Funneliformis halonatus	0,04	0,05	-	-	17	C
Gigaspora gigantea	0,04	-	0,11	-	17	C
Paraglomus pernambucanum	0,07	0,05	-	-	17	C
Rhizoglomus clarum	0,07	0,14	-	-	17	C
Apenas no Cerrado						
Orbispora pernambucana	0,07	-	-	-	17	C
Scutellospora calospora	0,35	-	-	-	17	C
Tricispora sp.	0,11	-	-	-	17	C
Acaulospora foveata	0,04	-	-	-	8	R
Acaulospora sp.1 (aff. *mellea*)	0,35	-	-	-	8	R
Ambispora sp.3	*	-	-	-	-	-
Archaeospora myriocarpa	*	-	-	-	-	-
Dominikia sp. (aff. *aurea*)	1,05	-	-	-	8	R
Glomus ambisporum	0,14	-	-	-	8	R
Glomus sp.1 (aff. *badium*)	0,28	-	-	-	8	R
Sclerocystis taiwanensis	0,11	-	-	-	8	R
Apenas nas áreas em ILPF						
Ambispora appendicula	-	0,09	0,26	0,15	58	D
Glomus brohultii	-	0,24	7,58	0,34	42	M
Rhizoglomus intraradices	-	4,80	0,42	-	33	M
Acaulospora longula	-	0,28	1,06	-	25	C
Ambispora sp. 1 (aff. *callosa*)	-	3,20	-	-	25	C
Sclerocystis sinuosa	-	0,05	0,16	0,05	25	C
Acaulospora spinosissima	-	-	0,11	0,15	17	C
Acaulospora sp. 3	-	0,24	-	-	17	C

* = Espécies de FMA registradas apenas a partir de amostras de cultivos. FO= Frequência de Ocorrência das espécies de FMA, Classificação segundo Zhang, Guo; Liu, (2004), D: Dominante, M: Muito comum, C: Comum e R: Rara.

Continuação Tabela 5

Espécies de FMA	Cerrado	ILPF 1	ILPF 2	ILPF 3	FO	Cassificação
Corymbiglomus sp. (aff. *tortuosum*)	-	-	-	0,34	17	C
Glomus sp. 2 (aff. *macrocarpum*)	-	-	0,11	0,05	17	C
Acaulospora laevis	-	-	0,05	-	8	R
Acaulospora spinosa	-	-	0,05	-	8	R
Acaulospora sp. 2 (aff. *scrobiculata*)	-	0,05	-	-	8	R
Acaulospora sp. 4	-	-	*	*	-	-
Ambispora sp. 2	-	-	0,05	-	8	R
Cetraspora pellucida	-	-	-	0,24	8	R
Corymbiglomus tortuosum	-	-	0,05	-	8	R
Diversispora ebúrnea	-	1,88	1,06	-	8	R
Funneliformis mosseae	-	0,24	-	-	8	R
Fuscutata rubra	-	-	-	0,15	8	R
Gigaspora decipiens	-	-	*	-	-	-
Glomus hyderabadensis	-	0,09	-	-	8	R
Glomus trufemii	-	-	-	0,10	8	R
Glomus sp. 4	-	-	0,11	-	8	R
Rhizoglomus irregulari	-	0,09	-	-	8	R
Septoglomus titan	-	*	-	-	-	-

* = Espécies de FMA registradas apenas a partir de amostras de cultivos. FO= Frequência de Ocorrência das espécies de FMA nas áreas de estudo, Classificação segundo Zhang, Guo; Liu, (2004), D: Dominante, M: Muito comum, C: Comum e R: Rara.
Fonte: A autora, 2017.

4.4.3 Fitofisionomias Naturais

Nas fitofisionomias naturais foram identificadas 82 espécies de FMA, pertencentes a 24 gêneros e 12 famílias de FMA (Acaulosporaceae, Ambisporaceae, Archaeosporaceae, Dentiscutataceae, Diversisporaceae, Entrophosporaceae, Gigasporaceae, Glomeraceae, Intraornatosporacee, Paraglomeraceae, Racocetraceae e Scutellosporaceae). Das espécies identificadas, 79 eram de amostras do campo e três a partir de culturas armadilhas. Os gêneros com maior número de espécies de FMA identificadas foram: *Acaulospora* (22 espécies) e *Glomus* (18 espécies). Os demais gêneros registrados foram: *Rhizoglomus* e *Paraglomus* (4), *Cetraspora*, C*laroideoglomus*, *Fuscutata*, *Gigaspora* e *Sclerocystis* (3), *Ambispora*, *Dentiscutata, Funneliformis e Racocetra* (2), *Albahypha*, *Archaeospora*, *Bulbospora*, *Diversispora*, *Dominikia*, *Entrophospora*, *Intraornatospora*, *Kuklospora*, *Orbispora*, *Paradenstiscutata* e *Scutellospora*, com apenas uma espécie cada. (Tabela 6).

Quinze espécies de FMA foram frequentemente encontrados em todos os ecossistemas naturais estudados. As espécies mais abundantes considerando o número de glomerosporos nas 10 áreas estudadas foram: *Glomus macrocarpum*, *Gl. brohultii*, *Glomus* sp. (aff.

macrocarpum), *Gl. glomerulatum* e *Acaulospora mellea*. Dez espécies foram consideradas dominantes, pois além de apresentarem grande número de esporos, apresentaram os maoires valores de FO: *Glomus macrocarpum* com FO=100%, *Gl. glomerulatum* (FO=83%), *Gl.* brohultii (FO=82%) e *Acaulospora mellea* (FO=77%).

Considerando todas as áreas naturais estudadas, um total de 37 espécies de FMA foi classificada como rara. *Acaulospora* sp. 9, *A. sieverdingii*, *Entrophospora* sp., *Glomus* sp. 3, *Glomus* sp. 11, *Rhizoglomus* sp. 2 foram exlcusivamente registradas nas áreas de Caatinga, *Acaulospora tuberculata*, *Diversipora eburnea*, *Fuscutata aurea*, *Glomus* sp.1, *Kuklospora colombiana*, *Paraglomus pernambucanum* e *Rhizoglomus* sp.1 exclusivas das áreas de transição entre Cerrado e Caatinga, *Glomus* sp. 9 do Cerrado proximo a Caatinga, *Acaulospora* sp. 5 da Mata Atlântica, *Archaeospora trappei* e *Albahypha* sp. do Carrasco.

Três espécies de FMA foram exclusivamente recuperadas das amostras de culturas armadilhas: *Acaulospora* sp. 10 foi registrada em amostras coletadas na área de Caatinga, *Cetraspora* sp. de amostras do Cerrado próximo da Caatinga e *Paraglomus brasilianum* apenas foi registrada em amostras coletadas na área de transição entre Cerrado e Caatinga (Tabela 6).

Tabela 6 - Abundância relativa e frequência de ocorrência de espécies de FMA (em %) registradas em fitofisionomias naturais de Caatinga (CA),Transição Cerrado-Caatinga (TCA), Cerrado adjacente a Caatinga (CRCA), Mata Atlântica (MA), Carrasco (CAR) e Cerrado adjacente a Mata (CRMA) e Cerrado *Stricto sensu* (CR).

Espécies	**CA**	**TCA**	**CRCA**	**MA**	**CAR**	**CRMA**	**CR**	**FO**	**Classificação**
Glomus macrocarpum	61,56	29,97	50,99	52,44	24,96	60,20	63,03	100	D
Glomus glomerulatum	2,56	19,52	2,49	4,38	7,68	10,04	1,75	83	D
Glomus brohultii	11,14	13,45	18,74	24,20	25,77	4,49	2,70	82	D
Acaulospora mellea	0,01	1,98	5,26	7,12	1,38	6,53	9,29	77	D
Glomus sp. 7	4,11	1,10	4,46	0,19	2,68	3,35	0,21	70	D
Gigaspora margarita	0,01	0,18	0,68	0,27	0,99	0,02	0,44	61	D
Dentiscutata cerradensis	-	0,25	0,10	0,27	0,09	0,04	0,25	57	D
Glomus sp. 2 (aff. macrocarpum)	13,00	21,15	7,49	3,89	3,49	2,14	0,03	57	D
Funneliformis halonatus	0,49	0,08	0,19	0,08	0,24	0,02	0,16	56	D
Glomus sp. 10	0,52	0,27	3,24	0,53	0,46	6,20	6,08	56	D
Paradenticutata baiana	0,01	0,43	0,91	0,02	0,77	-	1,08	48	M
Acaulospora sp.3	0,01	2,44	0,27	1,01	0,19	0,15	0,24	45	M
Dominikia sp.1 (aff. aurea)	0,44	1,53	0,40	0,27	12,53	0,24	-	42	M
Glomus microcarpum	0,20	2,50	0,12	-	12,51	2,88	9,12	42	M
Ambispora appendicula	0,01	0,23	0,16	0,04	0,04	0,03	-	40	M
Acaulospora foveata	0,01	0,09	0,15	0,03	0,06	0,08	0,03	37	M
Acaulospora herrerae	0,01	0,09	0,15	0,03	0,06	0,08	0,03	37	M
Acaulospora scrobiculata	0,02	0,03	0,19	0,15	-	-	0,57	33	M
Orbispora pernambucana	-	0,17	0,08	0,10	0,52	-	0,29	33	M
Gigaspora gigantea	-	0,13	0,23	0,05	0,14	0,01	0,16	30	C
Acaulospora spinosa	-	0,08	0,04	0,05	-	0,06	0,16	25	C
Claroideoglomus etunicatum	0,19	0,24	0,08	0,09	0,70	0,02	0,03	25	C
Acaulospora sp.2 (aff. *lacunosa*)	-	1,73	0,02	0,10	0,16	0,02	-	20	C
Racocetra tropicana	0,01	0,01	0,04	0,06	0,04	0,01	0,08	20	C
Acaulospora longula	0,02	0,14	0,85	0,02	0,03	0,73	0,10	19	C

*FO: Frequência de Ocorrência das espécies de FMA. Classificação segundo Zhang, Guo; Liu, (2004), D: Dominante, M: Muito comum, C: Comum e R: Rara.

Continuação Tabela 6

Espécies	**CA**	**TCA**	**CRCA**	**MA**	**CAR**	**CRMA**	**CR**	**FO**	**Classificação**
Cetraspora gilmorei	-	0,12	0,05	0,09	-	-	0,06	18	C
Fuscutata heterogama	-	0,05	0,42	0,02	-	0,01	-	17	C
Paraglomus occultum	0,01	0,05	0,12	-	0,03	0,09	0,33	17	C
Acaulospora sp.4 (aff. *paulinae*)	-	-	-	0,80	-	0,02	0,08	15	C
Glomus sp. 8	0,29	0,15	-	0,24	0,03	0,17	0,03	15	C
Acaulospora spinosissima	-	0,01	0,02	0,40	-	-	0,43	14	C
Bulbospora mínima	-	0,12	-	-	-	0,02	0,87	14	C
Sclerocystis taiwanensis	0,03	-	0,16	-	0,03	0,03	-	14	C
Claroideoglomus sp. 1	-	0,02	-	2,81	0,03	0,56	-	13	C
Intraornatospora intraornata	-	0,01	0,10	0,02	0,03	0,01	0,03	13	C
Acaulospora sp. 7	0,35	-	-	-	0,05	-	-	12	C
Gigaspora decipiens	-	0,01	0,08	0,02	0,03	0,01	0,03	12	C
Ambispora sp. 1	0,01	0,07	0,36	-	-	0,01	0,03	11	C
Cetraspora pellucida	-	0,01	-	0,05	-	0,01	0,06	11	C
Rhizoglomus clarum	-	0,05	0,02	0,02	-	0,26	0,13	11	C
Scutellospora calospora	-	0,44	0,02	0,02	-	-	-	11	C
Glomus sp. 6	-	-	-	-	3,96	0,05	0,13	10	C
Funneliformis mosseae	0,02	-	0,02	0,02	-	-	0,05	8	R
Fuscutata rubra	-	-	0,10	0,02	-	-	0,03	8	R
Acaulospora sp. 9	0,13	-	-	-	-	-	-	7	R
Acaulospora sp. 10	*	-	-	-	-	-	-	-	-
Cetraspora sp. 1	-	-	*	-	-	-	-	-	-
Glomus ambisporum	-	0,03	0,35	-	-	0,01	-	7	R
Glomus sp. 5 (aff.*nanolumen*)	-	0,01	-	-	0,13	-	-	7	R
Glomus sp. 4	-	-	0,23	-	-	0,03	0,48	7	R
Racocetra fulgida	-	0,02	0,02	-	-	-	0,03	7	R

* = Espécies de FMA registradas exclusivamente em amostras de culturas armadilhas. FO: Frequência de Ocorrência das espécies de FMA. Classificação segundo Zhang, Guo; Liu, (2004), D: Dominante, M: Muito comum, C: Comum e R: Rara.

Continuação Tabela 6

Espécies	**CA**	**TCA**	**CRCA**	**MA**	**CAR**	**CRMA**	**CR**	**FO**	**Classificação**
Acaulospora rehmii	-	-	-	0,02	0,03	0,01	0,03	6	R
Acaulospora sp.6 (aff. *spinosa*)	-	-	0,02	0,02	-	-	0,06	6	R
Claroideoglomus claroideum	-	0,21	0,07	0,05	-	0,18	-	6	R
Entrophospora sp.	1,24	-	-	-	-	-	-	6	R
Rhizoglomus intraradices	0,02	0,01	-	-	0,03	0,94	-	6	R
Glomus hyderabadensis	0,03	-	-	-	-	-	0,03	5	R
Glomus trufemii	0,29	-	-	-	-	0,01	0,95	5	R
Glomus sp.1 (aff. *australe*)	0,02	0,62	-	-	-	-	-	5	R
Paraglomus brasilianum	-	*	-	-	-	-	-	-	-
Sclerocystis clavispora	0,02	-	0,02	-	-	-	-	5	R
Sclerocystis sinuosa	0,01	-	0,05	-	0,04	-	-	5	R
Acaulospora morrowiae	-	0,01	-	-	-	0,19	-	4	R
Acaulospora reducta	-	0,01	0,12	-	-	-	-	4	R
Acaulospora sp. 1 (aff. *delicata*)	-	-	-	-	-	0,04	0,21	4	R
Acaulospora sp. 8	-	-	0,02	-	0,03	-	-	4	R
Archaeospora trappei	-	-	-	-	0,05	-	-	2	R
Dentiscutata scutata	-	-	-	-	-	0,01	0,03	2	R
Diversispora ebúrnea	-	0,04	-	-	-	-	-	2	R
Glomus sp. 3 (aff. *magnicaule*)	0,86	-	-	-	-	-	-	2	R
Kuklospora colombiana	-	0,08	-	-	-	-	-	2	R
Paraglomus sp.1	-	-	0,08	-	-	-	0,03	2	R
Acaulospora sieverdingii	0,01	-	-	-	-	-	-	1	R
Acaulospora tuberculata	-	0,01	-	-	-	-	-	1	R
Acaulospora sp.5 (aff. *scrobiculata*)	-	-	-	0,03	-	-	-	1	R
Albahypha sp.	-	-	-	-	0,06	-	-	1	R
Fuscutata áurea	-	0,02	-	-	-	-	-	1	R

* = Espécies de FMA registradas exclusivamente em amostras de culturas armadilhas. FO: Frequência de Ocorrência das espécies de FMA. Classificação segundo Zhang, Guo; Liu, (2004), D: Dominante, M: Muito comum, C: Comum e R: Rara.

Continuação Tabela 6

Espécies	**CA**	**TCA**	**CRCA**	**MA**	**CAR**	**CRMA**	**CR**	**FO**	**Classificação**
Glomus sp. 9	-	-	0,18	-	-	-	-	1	R
Glomus sp. 11	1,95	-	-	-	-	-	-	1	R
Paraglomus pernambucanum	-	0,02	-	-	-	-	-	1	R
Rhizoglomus sp.1	-	0,03	-	-	-	-	-	1	R
Rhizoglomus sp. 2	0,42	-	-	-	-	-	-	1	R

* = Espécies de FMA registradas exclusivamente em amostras de culturas armadilhas. FO: Frequência de Ocorrência das espécies de FMA. Classificação segundo Zhang, Guo; Liu, (2004), D: Dominante, M: Muito comum, C: Comum e R: Rara.
Fonte: A autora, 2017.

4.5 ÍNDICES DE DIVERSIDADE DE FMA

Nas áreas cultivadas, os valores dos índices de diversidade de Margalef foram maiores nos três Cerrados (3,3-4,5) do que nos três plantios diretos (2,8-3,6) e nos três plantios convencionais (2,5-3,3) (Tabela 7). Pelo índice de diversidade de Shannon, que considera tanto a riqueza quanto a distribuição de espécies, os valores foram menores nos Cerrados (1,90-2,70), intermediários no plantio convencional (2,42-2,88) e mais altos no sistema de plantio direto (2,56-3,31). Os valores de dominância de Simpson também foram maiores no Cerrado (0,27-0,31), quando comparado com áreas de plantio direto (0,13-0,23) e de plantio convencional (0,18-0,26). Os valores do índice de equitabilidade de Pielou foram menores nas áreas de Cerrado (0,54-0,61) em relação ao registrado para o plantio direto (0,65-0,79) e plantio convencional (0,67-0,77) (Tabela 7).

A riqueza de espécies de FMA não diferiu estatisticamente entre as áreas em ILPF e os valores do índice de diversidade de Margalef variaram de 2,00-2,29 e não diferiram entre as áreas de ILPF e Cerrado natural. A dominância de Simpson foi maior na área de ILPF 3 (0,57) e na área de Cerrado natural (0,48). Os maiores valores de equitabilidade (0,58 e 0,62) e do índice de diversidade de Shannon (2,43 e 2,25) foram observados nas áreas de ILPF 1 e 2.

Comparando os valores de diversidade com base no índice de Margalef entre as áreas naturais de Cerrado e biomas próximos foi observado maiores valores para as áreas de Cerrado próximas à Caatinga (2,77), Transição entre Cerrado e Caatinga (2,64) e na área de Cerrado no DF (2,37) e o menor resultado na área de Caatinga (1,45). Para a equitabilidade de Pielou o menor valor foi observado na área de Caatinga (0,41) e maior valor foi registrado para a área de Carrasco (0,59) e as demais áreas apresentaram valores intermediários. Para a diversidade de Shannon, os resultados acompanharam a distribuição de Pielou com a Caatinga apresentando o menor resultado (1,48) e os maiores resultados foram encontrados nas áreas de Carrasco (2,15), Transição Cerrado-Caatinga (2,05), Cerrado próximo a área de Caatinga (2,03) apresentaram valores intermediários.

De modo geral, a partir de amostras de solo coletadadas nas áreas naturais foram registrados os menores valores de equitabilidade, dominância e diversidade de espécies de FMA. Para as áreas em ILPF os valores foram intermediários e para as áreas cultivadas tradicionalmente os valores dos índices foram maiores.

Tabela 7 - Índices de diversidade de FMA: Diversidade de Margalef (d), dominância de Simpson (λ), uniformidade de Pielou (J') e diversidade de Shannon (H').

	Margalef (d)	Simpson (λ)	Pielou (J')	Shannon (H')
Cerrado natural				
CN-I	4,5 a	0,27 ab	0,61 bc	1,90 b
CN-II	3,7 ab	0,31 a	0,54 c	2,26 b
CN-III	3,3 ab	0,29 a	0,56 c	2,70 b
Plantio direto				
PD-I	2,8 b	0,22 ab	0,69 abc	2,56 ab
PD-II	3,6 ab	0,13 b	0,79 a	3,31 a
PD-III	3,1 ab	0,23 ab	0,65 abc	2,61 ab
Plantio Convencional				
PC-I	2,8 b	0,18 ab	0,77 ab	2,42 ab
PC-II	3,3 ab	0,21 ab	0,70 abc	2,83 ab
PC-III	2,5 b	0,26 ab	0,67 abc	2,88 ab
Cultivadas em ILPF				
Cerrado	2,29 a	0,48 ab	0,41 b	1,66 b
ILPF 1	2,13 a	0,34 b	0,58 ab	2,25 ab
ILPF 2	2,23 a	0,31 b	0,62 a	2,43 a
ILPF 3	2,00 a	0,57 a	0,41 b	1,57 b
Áreas Naturais				
CA	1,45 c	0,51 a	0,41 b	1,48 b
TCA	2,64 a	0,36 ab	0,48 ab	2,05 a
CRCA	2,77 a	0,40 ab	0,48 ab	2,03 a
MA	1,99 bc	0,43 ab	0,47 ab	1,79 ab
CAR	1,96 bc	0,32 b	0,59 a	2,15 a
CRMA	1,88 bc	0,42 ab	0,48 ab	1,86 ab
CR	2,37 ab	0,43 ab	0,48 ab	1,91 ab

CN I, CN II e CN III = três áreas de Cerrado natural; PDI, PDII, PDIII = três áreas em Plantio direto; PCI, PCII, PCIII = três áreas em plantio convencional; CA = Caatinga nativa; TCA = Transição entre Caatinga e Cerrado; CRCA = Cerrado próximo à área de Caatinga; MA = Mata Atlântica; CAR = Carrasco; CRMA = Cerrado próximo à área de Mata Atlântica; CR = Cerrado *stricto sensu.* Médias seguidas pela mesma letra não diferem pelo teste de Tukey a 5% .
Fonte: A autora, 2017.

4.6 ESPÉCIES DE FMA INDICADORAS

No total, 19 espécies de FMA foram indicadoras de algum sistema cultivado e cerrado adjacente (Tabela 8). Dez espécies foram indicadoras das áreas de Cerrado e *Glomus* sp.2 e *Scutellospora calospora* apresentaram os maiores valores de indicação (IndVal) com 77,8 e 73,2, respectivamente. Cinco espécies foram indicadoras do sistema de plantio direto com *Acaulospora denticulata* apresentando o maior IndVal=84; três espécies de Gigasporales foram indicadoras do sistema de plantio convencional com destaque para *Racocetra coralloidea* que apresentou IndVal igual a 79,7. Considerando as áreas em sistema de ILPF e Cerrado adjacente, apenas *Acaulospora* sp.1 foi considerada indicadora de uma área de Cerrado (IndVal=100).

Nas áreas naturais foram encontradas dez espécies indicadoras, a maioria referida para áreas mais secas e próximas da Caatinga: *Acaulospora foveata* e *Ac. herrerae* foram

indicadoras da área de Cerrado próxima à Mata Atlântica, *Acaulospora scrobiculata* e *Bulbospora minima* da área de Cerrado *stricto sensu*, *Acaulospora* sp. 9 foi indicadora da área de Caatinga, *Cetraspora gilmorei* da área de transição Cerrado-Caatinga e três espécies foram indicadoras da área de Cerrado próximo à Caatinga, com *Fuscutata heterogama* apresentando o maior valor de indicação (IndVal=48,6); *Glomus* sp. 4 foi a espécie indicadora da área de Carrasco; nenhuma espécie foi indicadora da área de Mata atlântica (Tabela 8).

Tabela 8 - Espécies indicadoras das áreas naturais, em ILPF e cultivadas relacionadas ao Cerrado.

	Valor de indicação	valor – *p*
Cerrado natural		
Acaulospora sp. 2	66,7	0,0009****
Bulbospora mínima	44,4	0,0217**
Glomus brohultii	53,7	0,0172**
Gl. glomerulatum	66,4	0,0005****
Gl. macrocarpum	42,4	0,0030***
Glomus sp. 2	77,8	0,0002****
Orbispora pernambucana	66,7	0,0010***
Rhizoglomus clarum	37,7	0,0502*
Sclerocystis sinuosa	33,3	0,0815*
Scutellospora calospora	73,2	0,0007****
Plantio direto		
Acaulospora denticulata	84,0	0,0003****
Acaulospora scrobiculata	63,3	0,0005****
Dentiscutata cerradensis	69,7	0,0005****
Paraglomus occultum	58,2	0,0296**
Sclerocystis coremioides	63,2	0,0012***
Plantio convencional		
Gigaspora margarita	75,9	0,0002****
Racocetra coralloidea	79,7	0,0001****
Ra. fulgida	44,4	0,0236**
Cerrado ILPF		
Acaulospora sp. 1	100	0,0240**
Áreas Naturais		
Caatinga		
Acaulospora sp. 9	50,0	0,0010****
Transição Cerrado-Caatinga		
Cetraspora gilmorei	32,7	0,0020***
Cerrado prox. Caatinga		
Fuscutata heterogama	48,6	0,0010****
Fuscutata rubra	33,3	0,0060***
Sclerocystis taiwanensis	28,0	0,0070***
Carrasco		
Glomus sp. 4	34,7	0,0010****
Cerrado próximo da Mata Atlântica		
Acaulospora foveata	28,1	0,0080***
Acaulospora herrerae	28,1	0,0080***
Cerrado *Stricto sensu*		
Acaulospora scrobiculata	30,8	0,0200**
Bulbospora minima	38,7	0,0010****

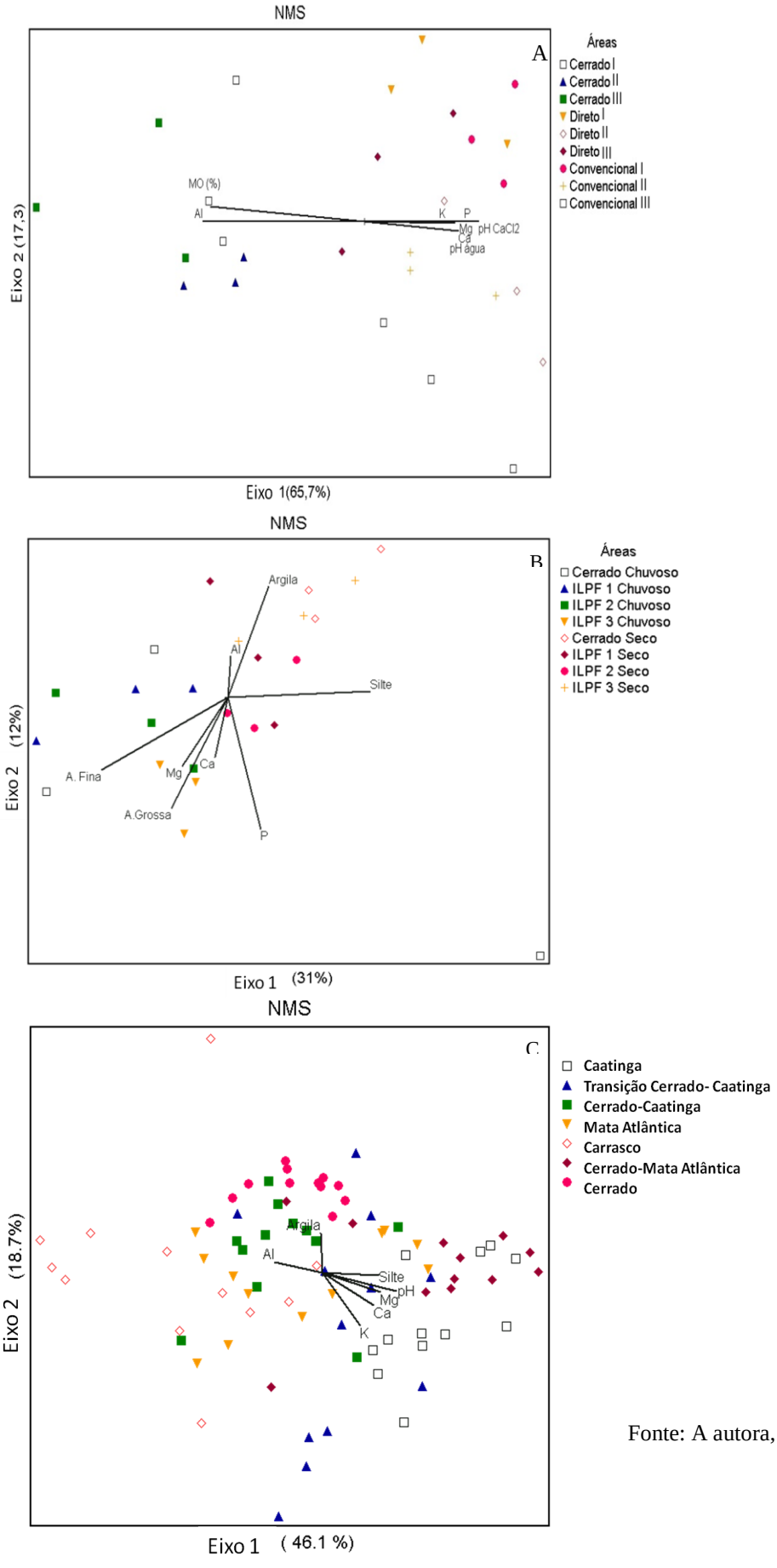
Nível de significância * = $p<0,1$, ** $p<0,05$, *** $p<0,01$, **** $p<0,001$. Fonte: A autora, 2017.

4.7 COMPOSIÇÃO DE ESPÉCIES DE FMA NAS ÁREAS ESTUDADAS

Com base em PERMANOVA não houve diferença estatística das comunidades de FMA entre as áreas naturais de Cerrado e cultivadas, bem como entre as áreas sob ILPF e naturais de Cerrado; contudo, a composição de comunidades de FMA diferiu entre a maioria das áreas naturais estudadas, com exceção das áreas de Caatinga e o Cerrado adjacente à Mata Atlântica que possuem comunidades de FMA similares; e as áreas de Cerrado adjacente a Caatinga, onde a comunidade de FMA foi semelhante à da área de Mata Atlântica (Figura 7).

Apenas atributos químicos do solo foram relacionados a composição de comunidades de FMA registradas em amostras das áreas naturais de Cerrado e cultivadas tradicionalmente, como o pH, os conteúdos de potássio, fósforo, magnésio, cálcio e cloreto de cálcio relacionados com as áreas cultivadas, enquanto os teores de matéria orgânica do solo e alumínio associados as áreas naturais (Figura 7A). Atributos químicos e físicos foram estruturadores das comunidades de FMA registradas sob ILPF (Figura 7B). Atributos químicos e físicos também foram associados a composição de comunidades de FMA nas áreas naturais de Cerrado, Caatinga, Mata Atlântica (Figura 7C).

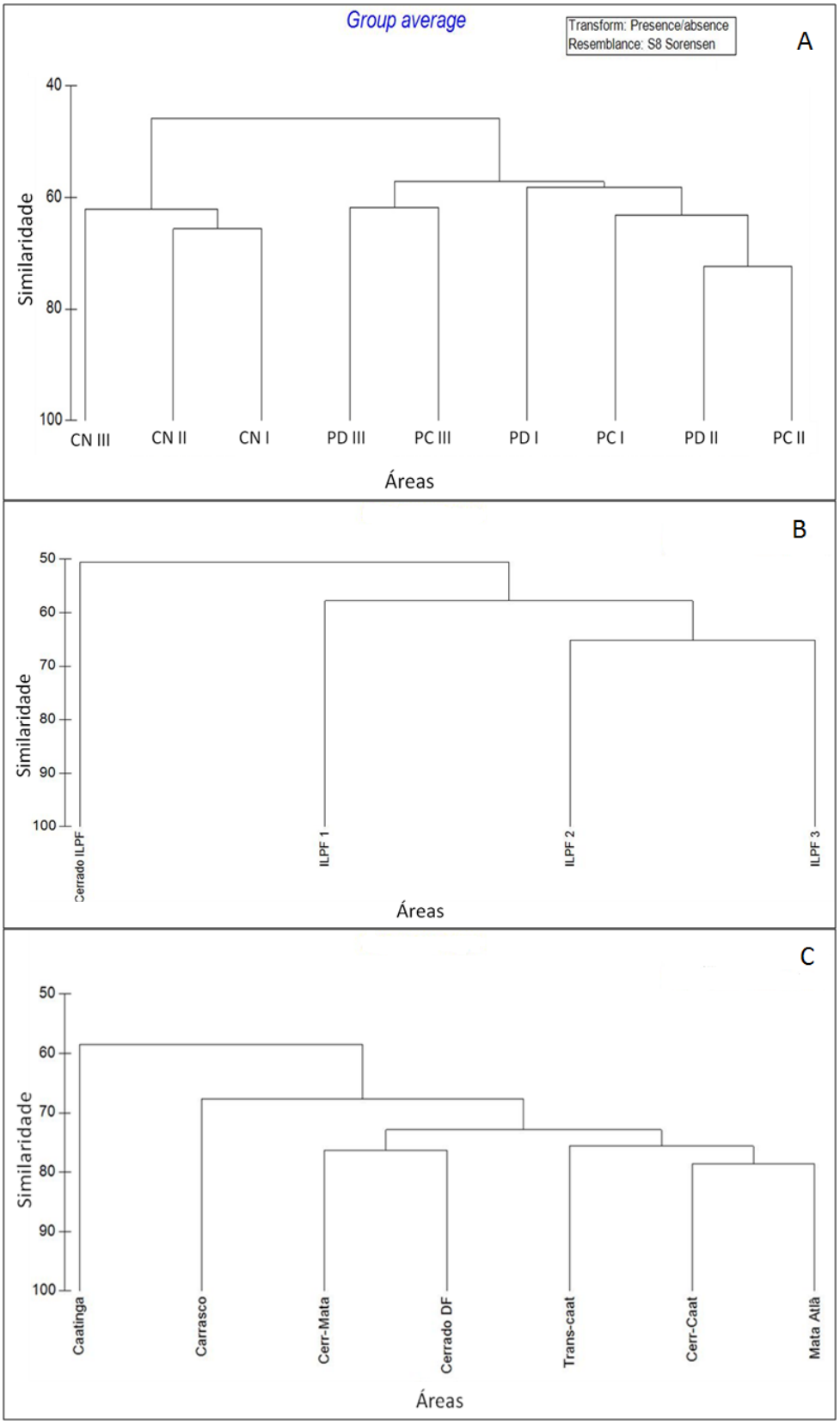
Figura 7 –NMS baseado na composição das espécies de fungos micorrízicos arbusculares correlacionadas com as propriedades físicas e químicas de amostras de solo. A- áreas cultivadas tradicionalmente, B-áreas em sistema ILPF, C-áreas com fitofisionomias naturais relacionadas ao cerrado. * K: Potássio, Mg: Magnésio,Ca: Cálcio, MO: Matéria Orgânica, Al: Alumínio.



Fonte: A autora, 2017.

Segundo o índice de similaridade de Sørensen, as comunidades de FMA das áreas cultivadas em plantio direto e convencional com idade intermediária foram as mais similares entre si (72%); entre áreas de Cerrado natural a similaridade variou de 61 a 65%, formando um agrupamento a parte das áreas cultivadas. Entre as demais áreas cultivadas a similaridade das comunidades de FMA variou de 46 a 69% (Figura 8A). Nas áreas em ILPF a similaridade das comunidades variou de 50 a 65%; as áreas em sistema de ILPF2 e ILPF3 apresentaram comunidades 65% similares (Figura 8B). Nos ecossistemas naturais relacionados ao Cerrado foram observadas comunidades apresentando de 58 a 78% de similaridade, com a maior similaridade entre as comunidades registradas nas áreas de Mata e Cerrado próximo à Caatinga. As comunidades de FMA identificadas nas amostras de Cerrado próximo à Mata e de Cerrado *stricto sensu* apresentaram 76% de similaridade, enquanto as comunidades de FMA em amostras de Carrasco e a Caatinga foram menos similares apresentando 67 e 58% de similaridade, respectivamente (Figura 8C).

Figura 8 - Dendrograma baseado no índice de Sørensen representando a similaridade de espécies de fungos micorrízicos arbusculares, entre as áreas estudadas. A- áreas cultivadas tradicionalmente, B-áreas em sistema ILPF, C-áreas com fitofisionomias naturais relacionadas ao cerrado.



* CN I, CN II e CN III = três áreas de Cerrado natural; PDI, PDII, PDIII = três áreas em Plantio direto; PCI, PCII, PCIII = três áreas em plantio convencional; Cerr-Mata: Cerrado adjacente a Mata Atlântica, Trans-Caat: Transição entre Cerrado e Caatinga, Cerr-Caat: Cerrado adjacente a Caatinga. Fonte: A autora, 2017.

5 DISCUSSÃO

5.1 ATRIBUTOS DO SOLO E DENSIDADE DE GLOMEROSPOROS

Apenas os atributos químicos do solo diferiram nas áreas naturais em comparação com os cultivos diretos e convencionais, com os maiores valores de matéria orgânica (MO) e alumínio (Al) nos solos das áreas naturais e os maiores valores de fósforo (P) e outros nutrientes nos solos das áreas cultivadas. Com a perda de matéria orgânica e a elevação do nível de nutrientes no solo os propágulos dos FMA tendem a diminuir (MURUGAN; KOCH; JOERGENSEN, 2014).

Nas áreas cultivadas com plantio convencional houve nas duas coletas, redução na densidade de esporos de FMA relacionada com a intensidade de cultivo. Comparando-se, com o Cerrado natural, este sempre apresentou maior número de esporos, seguido do plantio direto, com o menor valor no cultivo convencional. É possível que o preparo do solo para cultivo tenha um impacto negativo na produção de propágulos de FMA, principalmente em áreas de plantio convencional, onde a rede de hifas é rompida, dificultando a esporulação (SHENG et al., 2013; HU et al., 2015). Segundo Alguacil et al. (2008), o plantio direto pode favorecer a germinação dos esporos e elevada produção de inóculo, e incrementar tanto a colonização quanto o número de propágulos (WANG; WANG; WU, 2016). Outros autores encontraram o mesmo padrão em cultivos de milho (CASTELLI et al., 2014) e soja (SHENG et al., 2013) com o cultivo intensivo reduzindo a densidade de glomerosporos.

Nas áreas cultivadas, a densidade de esporos de FMA foi reduzida no período seco, possivelmente devido à baixa densidade de plantas nas áreas, pois a coleta se deu no período entre safra, e o cultivo da soja ocorre no verão (período chuvoso) (CARVALHO et al., 2004; CAETANO et al., 2013). Assim, a redução de hospedeiros expõem as áreas à insolação, com pouca vegetação de cobertura, e a esporulação tende a diminuir (RAMOS et al., 2012), reduzindo os propágulos de FMA (TRUBER et al., 2009).

Nas áreas cultivadas em sistema de ILPF não houve diferenças nos atributos do solo; enquanto que os solos sob ILPF apresentaram maior pH em relação aos solos de Cerrado natural. A densidade de glomerosporos também não diferiu entre as áreas, possivelmente devido à melhoria da estrutura do solo pelo sistema em ILPF. Segundo Vilela et al. (2011), esse sistema beneficia as propriedades químicas e biológicas do solo, incrementa a reposição dos níveis de MO e favorece a penetração das raízes no solo, contribuindo para maior diversidade biológica (SANDERSON et al., 2013).

Nas áreas com fitofisionomias naturais os maiores valores de MO, P, Mg e Ca foram encontrados nas áreas de Caatinga e a estas relacionadas, enquanto os valores nutricionais mais baixos foram registrados nas áreas de Mata Atlântica e Cerrado *stricto sensu* no DF, distante das zonas de transição. O mesmo padrão ocorreu para a densidade de glomerosporos, com os valores reduzidos das áreas mais secas para as mais úmidas. Silva et al. (2014) também observaram maior esporulação em área de caatinga em relação a áreas de transição e de mata úmida, com maiores valores ocorrendo na estação seca, em estudo desenvolvido em um gradiente vegetacional no semiárido. Os esporos de FMA são estruturas de resistência e os fungos tendem a esporular mais em situações de estresse; na Caatinga, de modo geral maior esporulação ocorre no período seco (MAIA et al., 2010).

Com relação aos Cerrados naturais, não houve diferença na densidade de esporos de FMA entre os períodos, porém alguns autores mencionam que em savanas tropicais a densidade de esporos é maior no período chuvoso como observamos nas áreas de Cerrado adjacentes aos cultivos de soja (DODD et al., 1990; MIRANDA; FIALHO; MIRANDA, 2005).

5.2 RIQUEZA DE ESPÉCIES DE FMA EM DIFERENTES AGROECOSSISTEMAS

Assim como a densidade de esporos, a riqueza de espécies de FMA foi reduzida com a intensidade do cultivo; considerando apenas as áreas cultivadas, foi registrada maior riqueza de FMA em solos sob cultivo direto, seguida pelas áreas de plantio convencional e também foi observada uma redução da riqueza de FMA no período seco. Da mesma forma que o cultivo intensivo interfere na densidade de esporos, práticas agrícolas também afetam diretamente a riqueza de espécies de FMA (PEREIRA et al., 2014).

Cultivos convencionais podem impactar as comunidades microbianas, alterando as propriedades físico-químicas do solo (MURUGAN; KOCH; JOERGENSEN, 2014; MATHEW et al., 2012) e gerando perda de propágulos de FMA; enquanto, o cultivo direto beneficia os níveis de matéria orgânica do solo e as comunidades microbianas, incluindo os FMA (DAI et al., 2015; MATHEW et al., 2012). Resultados semelhantes foram observados em estudos em agrossistemas, onde foi registrada redução da riqueza de espécies de FMA relacionada ao solo sob cultivo intensivo (BRITO et al., 2012; ANGELINI et al., 2012), ao longo tempo de cultivo (ASSIS et al., 2014) e longo tempo de fertilização; que influenciam negativamente a diversidade de FMA (SHENG et al., 2013).

A riqueza de espécies de FMA e o número de glomerosporos foram não diferiram entre as áreas em ILPF e as áreas naturais de Cerrado demonstrando que as práticas empregadas no sistema ILPF contribuem para a manutenção de espécies e propágulos de FMA. Segundo Miranda et al. (2005), os sistemas em ILPF promovem maior diversidade de espécies de FMA em relação aos cultivos tradicionais.

Maiores valores de riqueza de espécies de FMA foram observados nas áreas naturais de transição Cerrado-Caatinga, Cerrado próximo da Caatinga e Cerrado distante das zonas transicionais; os valores nesses locais variaram de 45 a 52 espécies, o que é praticamente o dobro do encontrado nas áreas cultivadas tradicionalmente e em ILPF. Isso mostra que quanto maior a intensidade do uso da terra, menor a riqueza de espécies de FMA, como observado por Fernandes et al. (2016). Em savanas tropicais, a população de FMA pode ser reduzida pelo pisoteio pesado de animais em sistema de ILPF (VILELA et al., 2011).

Neste estudo foram registrados menores valores de densidade de glomerosporos e riqueza de espécies de FMA nas áreas de Mata Atlântica, Caatinga e Carrasco, quando comparadas as áreas transicionais, esse resultado pode estar relacionado com maior estabilização dessas áreas como encotrado por Silva et al. (2014) em floresta úmida. Silva et al. (2014) encontraram baixa esporulação nas áreas mais estáveis, e menor riqueza de espécies de FMA, esses resultados podem estar relacionados, pois os esporos de FMA são as principais estruturas utilizadas para identificação morfológica das espécies.

Foi obervado que a maior riqueza de espécies foi encontrada nas áreas naturais, seguinda pelas áreas cultivadas e por fim o ILPF, como mostrado pela curva de acunulação de espécies (Figura 6). Esses valores estão possivelmente relacionados ao número de amostras realizada em cada uma das áreas, qunato mais amostras e coletas realizamos na área maiores são as chances de aumentar o número de espécies de FMA encontradas.

5.3 ESPÉCIES DE FMA DOMINANTES, FREQUENTES E RARAS

Observando a composição geral de FMA, os gêneros mais frequentes foram *Acaulospora* e *Glomus*. Em áreas secas e com abundância de leguminosas (SILVA et al., 2014; LOVELOCK; ANDERSEN; MORTON, 2003) têm sido registrada a predominância do gênero *Acaulospora* como também foi observado no presente estudo. A espécie mais dominante nas amostras de solo das áreas cultivadas e naturais de Cerrado foi *Glomus macrocarpum*, considerado de ampla frequência e classificado como generalista, ocorrendo em várias áreas desde Cerrado natural e campos rupestres, até em áreas experimentais e de

Caatinga impactada (FERREIRA; CARNEIRO; SAGGIN-JUNIOR, 2012; MERGULHÃO et al., 2010). Outras espécies dominantes em todas as áreas foram *Glomus brohultii* e *Glomus glomerulatum.* Esta última espécie é amplamente distribuída em áreas de Cerrado (JOBIM; OLIVEIRA; GOTO, 2016), porém *Glomus brohultii*, que tem sido relatado em diferentes biomas, está sendo registrado pela primeira vez para o Cerrado (PEREIRA et al., 2014; JOBIM; OLIVEIRA; GOTO, 2016). *Scutellospora calospora, Orbispora pernambucana* e *Bulbospora minima* foram encontradas exclusivamente em áreas naturais de Cerrado e nos outros biomas relacionados; *Scutellospora calospora* já foi registrada em áreas de Cerrado natural, campos rupestres e estações experiementais (JOBIM; OLIVEIRA; GOTO, 2016); enquanto, *O. pernambucana* e *B. minima* foram descritas de áreas naturais de Mata Atlântica e Caatinga, respectivamente (SILVA et al., 2008; MARINHO et al., 2014) e só foram citadas para áreas naturais (JOBIM; OLIVEIRA; GOTO, 2016; SILVA et al., 2012) indicando que, possivelmente, essas espécies são sensiveis às praticas de manejo do solo, até mesmo em sistemas pouco impactantes como ILPF.

Nos locais de produção de soja em plantio direto, as espécies dominantes foram: *Acaulospora mellea*, *Ac. scrobiculata*, *Glomus macrocarpum* e *Paraglomus occultum*. Estudos têm demonstrado que *Ac. scrobiculata* é comumente encontrada em áreas de Cerrado nativo e cultivado (Miranda, 2008); espécies glomóides são favorecidas pelo plantio direto, pois o micélio fúngico, que é a principal fonte de propágulo destes fungos, é mantido intacto (SCHALAMUK e CABELLO, 2010).

Nas áreas de plantio convencional, *Gigaspora margarita* e *Racocetra coralloidea* foram as espécies dominantes e *Ra. fulgida* foi encontrada exclusivamente nestes ecossistemas agrícolas. Observa-se que dominam nas áreas de plantio convencional espécies gigasporóides, que produzem esporos grandes, com bulbo suspensor, e hifas grossas e bem desenvolvidas; essas espécies são comumente encontradas em locais mais arenosos (LEKBERG et al., 2007). É possível que o revolvimento do solo para o plantio convencional tenha beneficiado o estabelecimento dessas espécies pela melhor aeração; além disso, não dependem tanto do micélio externo para colonização do hospedeiro e seu desenvolvimento (HART; READER, 2004). O plantio direto a longo prazo pode causar alguns problemas, tal como a compactação da superfície do solo, e fornecimento limitado de O_2 para os micro-organismos (ÁLVARO-FUENTES et al., 2008); assim, o plantio direto pode favorecer espécies com esporos menores e hifas finas como acaulosporóides e glomóides, não beneficiando as espécies gigasporóides.

Ambispora appendicula foi dominante apenas na áreas em ILPF; essa espécie é comumente encontrada em ecossistemas de Cerrado, com ampla frequência em campos de pastagem com diferentes altitudes (COUTINHO et al., 2015). Na região Amazônica, *Am. appendicula* foi mais frequente em áreas de pastagem do que em floresta (LEAL; SIQUEIRA; STÜRMER, 2013), assim, a dominância dessa espécie é relacionada a preferência por pastagens.

Acaulospora mellea, *Gigaspora margarita*, *Dentiscutata cerradensis* e *Funneliformis halonatus* foram dominantes nas áreas de Cerrado natural e biomas relacionados. Este constitui o primeiro registro de *F.halonatus* para o Cerrado (JOBIM; OLIVEIRA; GOTO, 2016), enquanto *D. cerradensis* foi descrita a partir de amostras coletadas em áreas de Cerrado; ambas foram referidas apenas para áreas naturais (Miranda, 2008). *Acaulospora mellea* e *Gi. margarita* são frequentemente encontradas em diferentes ecossistemas de Cerrado (JOBIM; OLIVEIRA; GOTO, 2016).

Dezenove espécies registradas nas áreas cultivadas e em ILPF e 37 espécies identificadas nas áreas naturais de cerrado apresentaram baixa frequência, podendo ser consideradas raras. As espécies raras ou de baixa frequência podem estar no ambiente de outras formas, colonizando raízes, ou no micélio externo, formando células auxiliares. Essas espécies que se mostram raras, podem ter sido inibidas por uma comunidade melhor estabelecida de FMA, ou fizeram parte do ambiente em outro momento, quando as condições eram ideais para seu desenvolvimento (CARRENHO; TRUFEM; BONONI, 2001). Há indícios de que cultivos podem selecionar espécies de FMA pouco eficientes e com alto grau de esporulação (MOREIRA; SIQUEIRA, 2006). Algumas espécies foram consideradas exclusivas, destas um elevado número não ocorreu nas áreas cultivadas, demonstrando que, possivelmente, as espécies de FMA são sensíveis às práticas agrícolas, como observado por Assis et al. (2014); estes autores registraram maior número de espécies exclusivas em áreas naturais do que em áreas agrícolas e observaram que, com o cultivo, parte dessas espécies pode ser perdida, confirmando com os resultados encontrados no presente trabalho com grande número de espécies exclusivas nas áreas naturais, das quais muitas não foram observadas nas áreas cultivadas, o que demostra a importância da preservação das áreas naturais.

5.4 ÍNDICES DE DIVERSIDADE DE FMA

Assim como a riqueza de espécies de FMA, o índice de diversidade de Margalef foi maior nas três áreas de Cerrado, do que nas áreas cultivadas tradicionalmente. Como este índice leva em consideração a riqueza e a mesma foi reduzida com o cultivo, os índices também foram menores nessas áreas. Segundo alguns estudos, a riqueza é reduzida com o cultivo intensivo do solo (BRITO et al., 2012; ANGELINI et al., 2012). No geral, as áreas naturais apresentaram os maiores valores de dominância de Simpson, enquanto maior equitabilidade foi registrada nas áreas cultivadas. Desse modo, registrou-se redução da diversidade de Shannon nas áreas naturais em comparação com as cultivadas, pois este índice considera tanto a riqueza de espécies como sua distribuição. A diversidade de FMA, medida pelo índice de Shannon, foi beneficiada pelo cultivo. Para Hu et al. (2015), o plantio direto pode contribuir para a manutenção da diversidade de FMA; enquanto para Sheng et al. (2013) longo tempo de fertilização reduz tanto a riqueza como a diversidade de FMA.

Observando apenas as áreas naturais, os valores de Shannon foram maiores nas áreas de Carrasco e transição Caatinga-Cerrado e Cerrado relacionado à Caatinga. O mesmo foi mencionado por Silva et al. (2014), que registraram maior diversidade em área transicional e menor nas áreas de floresta úmida, indicando a influencia do ambiente nas comunidades de FMA. As áreas transicionais entre domínios florísticos como o Carrasco tendem a apresentar maiores valores de diversidade, com base no índice de Shannon, devido à mistura de espécies vegetais nessas áreas (SALGADO et al., 1981 apud. OLIVEIRA et al., 1997); essa influencia também pode ser observada para as comunidades de FMA.

5.5 ESPÉCIES INDICADORAS DE FMA

No total, 29 espécies de FMA foram reveladas como indicadoras para cada um dos ecossistemas. Os Cerrados têm o maior número de espécies indicadoras (10); cinco espécies são indicadoras para os sistemas de plantio direto e três espécies de Gigasporales são indicativas de sistemas de plantio convencional. Segundo Silva et al. (2015), as espécies indicadoras mostram que os ambientes no qual ocorrem apresentam condições ideais para o seu crescimento, ou que estas espécies foram mais competitivas nesses locais, adaptando-se bem às condiçoes. No entanto, algumas espécies como *Acaulospora scrobiculata*, *Glomus macrocarpum*, *Glomus glomerulatum* e *Gigaspora margarita*, embora indicativas de algumas áreas, são de ocorrência generalista como também observado por Silva et al. (2014).

Nas áreas em cultivo convencional duas espécies foram consideradas indicadoras *Racocetra coralloidea* e *Ra*. *fulgida* que também foram as espécies dominantes. Essas espécies, cujos esporos têm formação gigasporóide, são menos sensíveis a práticas agrícolas como o revolvimento do solo (HART; READER, 2004).

Bulbospora minima, *Orbispora pernambucana* e *Scutellospora calospora*, encontradas apenas nas áreas naturais de Cerrado s*tricto sensu* podem ser consideradas indicadoras de ambientes naturais já que elas não tem sido registradas em áreas cultivadas ou impactadas. Possivelmente, a estabilidade ou equilíbrio das áreas naturais permitem as espécies citadas ocupar nichos específicos (SILVA et al., 2015).

5.6 COMPOSIÇÃO DE ESPÉCIES FMA NOS ECOSSISTEMAS

Com base na análise de comunidades de FMA foram formados dois grupos: um representado com as amostras de Cerrado nativo e outro por amostras das áreas sob cultivos. Assim, o fator determinante para o agrupamento das espécies de FMA foi a vegetação e o tipo de manejo encontrado no ambiente como também observado em outros estudos (OEHL et al., 2003; FERREIRA; CARNEIRO; SAGGIN-JUNIOR, 2012; TRESEDER; TURNER, 2007). Avio et al. (2013) observaram que o fator determinante para a esporulação e a composição da comunidade de FMA foi a prática de plantio direto.

As áreas em ILPF não diferiram na análise multivariada e foram 50% similares ao Cerrado natural, mostrando que esse tipo de sistema consegue recuperar grande parte da comunidade de FMA presente nas áreas naturais. Possivelmente, a heterogeneidade vegetacional, baixa fertilidade e baixo pH do solo nos sistemas ILPF contribuem para a manutenção de espécies e comunidades de FMA (LISBOA et al., 2014).

As comunidades de FMA diferiram na maioria das fitofisionomias relacionadas ao Cerrado. As áreas de Carrasco foram mais correlacionadas às áreas de Cerrado do que às áreas de Caatinga; o mesmo foi observado por Araújo et al. (1998b) em estudo sobre comunidades vegetais. O Carrasco é caracterizado por apresentar vegetação própria, porém muitas espécies que ocorrem nesse ecossistema também estão presentes no Cerrado, o que deve ter contribuído para as relações entre as comunidades de FMA (ARAÚJO et al., 1998a).

O presente trabalho é pioneiro, realizado em plantio a longo prazo com mais de 30 anos e com fitofisionomias naturais de Cerrado e biomas relacionados. Comprovou-se que a fertilização a longo prazo reduz a riqueza e a diversidade de FMA como também observado em outras pesquisas (ASSIS et al., 2014; SHENG et al., 2013). Assim, novas alternativas

devem ser empregadas para tentar recuperar a diversidade de FMA (ALGUACIL et al., 2008), como, por exemplo, empregar sistema em ILPF ou sistemas relacionados que parecem ser menos impactante para os FMA uma vez que foi observado neste estudo que não houve diferença dos índices ecológicos entre as áreas em ILPF e Cerrado natural. Porém, essas alternativas são formas de minimizar os impactos gerados pelos sistemas de cultivo tradicional, e de forma nehuma podem substituir a vegetação original, que possui grande número de espécies exclusivas, as quais são sensíveis às práticas de manejo do solo.

Três espécies de FMA foram descritas em áreas de Cerrado, *Cetraspora auronigra*, *Dentiscuta cerradensis* e *Paraglomus brasilianum*. *Cetraspora auronigra* foi descrita de campos rupestres ferruginosos, enquanto *D. cerradensis* e *P. brasilianum* foram descritos de áreas com Latossolo Vermelho argiloso e culturas anuais, como a soja em pastagem com capim-braquiária (LIMA et al., 2014; MIRANDA, 2008). O presente trabalho contribuiu com descrição de uma nova espécie de FMA *Acaulospora spinulifera* (PONTES et al., 2017) e pelo menos três espécies de FMA estão sendo multiplicadas para a realização de análises moleculares e comprovação de possíveis espécies novas para a ciência, o que mostra o potencial das áreas de Cerrado, mesmo quando estão sendo convertidas para agrossistemas.

As culturas armadilha foram importantes para recuperação de espécies que não estavam esporulando em amostras coletadas diretamente no campo. Neste estudo houve um acréscimo de 14 espécies de FMA que não haviam sido recuperadas das áreas em condições de campo. Observa-se a importância das culturas armadilha para estudos de ecologia e diversidade de FMA com o propósito de estimular a esporulação de espécies que poderiam estar colonizando raízes por meio de outros propágulos (SALE et al., 2015). Estudos anteriores demonstram um registro de 103 espécies de FMA para o Bioma Cerrado (MIRANDA, 2008; SOUZA et al., 2010; ANGELINI et al., 2012; CARVALHO et al. 2012; FERREIRA; CARNEIRO; SAGGIN-JUNIOR, 2012, 2012; ASSIS et al., 2014, CARNEIRO et al. 2015; COUTINHO et al. 2015; JOBIM; OLIVEIRA; GOTO, 2016; FERNANDES et al., 2016). Com o presente trabalho 16 espécies representam novos registros para o bioma: *Acaulospora spinosissima*, *Ac. spinulifera*, *Ac. sieverdingii*, *Bulbospora minima*, *Dentiscutata hawaiensis*, *Diversispora eburnea*, *Funneliformis halonatus*, *Fuscutata aurea*, *Glomus ambisporum*, *Gl. brohultii*, *Gl. hyderabadensis*, *Intraornatospora intraornata*, *Racocetra alborosea*, *Ra. undulata*, *Rhizoglomus irregulare*, *Rh. natalensis e Sclerocystis taiwanensis*. Destas, *Glomus hyderabadensis* é registrada pela primeira vez para o Brasil e *Acaulospora spinulifera* é o primeiro registro para a ciência, foi encontrada tanto nas áreas naturais de Cerrado, Carrasco e Mata Atlântica, como no cultivo de soja mais antigo e sob plantio direto.

Com esta atualização, o número de espécies de FMA registradas para o bioma Cerrado passa para 119, demonstrando a relevância taxonômica deste estudo, e a importância das áreas de Cerrado como reservatórios de diversidade de FMA.

6 CONSIDERAÇÕES GERAIS

- O Cerrado possui elevada diversidade de espécies de FMA, abrigando cerca de 45% da riqueza mundial. Este trabalho possibilitou um novo registro para a ciência (*Acaulospora spinulifera*) e 16 novos registros de FMA para o Bioma, indicando a importância de conhecer melhor a microbiota do solo.
- As áreas transicionais (Cerrado-Caatinga; Cerrado-Mata) também abrigam grande diversidade de espécies de FMA, possivelmente, devido à heterogeneidade vegetacional encontrada nessas áreas.
- A conversão da vegetação natural de Cerrado em plantio de longa duração (mais de 30 anos) leva à redução da densidade de glomerosporos e da riqueza de espécies de FMA.
- O cultivo de forma reduzida, como no plantio direto e em sistema de integração lavoura-pecuária-floresta, contribui para manutenção da diversidade de FMA.
- O revolvimento adequado do solo como ocorre no plantio convencional pode favorecer o estabelecimento de espécies de gigasporales pela maior aeração do solo.
- O tipo de manejo do solo e a vegetação são fatores determinantes na composição das comunidades de FMA, favorecendo o aparecimento de populações especificas e adaptadas ao ambiente.
- Formas de minimizar os impactos gerados pelos sistemas agrícolas tradicionais são válidas para a manutenção da biodiversidade, mas nenhuma delas, mesmo que menos impactantes, pode substituir a vegetação e a microbiota original de Cerrado com a infinita beleza e riqueza de espécies, muitas exclusivas, que apresenta.

REFERÊNCIAS

ALBUQUERQUE FILHO, M. R. et al. **Preparo convencional do solo**. Disponível em: <http://www.agencia.cnptia.embrapa.br/gestor/milho/arvore/CONTAG01_32_592005235.html.> Acesso em: 15 dez. 2016.

ALGUACIL, M. M. et al. The Impact of tillage practices on arbuscular mycorrhizal fungal diversity in subtropical crops the impact of tillage practices on arbuscular mycorrhizal fungal diversity in subtropical crops. **Ecological Applications,** v. 18, n. 2, p. 527–536, 2015.

ÁLVARO-FUENTES, J. et al. Tillage and cropping intensification effects on soil aggregation: temporal dynamics and controlling factors under semiarid conditions. **Geoderma**, v. 145, n. 3–4, p. 390–396, 2008.

AMORIM, S. M. C.; PAIM, A. C. B.; SILVA, M. G. Efeito do déficit hídrico sobre a colonização endomicorrízica em duas espécies vegetais típicas da região semi-árida do Nordeste. **Revista de Biotecnologia, Ciência e Desenvolvimento**, n. 33, p. 23–26, 2004.

ANDRADE, L. R. M. et al. Disponibilidade de K de rochas em silicáticas para plantas de soja inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares (FMA). **Embrapa Cerrados, Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento**, p.1–21, 2011.

ANGELINI, G. A. R. et al. Colonização micorrízica, densidade de esporos e diversidade de fungos micorrízicos arbusculares em solo de Cerrado sob plantio direto e convencional. **Semina:Ciencias Agrarias**, v. 33, n. 1, p. 115–130, 2012.

ARAÚJO, F.S. **Estudos fitogeograficos do carrasco no nordeste do Brasil.** 97f. Tese (Dourorado) – Universidade Estadual de Campinas, 1998.

ARAÚJO, F. S. et al. Composição florística da vegetação de carrasco, Novo Oriente, CE. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 21, n. 2, p. 105–116, 1998a.

ARAÚJO, F. S. et al.. Organização comunitária do componente lenhoso de três áreas de Carrasco em Novo Oriente-CE. **Revista Brasileira de Biologia** v. 58, n.1, p. 85–95, 1998b.

ARAÚJO, F. S.; MARTINS, F. R. Fisionomia e organização da vegetação do Carrasco no planalto da Ibiapaba, estado do Ceará. **Acta Botânica Brasilica**, v. 13, n. 1, p. 1–13, 1999.

ARAÚJO, F. S.; MARTINS, F. R.; SHEPHERD, G. J. Variações estruturais e florísticas do carrasco no planalto da Ibiapaba, estado do Ceará. **Revista Brasileira de Biologia**, v. 59, n. 4, p. 663–678, 1999.

ARAÚJO, M. S. B.; SAMPAIO, E. V. S. B.; SILVEIRA, M. M. L. 2008. Estoque de fósforo em solos do Semi-árido de Pernambuco. In: MENEZES, R.S.C.; SAMPAIO, E.V.S.B.; SALCEDO, I.H. (eds.). **Fertilidade do solo e produção de biomassa no semiárido**, Recife, Editora Universitária UFPE, 2008. p. 123–140.

ARMADA, E. et al. Autochthonous arbuscular mycorrhizal fungi and *Bacillus thuringiensis* from a degraded Mediterranean area can be used to improve physiological traits and performance of a plant of agronomic interest under drought conditions. **Plant Physiology and Biochemistry**, v. 90, p. 64–74, 2015.

ASSIS, P. C. R. et al. Fungos micorrízicos arbusculares em campos de Murundus após a conversão para sistemas agrícolas no cerrado. **Revista Brasileira de Ciencia do Solo**, v. 38, n. 6, p. 1703–1711, 2014.

ATENTOEMPAZ. 2011. **Soja: História Tendências Virtudes.** Funcionais e Nutracêuticos. Disponível em: <http://www.insumos.com.br/funcionais_e_nutraceuticos/materias/76.pdf.> Acesso em: 15 dez. 2014.

AVIO, L. et al. Impact of nitrogen fertilization and soil tillage on arbuscular mycorrhizal fungal communities in a Mediterranean agroecosystem. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 67, p. 285–294, 2013.

BALOTA, E. L. et al. Response of arbuscular mycorrhizal fungi in different soil tillage systems to long-term Swine Slurry application. **Land Degradation and Development**, v. 27, n. 4, p. 1141–1150, 2016.

BARBOSA, M. R. V.; THOMAS, W. W. Biodiversidade, conservação e uso sustentável da Mata Atlântica do Nordeste. IN: ARAÚJO, E. L.; MOURA, A. N.; SAMPAIO, E. V. S. B.; GESTINARI, L. M. S.; CARNEIRO, J. M. T. (eds.), **Biodiversidade, conservação e uso sustentável da flora do Brasil.** Recife, Sociedade Botânica do Brasil, 2002. p.19–22.

BARCELLOS, A. O. Sistemas extensivos e semi-intensivos de produção: pecuária bovina de corte nos cerrados. In: PEREIRA, R. C.; NASSER, L. C. B. (eds.). **Biodiversidade e produção sustentável de alimentos e fibras nos Cerrados**. VIII Simpósio sobre o Cerrado. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 1996. p. 130–136.

BAUM, C.; EL-TOHAMY, W.; GRUDA, N. Increasing the productivity and product quality of vegetable crops using arbuscular mycorrhizal fungi: A review. **Scientia Horticulturae**, v. 187, p. 131–141, 2015.

BERTOL, O. J. et al. Desempenho de mecanismos sulcadores de semeadura sob condição de preparo reduzido do solo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 21, p. 257–262, 1997.

BŁASZKOWSKI, J. et al. Two new genera, *Dominikia* and *Kamienskia*, and *D. disticha* sp. nov. in Glomeromycota. **Nova Hedwigia**, v.1, p. 225–238, 2014.

BLASZKOWSKI, J. **The Glomeromycota**. 1rd edition, W. Szafer Institute of Botany: Polish Academy of Sciences, 2012.

BONFIM, J. A. et al. Fungos micorrízicos arbusculares (FMA) e aspectos fisiológicos em cafeeiros cultivados em sistema agroflorestal e a pleno sol. **Bragantia**, v. 69, n. 1, p. 201–206, 2010.

BORTOLETI JUNIOR, A. et al. A importância do plantio direto e do plantio convencional e as suas relações com o manejo e conservação do solo. *Revista* **Conexão Eletrônica**, v.12, n. 1, p. 1–11, 2015.

BOUR, R.; ZAHER, H. A new species of mesoclemmys, from the open formations of Northeastern Brazil (Chelonii, Chelidae). **Papéis Avulsos de Zoologia,** v. 45, n. 24, p. 295–311, 2005.

BRITO, I. et al. Impact of tillage system on arbuscular mycorrhiza fungal communities in the soil under Mediterranean conditions. **Soil and Tillage Research**, v. 121, p. 63–67, 2012.

BROWER, J.E.; ZAR, J.H. **Field & Laboratory Methods for General Ecology**. 2rd edition, Dubuque: Wm C Brown Publishers, 1984.

CAETANO, J. O. et al. Dinâmica da matéria orgânica de um neossolo quartzarênico de cerrado convertido para cultivo em sucessão de soja e milheto. **Revista Brasileira de Ciencia do Solo**, v. 37, n. 5, p. 1245–1255, 2013.

CAMARA, R. K.; KLEIN, V. A. Escarificação em plantio direto como técnica de conservação do solo e da água. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 29, n. 5, p. 789–796, 2005.

CARNEIRO, M. A. C. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi in soil aggregates from fields of "murundus" converted to agriculture. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 50, n. 4, p. 313–321, 2015.

CARRENHO, R.; TRUFEM, S.; BONONI, V. Fungos micorrízicos arbusculares em rizosferas de três espécies de fitobiontes instaladas em área de mata ciliar revegetada. **Acta Botanica Brasilica**, v. 15, n. 1, p. 115–124, 2001.

CARVALHO, F. et al. The mosaic of habitats in the high-altitude Brazilian rupestrian fields is a hotspot for arbuscular mycorrhizal fungi. **Applied Soil Ecology**, v. 52, n. 1, p. 9–19, 2012.
CARVALHO, M. A. C. et al. Soja em sucessão a adubos verdes no sistema de plantio direto e convencional em solo de Cerrado. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 39, n. 11, p. 1141–1148, 2004.
CARVALHO, V. G. C. **Diversidade de fungos do solo da Mata Atlântica**. 204 f. Tese (Doutorado) – Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, 2012.
CASTELLI, M. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi diversity in maize under different soil managements and seed treatment with fungicide. **Journal of Food, Agriculture and Environment**, v. 12, n. 2, p. 486–491, 2014.
CHAPIN, F. S. et al. Consequences of changing biodiversity. **Nature**, v. 405, n. 6783, p. 234–42, 2000.
CHAVES, E. M. F.; BARROS, R. F. M. Diversidade e uso de recursos medicinais do carrasco na APA da Serra da Ibiapaba, Piauí, Nordeste do Brasil. **Revista Brasileira de Plantas Medicinais**, v. 14, n. 3, p. 476–486, 2012.
CHRISTOFFOLETI, P. J.; VICTORIA FILHO, R.; SILVA, C. B. Resistência de plantas daninhas aos herbicidas. **Planta Daninha**, v. 12, n. 1, p. 13–20, 1994.
CLARKE, K.R.; GORLEY, R.N. **PRIMER. Version 6: user manual/tutorial.** PRIMER-E, Plymouth: UK, 2006
COLOMBO, A F.; JOLY, C. A. Brazilian Atlantic Forest *lato sensu*: the most ancient Brazilian forest, and a biodiversity hotspot, is highly threatened by climate change. **Brazilian journal of biology**, v. 70, n. 3 Suppl, p. 697–708, 2010.
CORREA, E. et al. Effect of plant species on P cycle-related microorganisms associated with litter decomposition and P soil availability: implications for agroforestry management. **IForest Biogeosciences and Forestry**, v. 9, n. APR2016, p. 294–302, 2016.
CORREIA, C. R. M. DE A. Micorriza arbuscular: um bioindicador da fertilidade dos solos e da distribuição de árvores no bioma cerrado. **Embrapa Cerrados, Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento**, v. 132, n. Agosto, p. 1–38, 2004.
COUTINHO, E. S. et al. Variation of arbuscular mycorrhizal fungal communities along an altitudinal gradient in rupestrian grasslands in Brazil. **Mycorrhiza**, v. 25, n. 8, p. 627–638, 2015.
CRUZ, J.C. et al. Disponível em: <http://www.agencia.cnptia.embrapa.br/gestor /milho/arvore/CONTAG01_72_59200523355.html>. Acesso em: 15 dez. 2016.
DAI, J. et al. No tillage enhances arbuscular mycorrhizal fungal population, glomalin-related soil protein content, and organic carbon accumulation in soil macroaggregates. **Journal of Soils and Sediments**, v. 15, n. 5, p. 1055–1062, 2015.
DAVINIC, M. et al. Soil fungal distribution and functionality as affected by grazing and vegetation components of integrated crop-livestock agroecosystems. **Applied Soil Ecology**, v. 66, p. 61–70, 2013.
DELPRETE, P. G.; SOUZA, E. B. *Psychotria carrascoana* (Rubiaceae), a new species from the Carrasco vegetation of Northeastern Brazil. **Novon**, v. 14, n. 2, p. 158–162, 2004.
DODD, J. C. et al. The management of populations of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in acid-infertile soils of a savanna ecosystem - I. The effect of pre-cropping and inoculation with VAM-fungi on plant growth and nutrition in the field. **Plant and Soil**, v. 122, n. 2, p. 229–240, 1990.
DOTZLER, N. et al. Acaulosporoid glomeromycotan spores with a germination shield from the 400-million-year-old Rhynie chert. **Mycological Progress**, v. 8, n. 1, p. 9–18, 2009.

DOTZLER, N. et al. Germination shields in *Scutellospora* (Glomeromycota: Diversisporales, Gigasporaceae) from the 400 million-year-old Rhynie chert. **Mycological Progress**, v. 5, n. 3, p. 178–184, 2006.

DRUMOND, M. A. et al. **Avaliação e identificação de acões prioritárias para a conservação, utilização sustentável e repartição de benefícios da biodiversidade do bioma Caatinga.** Documento para discussão no GT Estratégias para o uso sustentável da biodiversidade da caatinga, Petrolina, PE. Alice.Cnptia.Embrapa.Br, 2000. p. 1–21,

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

ELSEN, A. et al. AMF-induced biocontrol against plant parasitic nematodes in Musa sp.: A systemic effect. **Mycorrhiza**, v. 18, n. 5, p. 251–256, 2008.

EMBRAPA. 2003a. **Tecnologias de Produção de Soja Região Central do Brasil 2003**: A importância da Soja. Disponível em: < https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br /FontesHTML/Soja/SojaCentralBrasil2003/importancia.htm>.Acesso em: 05 dez. 2014.

EMBRAPA. 2003b. **Tecnologias de Produção de Soja Região Central do Brasil 2003**: Manejo do solo. Disponível em: <https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br /FontesHTML/Soja/SojaCentralBrasil2003/manejo.htm>. Acesso em: 15 dez. 2016.

EMBRAPA. 2003c. **Tecnologias de Produção de Soja Região Central do Brasil 2003**: Rotação de cultura. Disponível em: <https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/ FontesHTML/Soja/SojaCentralBrasil2003/rotacao.htm>.Acesso em: 15 dez. 2016.

EMBRAPA. **Embrapa nos biomas brasileiros.** Brasília, DF. 2006.

EMBRAPA, **Espécies arbóreas brasileiras.** Disponível em: http://www.agencia.cnptia. embrapa.br/gestor/especies_arboreas_brasileiras/arvore/CONT000g08hphpk02wx5ok026z xpg7c9wrkm. Acesso em 10 abril 2017.

EMBRAPA. **Manual de análises químicas de solos, plantas e fertilizantes**. Embrapa Informação Tecnológica, p. 370, 2009.

EMBRAPA. **O cerrado.** Disponível em: <http://www.cpac.embrapa.br/unidade/ocerrado/>. Acesso em: 23 ago. 2013.

FALEIRO, F. G. et al. O simpósio Nacional sobre o Cerrado e o Simpósio Internacional sobre Savanas Tropicais. In: FALEIRO, F. G.; FARIAS NETO, A.L. (eds.). **Savanas: desafios e estratégias para o equilíbrio entre sociedade, agronegócio e recursos naturais.** Planaltina, DF, Embrapa Cerrados, 2008. p. 32– 46.

FAO, **Food and Agriculture Organization of the United Nations,** Disponível em: <http://faostat3.fao.org/browse/Q/QC/E>. Acesso em: 20 jun. 2016.

FERNANDES, R.A. et al.Occurrence and species richness of mycorrhizal fungi in soil under different land use. **Canadian Journal of Soil Science** v.96, n.3, 271-280. 2016.

FERNANDES, S. G. et al. Fungos micorrízicos arbusculares em áreas de agricultores familiares da comunidade Água Boa 2, Rio Pardo de Minas, MG. Embrapa Cerrados, **Embrapa Cerrados, Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento**, p.1–28, 2010.

FERREIRA, D. A.; CARNEIRO, M. A. C.; SAGGIN-JUNIOR, O. J. Fungos micorrízicos arbusculares em um latossolo vermelho sob manejos e usos no Cerrado. **Revista Brasileira de Ciência do Solo v.** 36, p. 51-61, 2012.

FREITAS, N.O. **Fragmentação de Mata Atlântica em Pernambuco: Impacto sobre os Fungos Micorrízicos Arbusculares (Glomeromycota) e a Atividade Microbiana do Solo.** 129 f. Tese (Doutorado) – Departamento de Micologia, Universidade Federal de Pernambuco, 2010.

FORZZA, R.C.; BAUMGRATZ, J.F.A.; BICUDO, C.E.M. et al. New Brazilian floristic list highlights conservation challenges. **BioScience**, v. 62, p. 39–45, 2012.

GAMPER, H. A.; WALKER, C.; SCHÜSSLE, A. *Diversispora celata* sp. nov: molecular ecology and phylotaxonomy of an inconspicuous arbuscular mycorrhizal fungus. **New Phytologist**, v. 182, n. 2, p. 495–506, 2009.

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

GIULIETTI, A. M. et al. Diagnóstico da vegetação nativa do bioma Caatinga. **Biodiversidade da caatinga: áreas e ações prioritárias para a conservação.** p. 382, 2004.

GIULIETTI, A. M. et al. Plantas endêmicas da caatinga. In: SAMPAIO, E. V. S. B.; GIULIETTI, A. M.; VIRGÍNIO, J.; GAMARRA-ROJAS, C. F. L. (eds.**). Vegetação e flora das caatingas**. Recife, PE, APNE /CNIP, 2002. p. 103–115.

GOTO, B. T. et al. 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.

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

HARTMAN, G. L.; WEST, E. D.; HERMAN, T. K. Crops that feed the World 2. Soybean-worldwide production, use, and constraints caused by pathogens and pests. **Food Security**, v. 3, n. 1, p. 5–17, 2011.

HODGE, A.; CAMPBELL, C. D.; FITTER, A. H. An arbuscular mycorrhizal fungus accelerates decomposition and acquires nitrogen directly from organic material. **Nature**, v. 413, n. 6853, p. 297–9, 2001.

HU, J. et al. Arbuscular mycorrhizal fungal species composition, propagule density, and soil alkaline phosphatase activity in response to continuous and alternate no-tillage in Northern China. **Catena**, v.133, p. 215–220, 2015.

ICMBIO. 2012. Disponível em: <http://www.icmbio.gov.br/portal/o-que-fazemos /pesquisa-e-monitoramento/projetos-apoiados/2012/2945-levantamento-floristico-em-areas-de-campo-e-floresta-de-restinga-na-flona-da-restinga-de-cabedelo.html>. Acesso em: 25 Abr. 2014.

INSTITUTO BRASILEIRO DE FLORESTA (IBF). Disponível em:< http://www.ibflorestas.org.br/ bioma -mata-atlantica.html. Acesso em 20 mar. 2017.

INSTITUTO DE BIOCIÊNCIA, UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO (IB USP, 2017) Disponível em : <http://www.ib.usp.br/ecosteiros/textos_educ/mata/agua/agua.html> Acesso em 20 mar 2017.

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

JOBIM, K.; OLIVEIRA, B. I. S.; GOTO, B. T. Checklist of the Glomeromycota in the Brazilian Savanna. **Mycotaxon**, v. 131, p. 1–13, 2016.

KOTTEK, M. et al. World map of the Köppen-Geiger climate classification updated. **Meteorologische Zeitschrift**, v. 15, n. 3, p. 259–263, 2006.

KRISHNA, H. et al. Biochemical changes in micropropagated grape (*Vitis vinifera* L.) plantlets due to arbuscular-mycorrhizal fungi (AMF) inoculation during ex vitro acclimatization. **Scientia Horticulturae**, v. 106, n. 4, p. 554–567, 2005.

KRÜGER, M. et al. Phylogenetic reference data for systematics and phylotaxonomy of arbuscular arbuscular mycorrhizal fungi from phylum to species level. **New Phytologist**, v. 193, p. 970–984, 2012.

KRUSKAL, J. B. Nonmetric multidimensional scaling. **Psychometrika**, v. 29, n. 3, p. 1–27, 1964.

LAGOS, A. R.; MULLER, B. D. L. Hotspot Brasileiro. Mata Atlântica. **Saúde e Ambiente**, v. 2, n. 2, p. 35–45, 2007.

LANDIS, F. C.; GARGAS, A.; GIVNISH, T. J. Relationships among arbuscular mycorrhizal fungi, vascular plants and environmental conditions in oak savannas **New Phytologist**, v. 164, n. 3, p. 493–504, 2004.

LEAL, P. L.; SIQUEIRA, J. O.; STÜRMER, S. L. Switch of tropical Amazon forest to pasture affects taxonomic composition but not species abundance and diversity of arbuscular mycorrhizal fungal community. **Applied Soil Ecology**, v. 71, p. 72–80, 2013.

LEKBERG, Y. et al. Role of niche restrictions and dispersal in the composition of arbuscular mycorrhizal fungal communities. **Journal of Ecology**, v. 95, n. 1, p. 95–105, 2007.

LEWANDOWSKI, T. J.; DUNFIELD, K. E.; ANTUNES, P. M. Isolate identity determines plant tolerance to pathogen attack in assembled mycorrhizal communities. **PLoS ONE**, v. 8, n. 4, p. 2–8, 2013.

LIMA, L. L. et al. *Cetraspora auronigra*, a new glomeromycete species from Ouro Preto (Minas Gerais, Brazil). **Sydowia**, v. 66, n. 2, p. 299–308, 2014.

LISBOA, F. J. G. et al. The match between microbial community structure and soil properties is modulated by land use types and sample origin within an integrated agroecosystem. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 78, p. 97–108, 2014.

LOBATO, E. 2006. **Cerrado Brasileiro é exemplo na produção agrícola tropical.** Disponível em:<http://www.embrapa.br/imprensa/noticias/2006/foldernoticia.2006-0703.1126368809/ noticia.2006-07-18.6987174436/#>. Acesso em 22 ago. 2013.

LOPES, A. S.; GUILHERME, L. A. G. Solos sob cerrado: manejo da fertilidade para a produção agropecuária. **Boletim Técnico** n. 5, p. 1–62, 1994.

LOVELOCK, C. E.; ANDERSEN, K.; MORTON, J. B. Arbuscular mycorrhizal communities in tropical forests are affected by host tree species and environment. **Oecologia**, v. 135, n. 2, p. 268–279, 2003.

MACEDO, M. C. M. Integração lavoura e pecuária: o estado da arte e inovações tecnológicas. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 38, n. SUPPL. 1, p. 133–146, 2009.

MAGURRAN, A. E. **Measuring biological diversity.** Blackwell Publishing, Oxford, UK, 2004.

MAIA, L. C.; SILVA, G. A.; YANO-MELO, A. M.; GOTO, B. T. 2010. Fungos micorrízicos arbusculares no Bioma Caatinga. In: SIQUEIRA, J. O.; SOUZA, F.A.; CARDOSO, E. J. B. N.; TSAI, S. M. (eds.) **Micorrizas: 30 anos de pesquisas no Brasil**. Editora UFLA, Lavras, 2010. p. 311–339.

MARGALEF, R. 1958. Information theory in ecology. **General Systems**, v.3, p. 36-71.

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

MARRO, N. et al. Use of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* as biological control agent of the nematode Nacobbus aberrans parasitizing tomato. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 57, n. 5, p. 668–674, 2014.

MATEUS, G. P.; CRUSCIOL, C. A. C.; NEGRISOLI, E. Palhada do sorgo de guiné gigante no estabelecimento de plantas daninhas em área de plantio direto. **Pesquisa Agropecuaria Brasileira**, v. 39, n. 6, p. 539–542, 2004.

MATHEW, R. P. et al. Impact of No-tillage and conventional tillage systems on soil microbial communities. **Applied and Environmental Soil Science**, v. 2012, 2012.

MCCUNE, B.; MEFFORD, M. J. **PC-ORD. Multivariate analysis of ecological data.** Version 5 MjM Software, Oregon, USA:Gleneden Beach, 2006.

MELO, A. M. M. 2004. **Fungos micorrízicos arbusculares (Glomeromycota) em fragmentos de Mata Atlântica no Centro de Endemismo de Pernambuco.** 46 f. Dissertação (Mestrado) – Departamento de Micologia, Universidade Federal de Pernambuco, 2004.

MENEZES, R. S. C. et al. Biogeochemical cycling in terrestrial ecosystems of the Caatinga Biome. **Revista Brasleira de Biologia**, v. 72, n. 3, p. 643–53, 2012.

MERGULHÃO, A. C. E. S. et al. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in a gypsum mining impacted semiarid area. **Acta Botanica Brasilica**, v. 24, n. 4, p. 1052–1061, 2010.

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

MIELKE, P. W.; BERRY, K. J. **Permutation methods: a distance function approach.** New York: Springer-Verlag, 2000.

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA PECUÁRIA E ABASTECIMENTO. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Projeções do Agronegócio:** Brasil 2012/2013 a 2022/2023, p. 1-96, 2013.

MIRANDA, J. C. C. et al. Manejo da micorriza arbuscular por meio da rotação de culturas nos sistemas agrícolas do cerrado. **Comunicado Técnico, Embrapa Cerrados**, n. 42, p. 1–3, 2001b.

MIRANDA, J. C. C. FIALHO, J. F.; MIRANDA, L. N. Importância da micorriza arbuscular para o cultivo da mandioca na região do cerrado. **Comunicado Técnico, Embrapa Cerrados**, n. 119, p. 1–4, 2005.

MIRANDA, J. C. C. Influência de fungos endomicorrízicos inoculados à campo na cultura de sorgo e soja em um solo sob Cerrado. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 6, n.1, p. 19-23, 1982.

MIRANDA, J. C. C. **Micorriza arbuscular Ocorrência e Manejo**. 1. ed. Brasília: Embrapa Cerrados, 2008.

MIRANDA, J. C. C. Ocorrência de fungos endomicorrízicos nativos em um solo de Cerrado do DF e sua influência na absorção de fósforo por Brachiaria decumbens Stapf. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 5, n.2, p. 102-105, 1981.

MIRANDA, J. C. C. Utilização das micorrizas na agricultura. **Embrapa Cerrados**, **Boletim de Pesquisa**, n.8, p.1-12, 1981b.

MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N. A importância da micorriza arbuscular para o cultivo da soja na Região dos Cerrados. **Comunicado Técnico, Embrapa Cerrados**, n. 75, p. 1–5, 2002.

MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N. Dependência micorrízica de diferentes culturas anuais, adubos verdes e pastagens em solos de Cerrado. **Comunicado Técnico, Embrapa Cerrados**, n. 114, p. 1–3, 2004.

MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N. Manejo da micorriza arbuscular por meio da rotação de culturas. **Recomendação Técnica, Embrapa Cerrados**, n. 27, p. 1–2, 2001c.

MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N. Produção de mudas inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares em viveiros. **Recomendação Técnica, Embrapa Cerrados**, n. 24, p. 1–2, 2001a.

MIRANDA, J. C. C.; HARRIS, P. J.; WILD, A. Effects of soil and plant phosphorus concentrations on vesicular-arbuscular myeorrhiza in sorghum plants. **New Phytologist**, v. 4, p. 1–5, 1989.

MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N. Contribuição da micorriza arbuscular para a produtividade e sustentabilidade nos sistemas de produção com plantio direto e convencional no Cerrado. **Comunicado Técnico, Embrapa Cerrados**, n. 134, p. 1–6, 2007a.

MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N. Impacto do sistema de plantio direto na diversidade de espécies de fungos micorrízicos arbusculares nativos em solo de Cerrado. **Comunicado Técnico, Embrapa Cerrados**, n. 135, p. 1–6, 2007b.

MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N. Micorriza arbuscular. In: VARGAS, M. A.; HUNGRIA, M. (eds.). **Biologia dos Solos dos Cerrados.** Brasília, EMBRAPA-CPAC, 1997. p. 69–123.

MIRANDA, J. C. C.; SOUSA, D. M. G.; MIRANDA, L. N. Influência de fungos endomicorrízicos vesicular-arbusculares na absorção de fósforo e no rendimento de matéria seca de plantas de sorgo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 8, n.1, p. 31-36, 1984.

MIRANDA, J. C. C.; VILELA, L.; MIRANDA, L. N. Dinâmica e contribuição da micorriza arbuscular em sistemas de produção com rotação de culturas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 40, n. 10, p. 1005–1014, 2005.

MIRANDA, J. C. C.; VILELA, L.; MIRANDA, L. N. Manejo da micorriza arbuscular em sistemas integrados de lavoura e pastagens no Cerrado. **Comunicado Técnico Embrapa**, v. 138, p. 4, 2007.

MIRANDA, L. N.; MIRANDA, J. C. C. 2003. Efeito residual da adubação fosfatada para a cultura do arroz em solo de cerrado. **Comunicado Técnico, Embrapa Cerrados**, n. 89, p. 1–3, 2003.

M.M.A., Ministério do Meio Ambiente. **Caatinga**. Disponível em: <http://www.mma.gov.br/biomas/caatinga>. Acesso em: 15 jul. 2016b.

M.M.A. Ministério do Meio Ambiente. **Cerrado**. Disponível em: <http://www.mma.gov.br/biomas /cerrado>. Acesso em: 10 jul. 2016a.

M.M.A. Ministério do Meio Ambiente. **Desertificação**: caracterização e impactos. Brasília. Ministério do Meio Ambiente, dos Recursos Hídricos e da Amazônia Legal, 8p. (PROJETO PNUB/BRA/93-36), 1999.

M.M.A., Ministério do Meio Ambiente. **Mata Atlântica**. Disponível em: <http: //www.mma.gov.br/biomas/mata-atlantica >. Acesso em: 10 mar. 2017.

MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O. **Microbiologia e Bioquímica do Solo.** 2ª edição, Lavras: Editora UFLA, 2006.

MORTON, J. B.; BENTIVENGA, S. P.; BEVER, J. D. Discovery, measurement, and interpretation of diversity in arbuscular endomycorrhizal fungi (Glomales, Zygomycetes). **Canadian Journal of Botany**, v. 73, n. 1, p. 25–32, 1995.

MÜELLER, C. C. Expansion and modernization of agriculture in the cerrado – the case of soybeans in Brazil's Center-West. **Working Paper**, v. 306, p. 1–25, 2003.

MUELLER, C.C.; MARTHA JUNIOR, G.B. A agropecuária e o desenvolvimento socioeconômico recente do Cerrado. In: FALEIRO, F. G.; FARIAS NETO, A. L. (eds.). **Savanas: desafios e estratégias para o equilíbrio entre sociedade, agronegócio e recursos naturais.** Planaltina, DF, Embrapa Cerrados, 2008. p. 104–169.

MURUGAN, R.; KOCH, H.-J.; JOERGENSEN, R. G. Long-term influence of different tillage intensities on soil microbial biomass, residues and community structure at different depths. **Biology and Fertility of Soils**, v. 50, n. 3, p. 487–498, 2013.

MYERS, N. et al. Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Conservation Biology**, v. 403, p. 853–858, 2000.

NUNES, J.L.S. 2014. **Soja**. Disponível em: <http://www.agrolink.com.br/culturas/soja/ características.aspx>. Acesso em: 12 dez. 2014.

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

OEHL, F. et al. Impact of Land Use Intensity on the Species Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in agroecosystems of central Europe. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 69, n. 5, p. 2816–2824, 2003.

OEHL, F. et al. *Palaeospora spainii*, a new arbuscular mycorrhizal fungus from Swiss agricultural soils. **Nova Hedwigia,** v. 101, p. 89–102, 2014.

OLIVEIRA, M. E. A. et al. Flora e fitossociologia de uma área de transição Carrasco-Caatinga de areia em Padre Marcos, Piauí. **Naturalia**, v. 22, p. 131–150, 1997.

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

PAGANO, M. C. et al. Plant-type dependent changes in arbuscular mycorrhizal communities as soil quality indicator in semi-arid Brazil. **Ecological Indicators**, v. 11, n. 2, p. 643–650, 2011.

PAGANO, M. C.; BELLOTE, A. F.; SCOTTI, M. R. Aboveground nutrient components of Eucalyptus camaldulensis and E. grandis in semiarid Brazil under the nature and the mycorrhizal inoculation conditions. **Journal of Forestry Research**, v. 20, n. 1, p. 15–22, 2009a.

PAGANO, M. C.; SCOTTI, M. R.; CABELLO, M. N. Effect of the inoculation and distribution of mycorrhizae in Plathymenia reticulata benth under monoculture and mixed plantation in Brazil. **New Forests**, v. 38, n. 2, p. 197–214, 2009b.

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

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

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

PONTES et al., *Acaulospora spinulifera*, a new arbuscular mycorrhizal fungal species from the Brazilian Cerrado and Atlantic Rain forest. **Nova Hedwigia**, 2017.

PRADO, D. E. As caatingas na America do sul. In: LEAL, I.R.; TABARELLI, M.; SILVA, J.M.C. (eds.) **Ecologia e conservação da Caatinga.** Recife, Editora Universitária da UFPE. 2003. p. 3–73.

RAMOS, L. M. G. et al. Diversidade de fungos micorrízicos e colonização radicular, em forrageiras solteiras e em consórcio com milho. **Bioscience Journal**, v. 28, n. 2, p. 235–244, 2012.

REATTO, A.; MARTINS, E. S.; Classes de solo em relação aos controles da paisagem do bioma Cerrado. **Cerrado: Ecologia, Biodiversidade e Conservação**, p. 47–59, 2005.

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

RIBEIRO, J. F. et al. **Os principais tipos fisionômicos da região dos cerrados. Boletim de Pesquisa EMBRAPA/CPAC**, 1983.

RIBEIRO, J.F.; WALTER, B.M.T. As principais fitofisionomias do Bioma Cerrado. In: SANO, S.M.; ALMEIDA, S.P., RIBEIRO, J.F. (eds.). **Cerrado: Ecologia e Flora**. Brasília, DF: Embrapa Cerrados, 2008. p. 151–199.

RODRIGUES, W. Tecnologias agrícolas sustentáveis no Cerrado. Coleção Centro-Oeste de Estudos e Pesquisas. **Ministério da Integração Nacional & Universidade Estadual de Goiás,** v. 13, 2003.

SAGGIN, O. J. Fungos micorrízicos arbusculares em um latossolo vermelho sob manejos e usos no Cerrado. **Revista Brasileira de Ciencia do Solo**, v. 36, n. 1, p. 51–61, 2012.

SÄLE, V. et al. Impact of conservation tillage and organic farming on the diversity of arbuscular mycorrhizal fungi. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 84, n. February, p. 38–52, 2015.

SALGADO, F.H.M. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi and mycorrhizal stimulant affect dry matter and nutrient accumulation in bean and soybean plants. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 46, n. 4, p. 367-373, 2016.

SAMPAIO, E. V. S. B; ARAÚJO, M. S. B.; SAMPAIO, Y. S. B. Impactos ambientais da agricultura no processo de desertificação no Nordeste do Brasil. **Revista de Geografia**, v. 22, p. 93–117, 2005.

SANDERS, I. R. Ecology and evolution of multigenomic arbuscular mycorrhizal fungi. **The American Naturalist**, v. 160, 128–141, 2014.

SANDERSON, M. A. et al. Diversification and ecosystem services for conservation agriculture: Outcomes from pastures and integrated crop–livestock systems. **Renewable Agriculture and Food Systems**, v. 28, n. 2, p. 129–144, 2013.

SANO, E. E. et al. Land cover mapping of the tropical savanna region in Brazil. **Environmental Monitoring and Assessment**, v. 166, p. 113–124, 2010.

SANTOS, H. P. et al. 2008. Efeito de sistemas de manejo de solo e de rotação de culturas na fertilidade do solo, após vinte anos. **Bragantia**, v.67, n.2, p.441–454, 2008.

SATIR, N. Y.; ORTAS, I.; SATIR, O. The influence of mycorrhizal species on sour orange (*Citrus aurantium* L.) growth under saline soil conditions. **Pakistan Journal of Agricultural Sciences**, v. 53, n. 2, p. 399–406, 2016.

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

SCHENCK, N. C.; PEREZ, Y. **Manual for the identification of VA mycorrhizal fungi**. 3rd edition, Gainesville: Synergistic Publ, 1990.

SCHREINER, R. P. Effects of native and nonnative arbuscular mycorrhizal fungi on growth and nutrient uptake of "Pinot noir" (Vitis vinifera L.) in two soils with contrasting levels of phosphorus. **Applied Soil Ecology**, v. 36, n. 2–3, p. 205–215, 2007.

SCHÜBLER, A.; SCHWARZOTT, D.; WALKER, C. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. **Mycological Research**, v. 105, n. 12, p. 1413–1421, 2001.

SHANNON, C. E. The mathematical theory of communication. **The Bell System Technical Journal**, v. 27, n. July 1928, p. 379–423, 1949.

SHENG, M. et al. Effect of long-term tillage and mineral phosphorus fertilization on arbuscular mycorrhizal fungi in a humid continental zone of Eastern Canada. **Plant and Soil**, v. 369, n. 1–2, p. 599–613, 2013.

SILVA, C. G. et al. Atributos físicos, químicos e erosão entressulcos sob chuva simulada, em sistemas de plantio direto e convencional. **Engenharia Agrícola**, v. 25, n. 1, p. 144–153, 2005.

SILVA, D. K. A. et al. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in resting and dunes areas in Brazilian Northeast. **Biodiversity and Conservation** v. 21, p.2361–2373, 2012.

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

SILVA, D. K. et al. *Scutellospora pernambucana*, a new fungal species in the Glomeromycetes with a characteristic germination orb. **Mycotaxon**, v. 106, p. 361–370, 2008.

SILVA, F. A. S.; AZEVEDO, C. A. V. 2006. A **new version of the Assistat-Statistical Assistance Software.** In: World Congress on Computers in Agriculture, 4, Orlando,

Proceedings Reno, RV: American Society of Agricultural and Biological Engineers, pp.393-396. Disponível em:< http://www.assistat.com/indexp.html>. Acesso em: 13 abr. 2014.

SILVA, G. A. et al. 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, n. 2, p. 135–143, 2001.

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

SILVA, L. X. et al. Fungos micorrízicos arbusculares em áreas de plantio de Leucena e Sabiá no estado de Pernambuco. **Revista Árvore**, v. 31, n. 3, p. 427–435, 2007.

SIQUEIRA, J. O. et al. **Micorrizas: 30 anos de pesquisas no Brasil**. 1ª edição, Lavras: Editora UFLA, 2010.

SIQUEIRA, J. O.; KLAUBERG-FILHO, O. Micorrizas arbusculares: a pesquisa brasileira em perspectiva. In: NOVAES, R. F., ALVAREZ, V. H., SCHAEFER, V. C. E. G. R. (eds.). **Tópicos avançados em ciências do solo.** Viçosa, Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2000. p. 235–264.

SMITH, S. E.; READ, D. J. **Mycorrhizal Symbiosis**. 3rd edition, London: Academic Press, 2008.

SOS **MATA ATLÂNTICA**, 2017. Disponível em : <https://www.sosma.org.br/nossa-causa/a-mata-atlantica/>. Acesso em 20 de março de 2017.

SOKA, G. E.; RITCHIE, M. E. Contributions of AM fungi and soil organic matter to plant productivity in tropical savanna soils under different land uses. **Rhizosphere**, v. 1, p. 45–52, 2016.

SOUZA, F. A.; SILVA, I. C. L.; BERBARA, R. L. L. Fungos micorrízicos arbusculares: Muito mais diversos do que se imaginava. In: MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O.; BRUSSSARD, L. (eds.). **Biodiversidade do Solo em Ecossistemas Brasileiros**. Lavras, MG: Editora UFLA, 2008. p. 483–536.

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. In: SIQUEIRA, J. O.; SOUZA, F. A.; CARDOSO, E. J. B. N.; TSAI, S. M. (eds.). **Micorrizas: 30 anos de Pesquisas no Brasil.** UFLA, Lavras, 2010. p 15–73.

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

SOUZA, R.G. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi in revegetated mined dunes. **Land Degradation & Development** v.24, n.2, p. 147–155, 2012.

SPATAFORA, J. W. et al. A phylum-level phylogenetic classification of zygomycete fungi based on genome-scale data. **Mycologia**, v. 108, n. 5, p. 1028–1046, 2016.

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

TAJINI, F.; DREVON, J. Phosphorus use efficiency in common bean (Phaseolus vulgaris L.) as related to compatibility of association among arbuscular mycorrhizal fungi and rhizobia. **African Journal of Biotechnology**, v. 11, n. 58, p. 12173–12182, 2012.

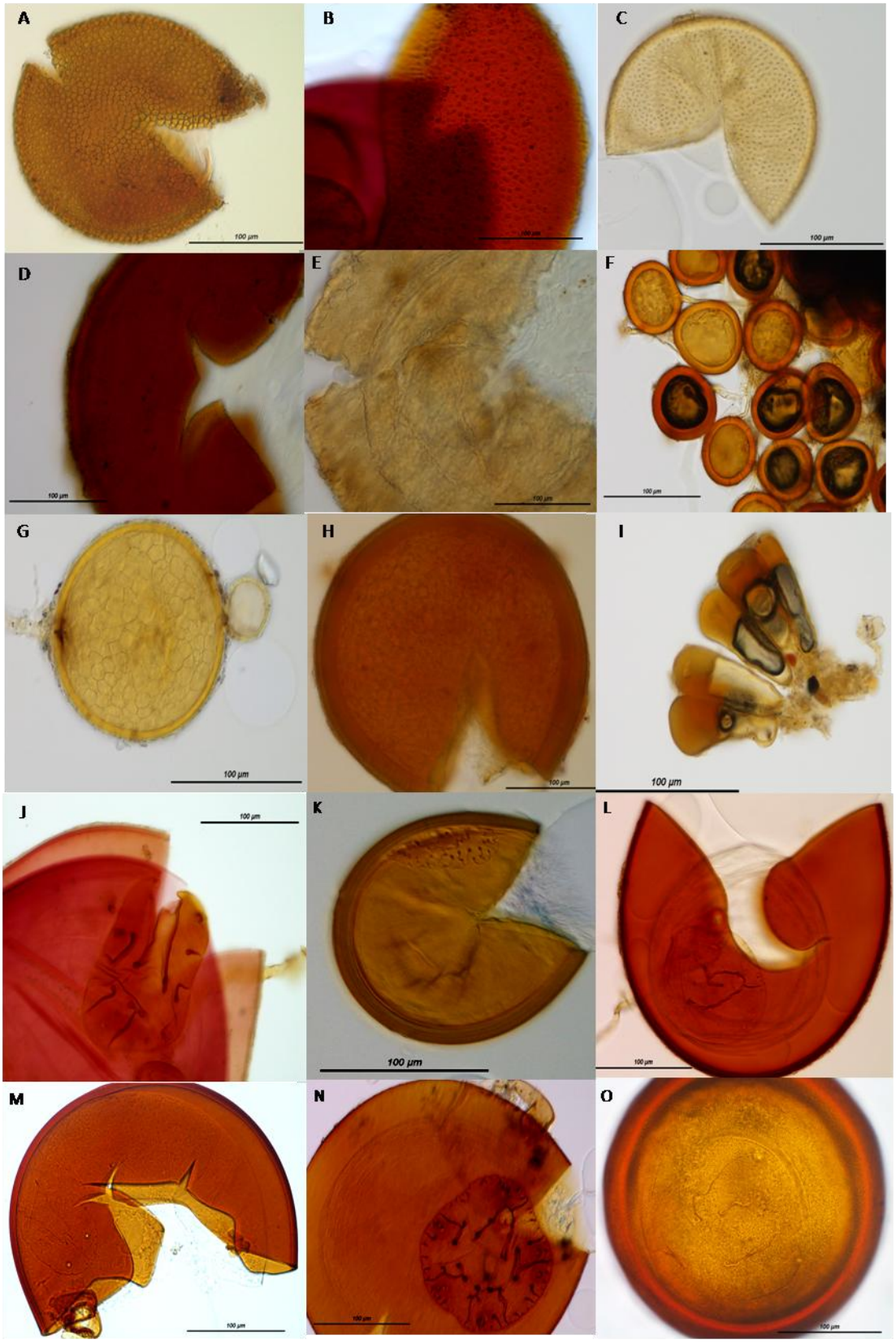
TCHABI, A. et al. Arbuscular mycorrhizal fungal communities in sub-Saharan Savannas of Benin, West Africa, as affected by agricultural land use intensity and ecological zone. **Mycorrhiza**, v. 18, n. 4, p. 181–195, 2008.

TIAN, H. et al. Impact of long-term nitrogen fertilization and rotation with soybean on the diversity and phosphorus metabolism of indigenous arbuscular mycorrhizal fungi within

the roots of maize (Zea mays L.). **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v. 164, p. 53–61, 2013.
TRESEDER, K. K.; TURNER, K. M. Glomalin in ecosystems. **Soil Science Society of America Journal**, v. 71, n. 4, p. 1257, 2007.
TRUBER, P. V. et al. Efeito do pré-cultivo de differentes coberturas de inverno no potencial de inóculo de fungos micorrízicos arbusculares. **Synergismus scyentifica UTFPR**, v. 4, n. 1, 2009.
VAN DER HEIJDEN, M. G. A. et al. Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. **Nature**, v. 396, p. 69–72, 1998.
VAN DER HEIJDEN, M. G. A.; WIEMKEN, A.; SANDERS, I. R. Different arbuscular mycorrhizal fungi alter coexistence and resource distribution between co-occurring plant. **New Phytologist**, v. 157, n. 3, p. 569–578, 2003.
VILELA, L. et al. Sistemas de integração lavoura - pecuária na região do Cerrado. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 46, n. 10, p. 1127–1138, 2011.
WANG, P.; WANG, Y.; WU, Q. S. Effects of soil tillage and planting grass on arbuscular mycorrhizal fungal propagules and soil properties in citrus orchards in southeast China. **Soil and Tillage Research**, v. 155, p. 54–61, 2016.
WETZEL, K. et al. Superior differentiation of arbuscular mycorrhizal fungal communities from till and no-till plots by morphological spore identification when compared to T-RFLP. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 72, p. 88–96, 2014.
WRIGHT, S. F.; UPADHYAYA, A. A survey of soils for aggregate stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi. **Plant and Soil**, v. 198, n. 1, p. 97–107, 1998.
YANO-MELO, A. M.; TRUFEM, S. F. B.; MAIA, L. C. Arbuscular mycorrhizal fungi in salinized and surrounded áreas at the São Francisco Submedium Valley, Brasil. **Hoehnea**, v.30, n.2, p. 79-87, 2003.
ZHANG, S. et al. The role of mycorrhizal symbiosis in aluminum and phosphorus interactions in relation to aluminum tolerance in soybean. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 99, n. 23, p. 10225–10235, 2015.
ZHANG, Y.; GUO, L. D.; LIU, R. J. Survey of arbuscular mycorrhizal fungi in deforested and natural forest land in the subtropical region of Dujiangyan, southwest China. **Plant and Soil**, v. 261, n. 1–2, p. 257–263, 2004.
ZHAO, R. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi affect the growth, nutrient uptake and water status of maize (*Zea mays* L.) grown in two types of coal mine spoils under drought stress. **Applied Soil Ecology**, v. 88, p. 41–49, 2015.

APÊNDICE A

Fotos de Espécies de FMA encontradas nas áreas de estudo: A- *Acaulospora denticulata*, B- *A.foveata*, C- *A. scrobiculata*, D- *A. spinosa*, E- *Ambispora appendicula*, F- *Glomus glomerulatum*, G-. *hyderabadensis*, H- *Funneliformes halonatus*, I- *Sclerocystis taiwanensis*, J- *Dentiscutata cerradensis*, K- *Orbispora pernambucana*, L- *Fuscutata heterogama*, M- *F. rubra*, N- *Paradentiscutata baiana*, O- *Intraornatospora intraornata*.



Fonte: A autora, 2017.

ANEXO A- ARTIGO ACEITO

Nova Hedwigia Vol. xxx (201x) Issue x–x, xxx–xxx **Article**
published online xxxxx xx, 2017; published in print xxxxx 201x

Acaulospora spinulifera, a new arbuscular mycorrhizal fungal species from the Brazilian Cerrado and Atlantic Rain forest

Juliana Souza de Pontes[1], Viviane Monique Santos[1], Cicero Donizete Pereira[2], Gladstone Alves da Silva[1], Leonor Costa Maia[1] and Fritz Oehl[*1,3]

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

[2] Embrapa Cerrados, BR 020-km 18, Brasilia 73310-970, DF, Brazil

[3] Agroscope, Ecotoxicology, Schloss 1, CH-8820 Wädenswil, Switzerland

With 9 figures and one table

Proofs

Abstract: *Acaulospora spinulifera* sp. nov. forms spores, which are (74–)84–98(–107) × (73–)77–93(–98) µm in diameter, yellow brown to brown and ornamented with crowded fine spines formed on the surface of the second, structural, and yellow brown spore wall layer. Phylogenetically, the new species is close to *A. baetica*, *A. cavernata*, *A. ignota*, *A. nivalis*, *A. paulinae*, *A. punctata* and *A. sieverdingii*, but not to the morphologically more similar species *A. spinosissima*, *A. spinosa* or *A. tuberculata*, that all form larger spores than *A. spinulifera*. In the *A. sieverdingii/paulinae* clade, in which currently species with pitted spore surfaces prevail, *A. spinulifera* is the second species with projections on the structural spore wall layer, besides *A. ignota*. The latter has warty to flattened elevations in irregular distances on spore surface, which might disappear with age, while the elongated to pointed spines of *A. spinulfera* are firm and persistent. The new fungus was found in two Cerrado savannas, an Atlantic rainforest, a Caatinga/Cerrado transition zone, and in a soybean production site within the Cerrado.

Key words: arbuscular mycorrhizal fungi, biodiversity, Glomeromycetes, phylogeny.

Introduction

In recent years, the diversity of arbuscular mycorrhizal (AM) fungi has extensively been studied in several parts of Brazil, especially in the South, South-Eastern and North-Eastern regions (e.g. Carrenho et al. 1998, dos Santos & Carrenho 2011, Carvalho et

*Corresponding author: fritz.oehl@agroscope.admin.ch

© 2017 J. Cramer in Gebr. Borntraeger Verlagsbuchhandlung, Stuttgart, Germany. DOI: 10.1127/nova_hedwigia/2017/00xx
www.borntraeger-cramer.de
0029-5035/2017/00xx $ 0.00