



UNIVERSIDADE ESTADUAL DA PARAÍBA
CENTRO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS E DA SAÚDE
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA
LICENCIATURA PLENA EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS

VITÓRIA ARAÚJO

**FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM ÁREAS DE CULTIVO
AGRÍCOLA FAMILIAR NO AGRESTE DO ESTADO DA PARAÍBA**

CAMPINA GRANDE – PB

2016

VITÓRIA ARAÚJO

**FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM ÁREAS DE CULTIVO
AGRÍCOLA FAMILIAR NO AGRESTE DO ESTADO DA PARAÍBA**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado à Universidade Estadual da Paraíba, Campus Universitário de Campina Grande, sob orientação do Prof. Dr. Simão Lindoso de Souza, como requisito obrigatório para a conclusão do Curso de Licenciatura Plena em Ciências Biológicas.

CAMPINA GRANDE – PB

2016

É expressamente proibida a comercialização deste documento, tanto na forma impressa como eletrônica. Sua reprodução total ou parcial é permitida exclusivamente para fins acadêmicos e científicos, desde que na reprodução figure a identificação do autor, título, instituição e ano da dissertação.

A659f Araújo, Vitória.

Fungos micorrízicos arbusculares em áreas de cultivo agrícola familiar no Agreste do Estado da Paraíba [manuscrito] / Vitória Araújo. - 2016.

71 p. : il. color.

Digitado.

Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Ciências Biológicas) - Universidade Estadual da Paraíba, Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, 2016.

"Orientação: Prof. Dr. Simão Lindoso de Souza, Departamento de Ciências Biológicas".

1. Micorriza arbuscular. 2. Cultivo agrícola. 3. Fungos micorrízicos arbusculares. 4. Morfotipos. I. Título.

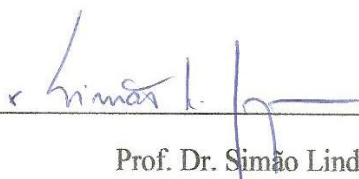
21. ed. CDD 579.5

VITÓRIA ARAÚJO

**FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM ÁREAS DE CULTIVO
AGRÍCOLA FAMILIAR NO AGRESTE DO ESTADO DA PARAÍBA**


Trabalho de Conclusão de Curso apresentado à
Universidade Estadual da Paraíba, Campus
Universitário de Campina Grande, sob orientação do
Prof. Dr. Simão Lindoso de Souza, como requisito
obrigatório para a conclusão do Curso de
Licenciatura Plena em Ciências Biológicas.

Aprovada em: 18 / 05 / 2016.



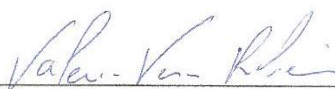
Prof. Dr. Simão Lindoso de Souza

ORIENTADOR



Prof.ª. Dr.ª. Shirley Rangel Germano / UEPB

EXAMINADORA



Prof.ª. Dr.ª. Valéria Veras Ribeiro / UEPB

EXAMINADORA

AGRADECIMENTOS

Primeiramente, agradeço a Deus que esteve e está comigo em todos os momentos de minha vida, me fortalecendo nas horas de angústias, impaciência e desespero.

A meus pais José Elias e Maria de Lourdes por todo amor e carinho que me deram até hoje.

A meus irmãos Márcia, Juliana, Veron, Márcio e Wagner, pelo apoio durante toda minha vida e durante essa etapa de estudo.

A meu namorado Tony Carlos Barbosa, pelo incentivo e apoio nessa caminhada.

A todos meus professores, pelos ensinamentos durante toda minha trajetória escolar.

Ao professor Simão Lindoso de Souza, por ter aceitado me orientar nesse trabalho e pela paciência que teve comigo.

Às minhas amigas Raísa Nóbrega, Rayanne Ferreira, Vanuza e Lidayana pelo apoio nos trabalhos de laboratório.

Aos técnicos dos laboratórios da UEPB pelo apoio e disponibilidade.

Aos colegas e amigos da minha turma por todos os momentos de alegria que me proporcionaram, em especial Macilene Araújo, Bruna Albuquerque, Wallysson Syllas, Danielson Nascimento e Cíntia Kelly.

As minhas ex-colegas de curso Valdilene Né, Ranussa Fabriny e Verônica Lima pelo carinho.

A meus amigos que sempre torceram por mim.

À banca de avaliação por aceitarem o convite e pela contribuição de grande valia para meu trabalho

E a todos que de forma direta e indireta contribuíram para a conclusão deste curso.

RESUMO

FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM ÁREAS DE CULTIVO AGRÍCOLA FAMILIAR NO AGRESTE DO ESTADO DA PARAÍBA

O ambiente em que vivemos é rico em relações ecológicas, nas quais buscamos o proveito ou a troca a fim de chegar a um equilíbrio ou estabilidade. Com as espécies vegetais e os microorganismos do solo como os fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) não é diferente, pois estes atuam como complemento do sistema radicular da planta hospedeira sendo capaz de aumentar a absorção de nutrientes e, assim proporcionar maior crescimento e sobrevivência. A planta por sua vez oferece aos FMAs energia proveniente da fotossíntese, o que favorece seu crescimento e manutenção do seu ciclo de vida. Portanto, esta associação é componente essencial para o desenvolvimento da sustentabilidade de ecossistemas agrícolas e naturais. O presente trabalho teve como objetivo mostrar a ocorrência morfológica de FMAs em áreas de cultivo agrícola familiar. A pesquisa aconteceu no município de Boa Vista, Agreste do Estado da Paraíba, onde foram coletadas amostras de solo de áreas cultivadas por milho, feijão, palma forrageira, por consórcio das três culturas e Caatinga manejada para avaliação química e de presença de esporos de FMAs. A extração dos esporos foi feita através de peneiramento úmido e centrifugação em sacarose e a diferenciação morfológica através das características morfológicas. Os solos apresentaram acidez média, baixos teores de matéria orgânica e baixa disponibilidade de Fósforo (P). Ao todo foram encontrados 24 morfotipos de FMAs, sendo a área de consórcio a que apresentou o maior número (19) e a área de monocultivo de milho o menor número (14), no entanto, esta mostrou a peculiaridade de dois morfotipos exclusivos. A maior densidade de esporos ocorreu na área de milho (985) e a menor na área de Caatinga manejada (360). Estudar os FMAs, dando ênfase em sua diversidade, população e comunidade, é uma etapa fundamental para diferentes abordagens, seja no entendimento do papel simbiótico nos diversos ecossistemas, seja na obtenção de melhorias da produção dos ecossistemas agrícolas.

PALAVRAS-CHAVE: Micorriza Arbuscular. Cultivo Agrícola. Morfotipos.

ABSTRACT

ARBUSCULAR MYCORRHIZAL FUNGI FROM AREAS OF FAMILY FARM ON AGRESTE OF PARAÍBA

The environment which we live is rich in ecological relationships, where we wish exchange in order to reach a balance or stability. With the plants and soil microorganisms such as arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) is no different, as these act as an addition to the root system of the host plant is able to increase nutrient uptake and thus provide more growth and survival. The plant in turn offers AMF energy from photosynthesis, which comes ensure its growth and maintenance of its life cycle. This association is an essential component for the development of sustainable agricultural and natural ecosystems. This study aimed to show the morphotypical occurrence of AMF from crop areas of family farm. The research was conducted on the city of Boa Vista, Agreste of Paraíba State. Were collected soil samples from areas cropped with maize, beans, hay cactus, consortium with three cultures and managed Caatinga for chemical assessment and the presence of spores of AMF. The spore extraction was made by wet sieving and centrifugation in sucrose and morphotypical differentiation through morphological characteristics. The soils presented medium acidity, low organic matter content and low availability of phosphorus (P). Altogether found 24 morphotypes of AMF, which the consortium crop that had the highest number (19) and the maize crop the lowest number (14), however, this peculiarity showed the two exclusive morphotypes. The highest density of spores occurred in maize crop (985) and the lowest in the managed Caatinga area (360). Study the AMF, with an emphasis on diversity, population and community, is a key step for different approaches to understanding of the symbiotic role in many ecosystems or improve the production of agricultural ecosystems.

KEYWORDS: Mycorrhiza. Agricultural Cultivation. Morphotypes.

LISTA DE FIGURAS

Figura 01 - Esquema dos tipos de micorrizas.....	14
Figura 02 - Localização do Município de Boa Vista – PB.....	26
Figura 03 – Áreas de cultivo agrícola 01: Milho (A e B) e 02: Milho, feijão e palma forrageira (C e D) em Boa Vista – PB.....	28
Figura 04 - Área 03: Caatinga manejada (E) e áreas de cultivo 04: Palma forrageira (F e G) e 05: Feijão (H) em Boa Vista – PB.....	29
Figura 05 – Morfotipos de FMAs encontrados na área 01 – Milho (A, B E C) e na área 02 – Milho, feijão e palma forrageira (D e E) em Boa Vista – PB.....	38
Figura 06 – Morfotipos de FMAs encontrados na área 03 – Caatinga manejada em Boa Vista – PB.....	39
Figura 07 – Morfotipos de FMAs encontrados na área 04 – Palma forrageira (A e B) e na área 05 – Feijão (C, D e E) em Boa Vista – PB.....	39
Figura 08 – Morfotipo 1.....	42
Figura 09 – Morfotipo 2.....	43
Figura 10 – Morfotipo 3.....	44
Figura 11 – Morfotipo 4.....	45
Figura 12 – Morfotipo 5.....	45
Figura 13 – Morfotipo 6.....	46
Figura 14 – Morfotipo 7.....	47
Figura 15 – Morfotipo 8.....	48
Figura 16 – Morfotipo 9.....	49
Figura 17 – Morfotipo 10.....	49
Figura 18 – Morfotipo 11.....	50
Figura 19 - Morfotipo 12.....	51
Figura 20 – Morfotipo 13.....	51
Figura 21 – Morfotipo 14.....	52

Figura 22 – Morfotipo 15.....	53
Figura 23 – Morfotipo 16.....	54
Figura 24 – Morfotipo 17.....	55
Figura 25 – Morfotipo18.....	56
Figura 26 – Morfotipo 19.....	57
Figura 27 – Morfotipo 20.....	58
Figura 28 – Morfotipo 21.....	58
Figura 29 – Morfotipo 22.....	59
Figura 30 – Morfotipo 23.....	60
Figura 31 – Morfotipo 24.....	61
Figura 32 - Diagrama esquemático do fósil de esporo em vista lateral e polar...	61

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	9
2 OBJETIVOS	11
2.1 Objetivo geral	11
2.2 Objetivos específicos	11
3 REFERENCIAL TEÓRICO	12
3.1 Os FMAs	12
3.1.1 Classificação e origem	12
3.1.2 Papel nutricional e ecológico	15
3.1.3 Estrutura morfológica dos esporos	16
3.1.4 Características físico-químicas do solo x FMAs	18
3.1.5 FMAs nos ecossistemas naturais e cultivos agrícolas	21
3.1.6 FMAs no Bioma Caatinga	22
4 METODOLOGIA	25
4.1 Descrição da área de estudo	25
4.2 Cultivos e manejo	26
4.3 Coleta de amostras do solo	27
4.3.1 Análises do solo	29
4.4 Extração, separação e contagem de esporos de FMAs	30
5 RESULTADOS E DISCUSSÃO	31
5.1 Análise de solo	31
5.1.1 pH	31
5.1.2 Macronutrientes	32
5.1.3 Matéria Orgânica, Carbono Orgânico e Nitrogênio	34
5.1.4 Fósforo assimilável	36
5.2 Ocorrência de FMAs nas culturas agrícolas e na Caatinga manejada	38
5.2.1 Ocorrência e densidade de esporos de FMAs	38
5.2.2 Descrição dos morfotipos de glomerosporos de FMAs	42
6 CONSIDERAÇÕES FINAIS	63
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	64

1 INTRODUÇÃO

O ambiente em que vivemos é rico em relações ecológicas. Nosso dia-a-dia é feito dessas relações, seja com seres de mesma espécie, seja com seres de espécies distintas. Mas buscando sempre uma relação de proveito ou troca a fim de chegar a um equilíbrio ou estabilidade.

Com as espécies do reino vegetal não é diferente, pois a relação destas com os micro-organismos é entendida como um aspecto de eminente relevância, visto que os micro-organismos do solo desempenham papel fundamental na gênese do solo e ainda atuam como reguladores de nutrientes, pela decomposição da matéria orgânica e ciclagem dos elementos. Atuando, portanto, como fonte e dreno de nutrientes para o crescimento das plantas (ANDREOLA, FERNANDES, 2007), principalmente, quando estes micro-organismos são os fungos micorrízicos arbusculares (FMAs), os quais fazem associação micorrízica com cerca de 80% das espécies vegetais (INVAM, 2015 - <http://invam.wvu.edu>).

Esse tipo de associação entre fungo-raiz das plantas é considerada simbiótica e mutualística. Simbiótica pelo fato de que os organismos co-existem em um mesmo ambiente físico, raiz e solo, e mutualística, porque, em geral, ambos os simbioss se beneficiam da associação (BERBARA *et al.*, 2006).

Segundo Colozzi Filho e Cardoso (2000), estes fungos atuam como um complemento do sistema radicular da planta hospedeira, capazes de aumentar absorção de P e outros nutrientes, e assim proporcionar também, proteção contra patógenos. Como também podem aumentar a tolerância das plantas a situações de estresse, tipo: baixo teor hídrico, salinidade e presença de metais pesados.

Os FMAs oferecem à planta maior capacidade de sobrevivência e crescimento, com isto contribuem para o sucesso das populações vegetais. Por outro lado, a planta oferece ao fungo energia proveniente da fotossíntese, o que garante a este seu crescimento e manutenção.

A importância dos FMAs para a sustentabilidade de sistemas agrícolas e naturais pode ser compreendida por sua ampla ocorrência em diversos ecossistemas terrestres, visto que são os mais abundantes em solos agrícolas (CARDOSO *et al.*, 2010). Essa sustentabilidade está ligada aos efeitos benéficos sobre a nutrição que as micorrizas oferecem às plantas,

principalmente com relação à absorção de P, recurso natural não-renovável, é o que enfatizam Berbara *et al.* (2006). Desta forma, o aumento da absorção de nutrientes, é considerado como fator primário das micorrizas arbusculares, pois muitas vezes o resultado da presença dos FMAs sobre o crescimento das plantas é tão expressivo que pode ser substituído pela aplicação desse nutriente (SAGGIN JÚNIOR, SILVA, 2005).

Outro fator de grande eficiência e benefício no aumento da produção agrícola, principalmente de leguminosas, é a simbiose que envolve três seres, os FMAs, as plantas e as bactérias fixadoras de Nitrogênio (N). Pesquisas envolvendo os FMAs e tais bactérias fixadoras de nitrogênio têm como objetivo aumentar a produção, minimizar o uso de fertilizantes químicos e contribuir para o alcance de um padrão de agrícola mais sustentável e mais independente de insumos (SIQUEIRA, MOREIRA, 1996).

Os FMAs também auxiliam na estabilidade de agregados do solo, tendo em vista a perspectiva de que o solo é uma propriedade importante de controle de crescimento de plantas em ambientes áridos e semiáridos por meio do controle do *status* hídrico solo-planta (RILLIG, 2004). A agregação propicia ao solo uma maior defesa contra os efeitos erosivos, o que contribui para uma maior produtividade agrícola.

Miranda e Miranda (1997) ressaltam que a utilização dos FMAs tem sido considerada, há 30 anos, como uma alternativa para a redução no uso de fertilizantes e pesticidas na agricultura, em virtude dos seus efeitos benéficos no crescimento de plantas de interesse agrônomo, florestal, hortícola e pastoril. No entanto, o uso de inoculantes de FMAs na agricultura ainda é limitado, por não existir uma tecnologia adequada para a produção e também porque não há grande interesse comercial pela sua produção e comercialização (SAGGIN JÚNIOR; LOVATO, 1999).

Diante de tudo, pode-se enfatizar que os FMAs são elementos essenciais na estabilização de ecossistemas pelo papel vital que desempenham, desde suas relações com as comunidades vegetais, influenciando na diversidade e abundância, como também na capacidade de agregação do solo.

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

- Verificar a ocorrência de fungos micorrízicos arbusculares em áreas de diferentes cultivos agrícolas em propriedades familiar no semiárido do Agreste paraibano.

2.2 Objetivos específicos

- Diagnosticar a ocorrência morfológica de fungos micorrízicos arbusculares nas áreas cultivadas e na Caatinga manejada;
- Relacionar a presença e a quantidade de esporos dos morfotipos de FMAs ao tipo de cultivo agrícola;
- Avaliar o solo quanto a seus aspectos químicos e relacionar a influência desses fatores na ocorrência dos fungos micorrízicos arbusculares nas áreas estudadas.

3 REFERENCIAL TEÓRICO

3.1 Os FMAs

31.1 Classificação e origem

Os FMAs são organismos pertencentes ao Reino Fungi. Tais fungos estão agrupados no Filo monofilético Glomeromycota, Classe Glomeromycetes. O grupo é composto atualmente por quatro ordens (Glomerales, Diversisporales, Archaeosporales, Paraglomerales), 10 famílias e 18 gêneros e 215 espécies descritas. As famílias atuais são: Glomeraceae, Pacisporaceae, Acaulosporaceae, Diversisporaceae, Gigasporaceae, Claroideo-Glomeraceae, Paraglomeraceae, Archaeosporaceae e Ambisporaceae e os 18 gêneros são *Funneliformis*, *Septoglomus*, *Glomus*, *Rhizophagus*, *Pacispora*, *Acaulospora*, *Diversispora*, *Redeckera*, *Gigaspora*, *Dentiscutata*, *Cetraspora*, *Racocetra*, *Scutellospora*, *Claroideoglomus*, *Paraglomus*, *Archaeospora*, *Ambispora* e *Geosiphon* (REDECKER *et al.*, 2013).

Esta classificação é a que o site (<http://invam.wvu.edu>) - INVAM (International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi) acata e essa pesquisa tem como base as informações contidas nele, pois é um site internacional de grande reconhecimento na área e que traz informações em seu banco de dados sobre todos os aspectos dos FMAS.

No entanto, até 2012 a classificação era feita de outra forma, havia a restrição que apenas as famílias da ordem Glomerales eram consideradas formadoras de micorrizas arbusculares, nesse caso cinco famílias (Gigasporaceae, Glomeraceae, Acaulosporaceae, Paraglomaceae e Archaeosporaceae), das quais existiam no total sete gêneros (*Acaulospora*, *Archaeospora*, *Entrophospora*, *Glomus*, *Gigaspora*, *Paraglomus* e *Scutellospora*).

A genética dos Glomeromicetos ainda é pouco conhecida, mas foi a partir de estudos nessa área que esta classificação foi baseada. Portanto, tomando-se como base regiões ribossomais RNA genes: 18S (SSU), ITS1 – ITS2 – 5.8S (ITS), e /ou 28S (LSU)(REDECKER *et al.*, 2013). A origem dos FMAs é datada há cerca de 1200 a 1400 milhões de anos, muito antes do surgimento das primeiras plantas terrestres, que aconteceu

possivelmente há 470 milhões de anos. Entretanto, ainda não se sabe quando da origem evolutiva e da simbiose evolutiva (DE SOUZA *et al.*, 2008); o que se sabe é que estudos apontam que eles evoluíram de um ancestral comum ao grupo dos fungos Basidiomycota e Ascomycota (JAMES *et al.*, 2006). Outra evidência importante é que análises filogenéticas de sequências de ácidos nucleicos mostram que espécies do gênero *Paraglomus* representam a linhagem basal deste grupo (REDECKER *et al.*, 2000).

Os Glomeromicetos são fungos que formam uma associação obrigatória com as plantas, pois dependem destas para completar seu ciclo de vida. Relação, então, vista como simbiótica e mutualística obrigatória. Tal associação acontece pela interligação das hifas dos fungos com as raízes das plantas vasculares terrestres, epífitas, aquáticas, com rizóides e talos de briófitas e outros vegetais basais (SOUZA *et al.*, 2010). A colonização da raiz se dá pela penetração das hifas nas células do córtex radicular vegetal, tanto entre as células como intracelularmente (SAGGIN-JÚNIOR, SILVA, 2005).

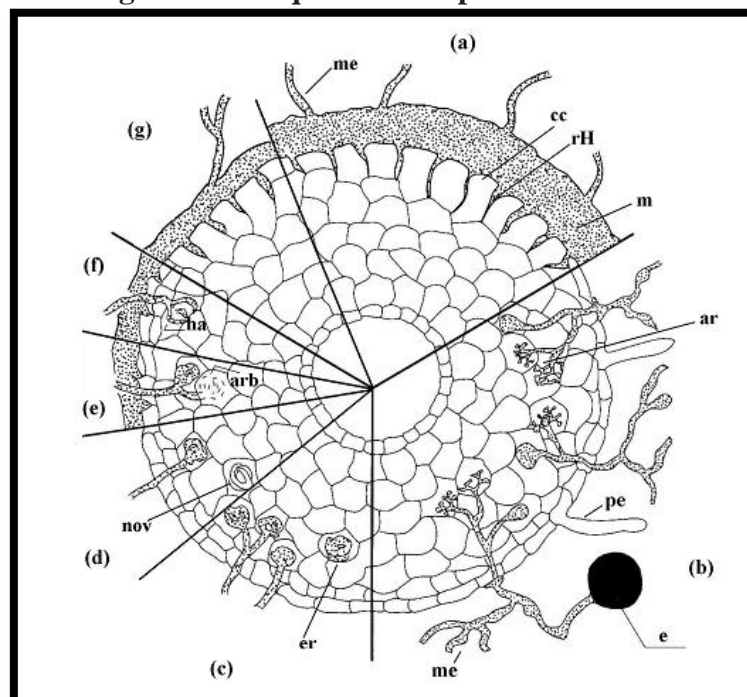
A associação dos Glomeromicetos com as plantas é denominada de micorriza arbuscular (MA), pois estes formam no interior da raiz da planta uma estrutura responsável pela troca de nutrientes, o arbúsculo, formado pela interação de hifas e a plasmalema de algumas células do córtex (BERBARA *et al.*, 2006). Tal característica é compartilhada por todos os membros do grupo, fato pelo qual o filo Glomeromycota é tido como monofilético. Mesmo sendo estruturas de extrema importância no processo de troca de metabólitos entre os simbiontes, ainda não se sabe quais mecanismos controlam o funcionamento dos arbúsculos (LAMBAIS, RAMOS, 2010).

Em sua maioria, os representantes do Reino Vegetal, desde Briófitas a Angiospermas, formam micorrizas, no entanto estas são formadas pela combinação de diferentes grupos de plantas hospedeiras e diferentes filos de fungos. Daí evidencia-se a existência de outros tipos de micorrizas, as quais são diferenciadas pelas características morfológicas e anatômicas das raízes e que são denominadas como ectomicorrizas, ectendomicorrizas, micorrizas arbutóides, micorrizas ericóides e micorrizas orquidóides.

Saggin-Júnior e Silva (2005) destacam cada tipo de micorriza: as ectomicorrizas são micorrizas formadas pelos fungos dos filos Basidiomicetos e Ascomycetos com Angiospermas e Gimnospermas, as hifas não penetram nas células do córtex radicular. Crescem entre e ao redor das células, formando a Rede de Hartig. Formam um manto fúngico que envolve a raiz, onde a morfologia da raiz é visualmente modificada. As ectendomicorrizas são formadas

principalmente por Basidiomicetos com Gimnospermas e Angiospermas, as hifas penetram inter e intracelularmente nas células do córtex radicular, formando hifas enoveladas no interior das células, ou seja, um fino manto fúngico que envolve a raiz. As micorrizas arbutóides são formadas por Basidiomicetos com plantas do gênero *Arbutus*, são similares as ectomicorrizas na morfologia radicular, formando a Rede de Hartig e as células da epiderme são colonizadas, formando hifas enoveladas no interior, as quais desintegram sem afetar as células, que podem ser colonizadas novamente. As ericóides são formadas por Basidiomicetos e Ascomicetos com plantas da ordem Ericales e da família Monotropaceae, a superfície das raízes possui menos hifas do que uma típica ectomicorriza, as quais crescem entre as células e invadem-nas, formando hifas enoveladas. As orquídoides são formadas por Basidiomicetos com plantas da família Orquidaceae. Durante a germinação, as orquídeas são dependentes de suprimento externo de carbono, o qual é suprido pela associação. Na planta adulta hifas enoveladas e pelotões são formados no interior das células do córtex radicular (Figura 01).

Figura 01 - Esquema dos tipos de micorrizas



a - ectomicorrizas (ECM); **b** - micorrizas arbusculares (AM); **c** - micorrizas ericóides; **d** - micorrizas orquídoas; **e** - micorrizas arbutóides; **f** - micorrizas monotrepóides; **ar** - arbúsculo; **arb** - arbutóides; **cc** - célula cortical; **e** - esporo; **er** - enrolamentos; **ha** - haustórios; **m** - manto; **me** - micélio extrarradicar; **nov** - novelos; **rH** - rede de Hartig.

Fonte: http://www.uc.pt/grasses/Divers_fungica/tipos_de_micorrizas (Azul, 2002, modificado a partir de Deacon, 1997).

3.1.2 Papel nutricional e ecológico

O papel de destaque dos FMAs é aquisição de nutrientes do solo. São eles que proporcionam às plantas maior absorção de água e de nutrientes que, muitas vezes, se encontram fixados às estruturas do solo e, portanto de difícil acesso sem ajuda das micorrizas. Devido à característica de baixa mobilidade no solo e a importância do fósforo (P) para todos os vegetais, a absorção deste nutriente intermediada pela associação merece especial destaque. Normalmente, o P só pode ser absorvido pela raiz quando íons fosfatos se localizam na região de contato imediato com a superfície da raiz (CARDOSO *et al.*, 2010), daí a importância da associação micorrízica arbuscular, onde as hifas extrarradiculares agem de forma mais eficiente, explorando um maior volume de solo que a raiz não conseguiria atingir.

As micorrizas chegam a contribuir na absorção de nutrientes de forma bastante expressiva, elevando as taxas de absorção em até 80% de P, 60% de Cu (Cobre), 25% de N (Nitrogênio), 25% de Zn (Zinco), e 10% de K (Potássio), conforme demonstrado por Marschner e Dell (1994).

Mohammad *et al.* (2004) destacam que o acréscimo da nutrição de P em plantas colonizadas por FMAs tem como, dentre outros, resultados o aumento no crescimento e na atividade fotossintética, aumento na taxa de transferência de carboidratos para as raízes, a diminuição do pH da rizosfera devido à colonização, o que pode levar a aumentos da solubilidade de P no solo.

Os diferentes fotoassimilados que chegam às raízes podem atuar regulando a atividade de diversas enzimas, bem como a presença de açúcares e aminoácidos (Berbara *et al.*, 2006); o que pode favorecer maior crescimento de determinadas espécies de FMAs em diversas espécies de plantas e associações de MAs.

As MAs proporcionam maior sobrevivência às comunidades vegetais pelo fato de diminuírem a suscetibilidade destes às patogenicidades, fato que pode ser, explicado parcialmente, através das modificações na fisiologia da planta que ativam os mecanismos de defesa após a colonização micorrízica (FOLLI-PEREIRA *et al.*, 2012). O relato sobre proteínas referentes à patogênese, acúmulos de fitoalexinas e lignificação da parede celular indica a ocorrência de resistência sistêmica em plantas micorrizadas em locais distantes dos sítios de infecção (SELOSSE *et al.*, 2004).

Os FMAs ainda são importantes para a manutenção do equilíbrio de matas ciliares, visto que estas áreas sofrem significativos impactos e necessitam, portanto, de um longo período para seu restabelecimento. Neste contexto, o equilíbrio pode ser acelerado com o reflorestamento da mata usando mudas de espécies vegetais inoculadas com os FMAs. De acordo com Colozzi-Filho e Nogueira (2007), os FMAs apresentam eficiente tolerância à seca e ao calor, e conseguem mesmo nessas condições de estresse, retirar nutrientes escassos do solo e fazer a troca com as raízes das plantas. Além disso, conseguem manter uma interação ecológica com fitopatógenos, contribuindo para aumentar a resistência das plantas à ação destes.

Os FMAs também são elementos essenciais na recuperação de áreas degradadas por erosão, inundações periódicas, mineração, ou seja, áreas que reduziram a capacidade do solo em sustentar a vida dos organismos produtores e consumidores, ocasionando o declínio da função do ecossistema. Nesse caso eles representam um elemento quantitativo e qualitativo significativo nos ecossistemas por realizarem influência no crescimento e na adaptação das plantas a estresses de nível biótico e abiótico (MOREIRA, SIQUEIRA, 2006), atuando através de diversos mecanismos, como melhoria nutricional e favorecimento das relações hídricas.

Outro papel importante da colonização dos FMAs é diminuir os efeitos negativos da poluição do solo por metais pesados, como Alumínio (Al), ajudando também na relação hídrica com a planta quando há limitação nutricional, pois o emaranhado micelial ajuda na agregação do solo. O micélio externo do FMA secreta a glomalina, uma glicoproteína hidrofóbica que apresenta alta estabilidade no solo, podendo permanecer por 42 anos até sua completa mineralização, portanto, é provável que ela tenha impacto sobre a construção de nichos que irão promover a agregação do solo e sua estruturação, com a consequente redução dos processos erosivos (BERBARA *et al.*, 2006).

3.1.3 Estrutura morfológica dos esporos

Os esporos são um dos principais propágulos responsáveis pela colonização micorrízica, porém existem outros dois, os fragmentos de raízes colonizadas e o micélio externo, os quais funcionalmente podem contribuir para propagação dos FMAs em um ecossistema.

A morfologia dos esporos dos FMAs é peça indispensável para que haja a possibilidade de se determinar, pelo menos, ao nível taxonômico de gênero a identificação dos fungos deste grupo. Sendo que esporos deste grupo recebem a denominação de glomerosporos, devido características que os diferenciam dos demais grupos (GOTO; MAIA, 2006).

O tamanho, forma, cor, organização e estruturas da parede dos glomerosporos, entre outros são elementos utilizados para descrição e identificação dos FMAs, sendo que a organização de suas paredes é o componente que mais fornece informações sobre a descrição das espécies. As paredes dos glomerosporos apresentam alta variabilidade, diferentemente de outros grupos de fungos, podendo constituir-se de até quatro camadas, que podem ser lisas ou ornamentadas (INVAM, 2014).

De acordo com Souza, *et al.* (2010) as paredes dos glomerosporos foram descritas desde 1983, por Walker; e até 1995, por Koske e Gemma. Eles as descreveram, classificando-as em dez tipos: a) Evanescente: efêmera, camada única ou laminada, com aspecto gelatinoso; b) Unitária: Rígida, única camada lisa ou ornamentada, pigmentada ou hialina; c) Laminada: Várias lâminas finas e rígidas aderidas, lisa ou ornamentada, pigmentada ou hialina; d) Expansiva: única ou laminada; e) Membranosa: Parede fina, flexível, geralmente hialina; f) Coriácea: Parede flexível, espessura de 2,0 a 5,0 μm ; g) Amorfa: Parede flexível, porém resistente; h) Chanfranulada: Parede flexível que se fratura com facilidade; i) Germinativa: Parede única, concolor à parede laminar que a antecede, geralmente fina, com protuberâncias na forma de papilas arredondadas; j) Perídio: envoltório hifálico ao redor de esporos isolados, em grupos ou esporocarpos.

A coloração dos glomerosporos é um aspecto que possui suma relevância na caracterização dos morfotipos, pois estes se apresentam de forma diversificada. São hialinos, subhialinos, castanhos, amarelos claros, cremes, laranjas, laranja-marrom, vermelho-marrom, marrons a negros, entre outras. Entretanto, a forma não varia muito, na maioria das vezes se apresenta globosa a subglobosa, podendo apresentar-se também como irregular, ovalada e piriforme. O tamanho pode variar de 22 a 1050 μm (SOUZA *et al.*, 2010), mostrando que estão entre os maiores esporos do Reino Fungi.

Souza *et al.* (2010) destacam que na década de 1990, pesquisadores como Morton e os brasileiros Franke e Stürmer fizeram um estudo comparativo de diferentes gêneros de FMAs com intuito de definir os caracteres subcelulares (paredes) dos glomerosporos baseando-se na

ontogenia. Resultados dos estudos trouxeram informações de que caracteres dos glomerosporos podiam ser ordenados hierarquicamente, conforme sua origem temporal e espacial; sendo caracteres primários, as paredes internas e a estrutura de germinação; secundários, as paredes distintas, destacando cor, comprimento e largura; terciários, os aspectos quantitativos e qualitativos, como espessura, cor, ornamentação e reação ao reagente de Melzer.

A ontogenia, ou seja, a formação dos glomerosporos é descrita até os dias atuais por cinco tipos. Conforme destacam Maia *et al.* (2010), os tipos são: a) glomoide forma o glomerosporo na porção terminal ou intercalar de uma hifa, é mais peculiar do gênero *Glomus*; b) gigasporoide forma os glomerosporos no ápice de uma hifa esporógena bulbosa, encontrado em gêneros como *Gigaspora* e *Cetraspora*; c) radial-glomoide forma terminalmente na hifa, mas de modo radial, peculiar do gênero *Glomus*; d) aucasporoide forma na lateral de uma hifa conectada a um sáculo esporífero terminal, encontrado em gêneros como *Aucaslopora* e *Ambispora*; e) entrofosporoide forma o glomerosporo dentro da hifa que conecta o sáculo esporífero, observado em gênero como *Entrophospora*. Estes tipos caracterizam grupos taxonômicos e estão associados a diferentes tipos de germinação.

3.1.4 Características físico-químicas do solo x FMAs

O solo é um componente essencial para que a biodiversidade de uma determinada área seja definida. Para isso, este é composto por diversos aspectos. Traz como principais componentes físicos o silte, a areia e a argila; e quimicamente elementos como Fósforo (P), Carbono (C), Nitrogênio (N) e Hidrogênio (H). No entanto, são os organismos biológicos presentes no solo que especialmente nos chamam a atenção. Os organismos da biota do solo são bactérias, insetos, nematóides, algas e fungos, fundamentais na renovação manutenção e equilíbrio do ecossistema terrestre (PRIMAVESI, 2002). Portanto, o solo é um recurso que, juntamente com seus organismos é fundamental para a manutenção da vida e para o equilíbrio da biosfera (SOUZA *et al.*, 2006).

Os microrganismos presentes no solo têm função essencial na produtividade de agroecossistemas e no funcionamento dos ecossistemas naturais (SIQUEIRA; FRANCO, 1988). A atividade microbiana no solo pode ser algumas vezes nociva, no entanto é principalmente benéfica, através da ação dos FMAs, que tem, dentre outras várias funções a

contribuição para a estruturação tridimensional do solo composta por complexos orgânicos, minerais (agregados) e poros (RILLIG; MUMMEY, 2006).

Os FMAs contribuem na qualidade do solo de sistemas agrícolas e têm papel vital na sustentabilidade, por serem possivelmente, os fungos de solo mais abundantes em tal ecossistema (OLSSON *et al.*, 1999). Eles também são capazes de alterar as características físico-químicas do substrato e, portanto, contribuem para a formação e manutenção da estrutura do solo, agregando as partículas do solo por meio de hifas extrarradiculares e de seus exsudatos e resíduos (FOLLI-PEREIRA *et al.*, 2012).

A simbiose entre os FMAs e as plantas tem caráter mutualístico, pois não só as plantas são favorecidas, mas também os fungos. Estes adquirem das plantas suprimentos e compostos orgânicos de C provenientes da fixação via processos fotossintéticos e retribuem às plantas nutrientes, principalmente em relação à absorção de P (MOREIRA; SIQUEIRA, 2002).

Esta relação simbiótica é possível pelo fato das hifas intra e extra-radiculares dos fungos serem capazes de absorver elementos minerais do solo e transferi-los para as raízes, onde são absorvidos e assimilados. Já no ambiente intra-radicular, a troca bidirecional ocorre principalmente nos arbúsculos, estruturas presentes no córtex da planta (BERBARA *et al.*, 2006).

Diversos componentes são responsáveis pela boa qualidade da nutrição dos solos. Entre eles a matéria orgânica, a quantidade de Fósforo (P), de Carbono (C) e o valor do pH. A matéria orgânica do solo compõe-se de todo material orgânico presente no solo, incluindo a liteira, as frações leves, a biomassa microbiana, substâncias orgânicas solúveis em água e a matéria orgânica estabilizada, conhecida como húmus (STEVENSON, 1994). A matéria orgânica presente no solo se destaca pelo seu potencial de indicar a qualidade do solo, pois este se relaciona com outros vários componentes exercendo efeitos de útil valor. Assim, afirma Abbruzzini (2011, p. 20) que a matéria orgânica traz “efeito direto na retenção da água no solo, formação de agregados, densidade do solo, pH, capacidade tampão, capacidade de troca catiônica, mineralização, absorção de pesticidas e outros agroquímicos, infiltração, aeração e atividade microbiana.”

O P é um elemento que possui baixa disponibilidade no solo por possuir alta capacidade de fixação no substrato solo. Devido a esta característica as plantas possuem certa dificuldade de absorver este nutriente, portanto cria-se a necessidade de recorrer à associação

com os FMAs para que estes possam ajudá-las na absorção com mais facilidade. No entanto, muitas vezes a planta já pode estar suprida de P e dispensar a associação com o fungo, é o que destacam Costa *et al.*(2001) onde dizem que: o mecanismo que regula a associação planta-fungo está relacionado com o nível crítico de P para o crescimento da planta. Sobretudo, Fernandes *et al.* (1987) apontam que a aplicação de uma pequena dose de P em solo com alta deficiência deste, favorecerá o aumento da colonização e esporulação dos fungos.

A absorção de N feita pelos FMAs sempre está relacionada com a associação a outro microssibionte, a bactéria fixadora de nitrogênio. Quando os FMAs inserem P à planta contribuem, simultaneamente, para maior nodulação da leguminosa pelo rizóbio, visto que o P é um dos elementos indispensáveis para que haja nodulação e fixação do N (CARDOSO *et al.*, 2010). Os FMAs também podem atuar na transferência direta de N de uma planta para outra através da comunicação do micélio extrarradicular ou ser reponsável por aumentar a utilização de diferentes formas de N pelas plantas (CARRENHO, 2010). De acordo com Sengik (2003), o N oferece efeito mais rápido sobre o crescimento vegetal e promove o desenvolvimento do sistema radicular e com isso ajuda no melhoramento da absorção dos outros nutrientes do solo.

O C é um elemento que está ricamente armazenado no solo, podendo ser encontrado, principalmente, na camada mais superficial entre 0 (zero) e 30 cm, como também em profundidades maiores. O C presente no solo é influenciado por práticas de manejo e fatores edafoclimáticos, portanto o manejo inadequado do solo pode levar o carbono orgânico para a atmosfera em forma de CO₂ através da mineralização da matéria orgânica (ABBRUZZINI, 2011). Os FMAs podem ser considerados canais de fixação do C atmosférico para o solo, via planta, por terem acesso direto a fontes de C da planta, portanto, estima-se que, em todo o mundo, eles podem ser responsáveis pelo dreno anual de cinco bilhões de toneladas (5Gt) de C aos solos (BAGO *et al.*, 2000). Desta forma, mostra ser o grande potencial de sequestro de CO₂ do meio ambiente.

O valor do pH do solo tem efeito influente no aparecimento e desenvolvimento dos FMAs. Apesar de ser encontrado com maior predominância em solos ácidos, esses fungos também são encontrados em solos com pH variando de ácido a básico, ou seja, de acordo com cada espécie fúngica (BRANDÃO, 1992), ou mesmo, cada espécie se adapta a um teor específico de acidez ou basicidade do solo. A predominância em solos ácidos ocorre, provavelmente, pelo fato de haver menor competição com outros organismos e porque o solo

se encontra com menor disponibilidade de nutrientes para as plantas. Quando o solo se encontra com pH entre os níveis 6 e 7 os nutrientes essenciais e os micronutrientes são absorvidos com mais facilidade pelas plantas (MALAVOLTA, 2006 *apud* MARIANO, 2010).

O nível de fertilidade do solo é um fator que influencia na ocorrência ou não da associação micorrízica. O elevado nível de fertilidade tende a inibir o desenvolvimento, no entanto, onde há baixa fertilidade há tendência de haver uma associação acentuada com a presença de maior colonização e esporulação do fungo (MOREIRA, SIQUEIRA, 2002). Neste caso podemos dizer que as espécies vegetais são simbioses facultativas, pois quando dispõem de alta disponibilidade de suprimento nutricional, elas podem simplesmente optar por não mais se associarem ao fungo. Nessa possibilidade, a inibição é realizada pela planta através de um mecanismo genético próprio (LAMBAIS, 2006 *apud* BERBARA *et al.*, 2006).

3.1.5 FMAs nos ecossistemas naturais e cultivos agrícolas

A ocorrência de FMAs nos diversos ecossistemas naturais e agrícolas é determinada e influenciada por diversos fatores bióticos e abióticos, agindo de forma a alterar ou interferir no processo de sobrevivência e colonização destes nas plantas (CARRENHO *et al.*, 2010).

Nos sistemas agrícolas, além desses fatores, as práticas de manejo do solo, o manejo da cultura e os tratamentos culturais, como adubação e aplicação de defensivos, podem implicar em alterações nos componentes físicos, químicos e biológicos do solo (COELHO, 2008; CARRENHO *et al.*, 2010). Dessa forma, estes fatores podem trazer alterações quantitativas não somente para as populações de FMAs presentes ou para as espécies vegetais cultivadas, mas para ambos os organismos que estão envolvidos na simbiose. Desta forma é visível que as micorrizas arbusculares se tornam ferramentas multifuncionais nos sistemas agrícolas, melhorando a qualidade física, química e biológica do solo e assim, conseqüentemente, a produção vegetal e a fertilidade do solo.

De acordo com Baumgartner *et al.* (2004), a comunidade de FMAs e o grau da associação fungo-planta depende da forma que o manejo da cobertura vegetal é realizado. Deste modo, observa-se que os FMAs trarão benefícios às plantas se o manejo for feito de maneira adequada. As plantas de baixa dependência micorrízica, têm a produtividade

ampliada através da relação simbiótica com o fungo apenas quando a quantidade de fósforo no solo é baixa, por outro lado para outras espécies o benefício trazido continua mesmo em altos níveis de fósforo devido à alta dependência micorrízica.

Stümer e Siqueira (2008) evidenciam a ocorrência de quase 50% das espécies descritas de FMAs em diferentes ecossistemas naturais e agrícolas no Brasil. Estudos relatam que existe maior ocorrência de espécies de FMAs em ecossistemas não alterados do que em ecossistemas manejados com sistema agrícola (SIQUEIRA *et al.*, 1989; SIEVERDING, 1991).

A maior riqueza de FMAs em ecossistemas naturais se dá pela maior abundância de espécies vegetais, o que se contrapõe aos sistemas agrícolas com diminuição da diversidade de plantas e manejo de solo e de cultura, o que muitas vezes é feito em forma de monocultivo. Em contraponto, Miranda *et al.* (2005) e Siqueira *et al.* (1989), em estudos afirmam que o maior número de esporos e a maior taxa de colonização radicular são encontrados em sistemas agrícolas. No entanto, esse fato se dá justamente à estratégia de sobrevivência do fungo diante da diminuição da diversidade vegetal.

Portanto, observa-se cada vez a necessidade de investimentos de estratégias que venham melhorar e aumentar a produção agrícola, desta forma, muitos produtores já recorrem ao uso de inóculos de FMAs que surgem como uma ótima alternativa. Mergulhão *et al.* (2008) ressaltam a relevância do uso de inóculo micorrízico arbuscular em culturas de importância econômica para o Brasil, como : abacaxi, café, citros, leguminosas, milho, mamão, tomate, como também na confecção de mudas de árvores frutíferas e para reflorestamento, as quais podem obter até cerca de 30% de aumento na produção, dependendo da cultura, quando realizam a simbiose.

3.1.6 FMAs no Bioma Caatinga

A Caatinga é um bioma exclusivamente brasileiro que ocupa 844.453km², o equivalente a 11% de todo território nacional (MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE (MMA), 2014), se fazendo presente, principalmente, na região Nordeste. É representada por uma vegetação arbórea e arbustiva que possui mecanismos de adaptação para resistir durante os períodos longos de estiagem, como a caducifólia, ou seja, perda das folhas para evitar o excesso de transpiração (MELO; RODRIGUEZ, 2004).

Este bioma possui uma variação fisionômica bastante relevante, chegando a ser chamada de caatingas. A variação está favorecida por fatores que vão desde variações climáticas regionais, locais, composição florística, topografia, tipos de solos e impactos das atividades humanas. Não é à toa que Melo e Rodriguez (2004) agrupam a Caatinga em quatro categorias: 1) Caatingas arbóreas, mais ou menos densa, com ou sem cactáceas; 2) Caatingas arbustivas densas, com poucas ou muitas cactáceas e bromeliáceas; 3) Caatingas mais ou menos abertas, com arbustos dispostos em touceiras esparsas e com grande quantidade de cactáceas e 4) Caatingas ralas, esparsas, baixas.

Um dos maiores desafios dos ambientalistas na atualidade é a conservação da biodiversidade da Caatinga, pois este bioma sofre várias ações que trazem significativo impacto negativo. Dentre elas a devastação da mata para a utilização de atividades agrícolas, pecuária, como também para suprimento doméstico e industrial, como é o caso da lenha, da madeira e do carvão vegetal. Esse extremo processo de degradação ambiental provocado pelo uso insustentável dos recursos naturais, traz como consequências a diminuição ou mesmo a extinção de espécies animais e vegetais e aumento das áreas favoráveis à desertificação. Infelizmente, a caatinga é a vegetação natural brasileira menos protegida, tendo menos 2% de toda sua área representada como unidades de conservação (LEAL *et al.*, 2003).

A diversidade microbiológica na Caatinga é muito variável devido, principalmente, à alta variação local de fatores ambientais como níveis de radiação solar, média de temperatura anual, umidade relativa, períodos de secas, que de modo particular influenciam o ciclo de vida vegetal e animal (PRADO, 2003).

Estudos mostram (GUSMÃO; MAIA, 2006; GUSMÃO *et al.*, 2006) que há presença de fungos de diversos filos na Caatinga, perfazendo um número total de mais de 800 espécies, dentre os filos fúngicos, há representantes do filo Glomeromycota. Em outros estudos (SOUZA *et al.*, 2005; SILVA, 2003; ALBURQUERQUE, 2008; MERGULHÃO *et al.*, 2009) a presença de glomeromicotas em Caatinga nativa, preservada e impactada é bastante representativa, devido a ocorrência de mais de vinte espécies em cada estudo (21, 24, 29 e 34 respectivamente). Portanto, nesse contexto de caatingas, o FMA tem destaque especial por atuar no papel da manutenção, equilíbrio, produtividade e contribuição na determinação da composição florística dos ecossistemas terrestres.

Yano-Melo *et al.* (2003) em seus estudos destacaram a existência de 80 espécies de FMAs no Brasil, sendo que apenas 1% destas estavam presentes na Caatinga. No entanto,

estudos mais atuais mostram registros de 75 espécies de FMAs na Caatinga, sendo distribuídas nos ecossistemas naturais, agrícolas e impactados (MAIA *et al.*, 2010). Resultado que mostra uma alta diversidade, visto que temos pouco mais de 200 espécies registradas para o Brasil, mas apesar do aumento da diversidade ao longo dos anos, ainda, deve-se levar em consideração a escassez de estudos sobre a biodiversidade de FMAs neste bioma.

Stürmer e Siqueira (2008) abordaram em seu trabalho um dado bastante expressivo para área de Caatinga. A ocorrência de cinco espécies descritas no bioma Caatinga ainda não haviam sido registradas no Brasil, entre elas uma espécie do gênero *Gisigaspora*, três *Glomus* e uma *Scutellospora*.

Verificando-se o registro da diversidade de espécies de FMAs por áreas na Caatinga, o observado é que das 75 registradas na atualidade, 27 ocorrem nas três áreas (sistemas agrícolas, áreas preservadas e áreas impactadas) 15 ocorreram apenas nos sistemas agrícolas e 12 nas áreas preservadas e duas nas aéreas impactadas (MAIA *et al.*, 2010).

4 METODOLOGIA

4.1 Descrição da área de estudo

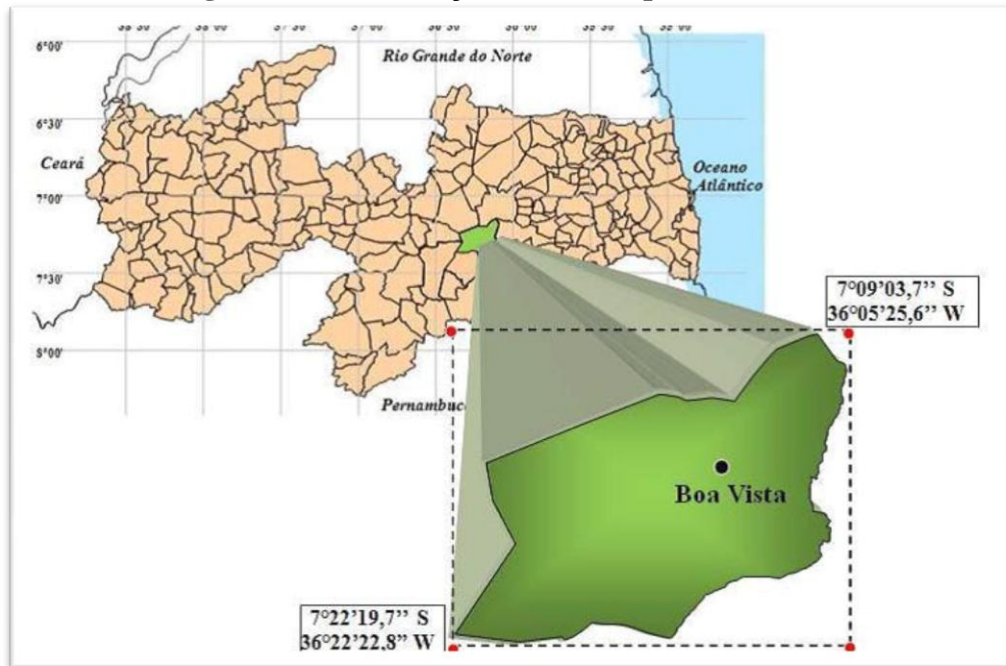
O estudo foi realizado em duas propriedades rurais, na comunidade denominada Caluête, localizada no município de Boa Vista, semiárido Paraibano.

Geograficamente o município de Boa Vista pertence à Mesorregião do Agreste Paraibano e à Microrregião de Campina Grande. É delimitado pelas coordenadas 7°09'03,7" e 7°22'19,7" de latitude Sul e 36°05'25,6" e 36°22'22,8" de longitude Oeste (Figura 02). Possui clima quente e seco com distribuição irregular das chuvas em curtos períodos, estação seca prolongada e apresenta média pluviométrica de 400 mm/ano (SOUSA *et al.*, 2008).

A vegetação é típica de Caatinga arbustivo-arbórea hipoxerófila, com destaque para a jurema, o mandacaru, o facheiro e a catingueira e; os solos se apresentam rasos e pedregosos (RODRIGUEZ, 2012). De acordo com a EMBRAPA (1999) no município de Boa Vista são encontrados cinco tipos de solo: Luvisolo Crômico Órtico vértico, Planossolo Nátrico Sáfico típico, Neossolo Litólico Eutrófico, Afloramentos de rochas e algumas manchas de Neossolo Flúvico Eutrófico.

Boa Vista é um município novo, pois foi desmembrado de Campina Grande há apenas 22 anos. Também é pequeno e pouco populoso. É o que mostra o Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística: população de 6.227 habitantes e sua área territorial consta de 476.541 Km² (IBGE, 2010). No entanto, este município se destaca pelas atividades econômicas que desenvolve. As principais são pecuária (bovino, caprinos, ovinos, suínos e aves), agricultura (milho e feijão), extração de minérios, como a bentonita, extração de pedra cal e pedra rachinha, fato que demonstra uma zona rural bastante diversificada.

Figura 02 - Localização do Município de Boa Vista - PB



Fonte: SOUSA *et al.*, 2008

4.2 Cultivos e manejo

Nas propriedades estudadas, o cultivo agrícola é feito principalmente para subsistência familiar, mas dependendo do resultado da colheita, também é usado para realização comercial. Normalmente o plantio é feito apenas em época chuvosa (entre os meses de Janeiro e Junho), não havendo uso de irrigação. Os gêneros cultivados, na maioria das vezes, são apenas o milho e o feijão. Habitualmente essas duas culturas são feitas em consórcio, mas podendo também ser cultivadas separadamente. É comum, também que, o cultivo consorciado de milho e feijão seja consorciado com outro tipo de cultura, a palma forrageira. A palma forrageira é uma cultura que serve como alternativa para os agricultores/pecuaristas alimentarem seus rebanhos bovinos, ovinos e caprinos em longos períodos de estiagem.

O preparo da área a ser cultivada passa por diferentes etapas. Inicia-se primeiramente com a broca e queimada da área de Caatinga, onde todas as espécies vegetais são abatidas. Uma boa parte das árvores e arbustos mortos naturalmente é aproveitada para confecção de estacas, outra como lenha. O que não é aproveitável é lançado ao fogo. Após esta etapa, realiza-se o destocamento, que consiste na retirada de tocos das árvores que ainda restavam. O solo da área cultivada recebe adubo orgânico proveniente do esterco dos animais bovinos, ovinos e caprinos, no entanto, feito de forma eventual. O uso de inseticidas nas culturas

raramente é usado. O manejo do solo é feito, principalmente, com arado de tração animal e, eventualmente por tratores fornecidos pela Prefeitura do município.

4.3 Coleta de amostras do solo

A coleta das amostras de solo foi realizada no mês de Dezembro de 2013. De cada área de cultivo, o solo foi amostrado com uso do trado holandês, na profundidade de 20 cm. Em cada área foram coletadas mais de uma subamostra de solo rizosférico, homogeneizadas e usadas para comporem uma amostra composta, as quais foram secas ao ar e armazenadas em sacolas plásticas devidamente identificadas.

Foram estudadas cinco áreas, cada uma representada conforme a seguir:

Quadro 01 - Cinco áreas de cultivo referentes ao estudo da ocorrência de FMAs

Áreas	Cultivo
01	Milho (M)
02	Consórcio de milho, feijão e palma forrageira (MFPP)
03	Caatinga manejada (CM)
04	Palma forrageira (PF)
05	Feijão (F)

A Área 01(M) cultivada por milho tem expansão total de 8 (oito) hectares, e é caracterizada por um terreno plano, com declividade suave (Figura 03). Nesta área sempre houve cultivo de outras culturas, como palma, feijão, fava, muitas vezes de forma consorciada. O fertilizante usado sempre foi o adubo orgânico de origem animal (bovino e ovino) e a aplicação de agroquímicos ocorre de forma esporádica para controle de lagartas se aparecerem. Foram coletadas seis subamostras de solo, pelo fato desta área mostrar pontos de aspectos diferentes, como alto, alto com solo revirado, baixada com pedras e esterco e parte mais baixa com restolhos de cultura, neste caso, a palha do milho.

A Área 02 (MFPP) cultivada pelo consórcio de milho, feijão e palma forrageira (sendo que o milho e o feijão já haviam sido colhidos) possui área total de 8 (oito) hectares, e é caracterizada por um terreno semi-inclinado, mas com solo homogêneo em toda a área (Figura 03). Nessa área as três culturas foram distribuídas de forma intercalada, ou seja, uma

fileira de palma com milho e outra de palma com feijão. Assim foram coletadas três subamostras de cada combinação de culturas.

A palma forrageira é uma cultura que possui maior tolerância a pragas e por isso, na agricultura familiar, se torna uma estratégia interessante cultivá-la com outras culturas mais susceptíveis. A rotação de cultura, a adubação e a aplicação de agroquímicos acontecem da mesma forma relatada na área 01.

Figura 03 – Áreas de cultivo agrícola 01: Milho (A e B) e 02: Milho, feijão e palma forrageira (C e D) em Boa Vista – PB.



Foto: Vitória Araújo (2013)

A Área 03 (CM) é caracterizada por apresentar uma Caatinga, onde encontramos espécies representativas, facheiro, xique-xique, coroa-de-frade, cactáceas típicas deste bioma e de ambientes semiáridos (Figura 04). Nesta área foram coletadas duas subamostras de solo, apresentavam coloração mais escura devido ao acúmulo de matéria orgânica de origem vegetal e animal, onde se percebe visivelmente o manejo desta área com algumas atividades. Portanto, esta área foi denominada de Caatinga manejada pelo fato de ser utilizada para pastagem de animais bovinos e ovinos, por ocasião do período chuvoso e, em época de estiagem para retirada de cactáceas para alimentação animal. Também podemos destacar a utilização da madeira seca para confecção de cercas e a lenha para uso doméstico. No entanto, esta área ainda se encontra em bom estado de conservação, o que fez com que ela se tornasse a área de referência para relacionar os resultados obtidos nas demais áreas.

A Área 04 (PF) cultivada por palma forrageira tem expansão total de cerca de 15 hectares, e é caracterizada por um terreno semiplano de solo amarelado (Figura 04). Nesta área foi observada a presença de espécies vegetais invasoras que não resistiram ao período de estiagem, como também a presença de infestação da praga Cochonilha do carmim (*Dactylopius opuntiae*, Cockerell), que vem devastando e colocando essa cultura em risco de extinção no semiárido. Nesta área foram coletas duas subamostras de solo.

A Área 05 (F) que havia sido cultivada por feijão tem expansão total de cerca de 12 hectares, e é caracterizada por um terreno plano de solo avermelhado e pedregoso em alguns pontos e mais claro e arenoso em outros (Figura 04). Nesta área cultivada por feijão não foi observada a presença de restos da cultura. Foram coletadas três subamostras de solo. A rotação de cultura, a adubação e o uso de agroquímicos é feito da mesma forma relata na área 01.

Figura 04 - Área 03: Caatinga manejada (E) e áreas de cultivo 04: Palma forrageira (F e G) e 05: Feijão (H) em Boa Vista – PB.



Foto: Vitória Araújo (2013)

4.3.1 Análises do solo

As amostras de solo foram enviadas ao Laboratório de Irrigação e Salinidade do Departamento de Engenharia Agrícola da Universidade Federal de Campina Grande, e

submetidas à análise química de pH em H₂O, Macronutrientes, Fósforo assimilável e Matéria Orgânica.

4.4 Extração, separação e contagem de esporos de FMAs

De cada amostra composta foram realizadas três extrações dos esporos de FMAs. Foram usados 50 ml de solo para o procedimento de extração por peneiramento úmido, utilizando-se de peneiras com malhas de 500, 250, 63 µm diâmetro, logo após, a amostra obtida foi centrifugada por três minutos a 3000 rpm (GERDEMANN, NICOLSON, 1963). Posteriormente, a centrifugação da amostra foi feita por dois minutos a 2000 rpm em solução de sacarose 50% (JENKINS, 1964).

Os esporos de FMAs foram separados em morfotipos, ou seja, em espécimes com características morfológicas semelhantes, levando-se em consideração cor, forma e tamanho. Para tal procedimento foram utilizadas placas de Petri e microscópio estereoscópico. Em seguida os morfotipos foram avaliados para contagem direta em cada grupo de morfotipo encontrado, seguindo normas recomendadas pelo International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mychorrizal Fungi (INVAM, 2015 - <http://invam.wvu.edu>).

Alguns esporos representativos dos grupos de morfotipos encontrados foram fixados em lâminas com PVLG (Polivinil lacto-glicerol) e observados em microscópio óptico. A identificação e a descrição de morfotipos dos FMAs foram realizadas através da avaliação das características morfológicas dos esporos seguindo as normas estabelecidas por Schenck e Pérez (1987) e INVAM (2014) e tendo como ferramenta sites, como o da Universidade Federal de Lavras (http://www.dcs.ufla.br/micorriza/fungos_micorrzicos_arbusculares.html) e também o (<http://www.zor.zut.edu.pl/Glomeromycota/Taxonomy.html>).

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 Análise de solo

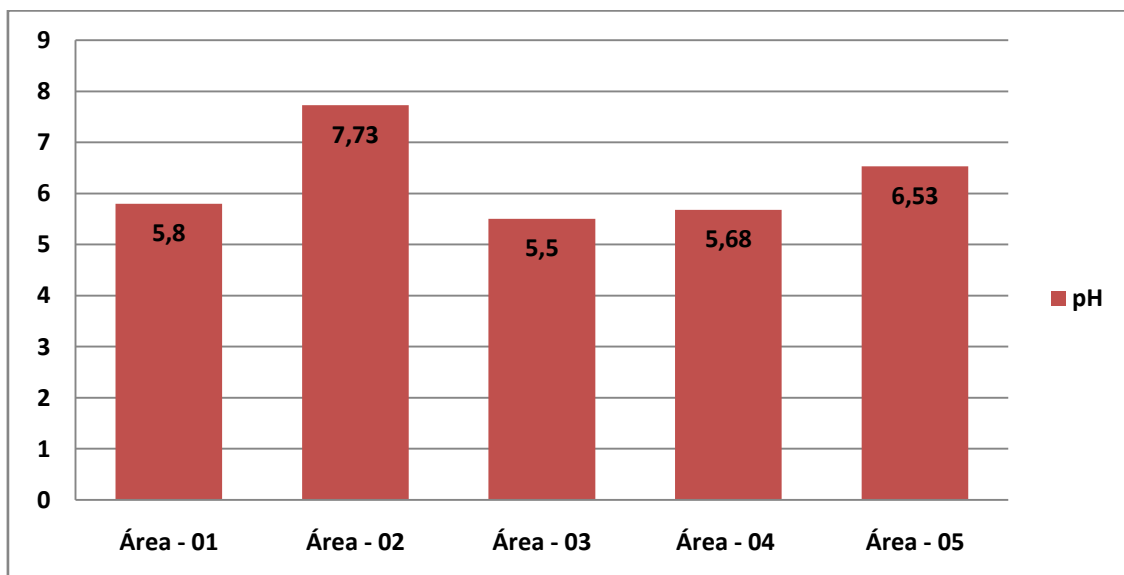
5.1.1 pH

O valor de pH serve para avaliar as condições de um determinado solo, que podem se apresentar ácidos, básicos ou alcalinos, o que vai influenciar a produtividade das plantas.

A maioria das áreas apresentou pH com acidez média, sendo todos os valores acima de cinco (Gráfico 01). Geralmente, os solos ácidos são caracterizados pela presença de Al (Alumínio) tóxico, o qual é prejudicial para as plantas, influenciando no desenvolvimento do sistema radicular. Todavia, a partir do pH 5,5 não existe mais alumínio tóxico devido à sua precipitação na forma de óxido de alumínio (MALAVOLTA, 1979), é o que pode ser observado nas cinco amostras de solo, todos os valores de pH acima de 5,5 e Al com valor zero (0,0).

A área 03 (CM) apresentou o maior valor de acidez, no entanto, as áreas 01(M) e 04 (PF) apresentam acidez média. A área 05 (F) possui acidez fraca e a área 02 (MFPF) foi a que apresentou pH mais básico, ou seja, alcalinidade fraca, pois seu valor está abaixo de 7,8 (Tomé Jr,1997).

Gráfico 01 – Análise da relação do pH em H₂O (1:2,5) nas áreas 01: Milho; 02: Milho, feijão e palma forrageira; 03: Caatinga manejada; 04: Palma forrageira e 05: Feijão em Boa Vista – PB.



Quando o pH se encontra em condições ácidas, como é o caso das áreas 01, 03 e 04 as plantas podem sofrer deficiências devido a pouca disponibilidade de nutrientes que acontece por causa da fixação do P (Fósforo) pelos elementos Fe (Ferro) e Al (Alumínio) formando compostos insolúveis não disponíveis para as plantas. No entanto, a maior disponibilidade e absorção de nutrientes pelas plantas é encontrada em solos com a faixa de pH entre 6,0 e 6,5, sendo esta a mais adequada para a maioria das culturas (MALAVOLTA, 1979), o que caracteriza a área 05 cultivada por feijão, onde se sabe que este tipo de leguminosa tem seu pH ideal entre 5,5 e 6,5, desta forma esta área pode apresentar condições químicas menos favoráveis à associação dos vegetais com os FMAs.

Logo, a cultura de milho tem seu pH ideal para desenvolver-se com valores de 5,5 a 7,0, ou seja, desde o solo com acidez fraca a pH neutro, neste caso a área 01, cultivada por milho apresentou valor de pH dentro dos limites ideais para o desenvolvimento.

Se os valores do pH estiverem abaixo de 4,5 ou acima de 7,0 indicam o solo está em condições desfavoráveis às plantas, é o caso da área 02 cultivada em consórcio de milho, feijão e palma forrageira, com valor de pH 7,73, o que causa deficiência na disponibilidade de P, e elevação nos teores de Na, Ca, Mg e K, é o que afirma Sengik (2003) quando diz que a absorção do P pelas plantas tem influência direta do pH do solo, sendo que quanto mais ácido ou mais básico for, menor será a absorção e a disponibilidade do P. Porém, solos que têm o pH entre 5,8 e 7,5 tendem ser livres de problemas do crescimento de plantas (SANTOS, 2008).

5.1.2 Macronutrientes

A análise do solo quanto a seus nutrientes fornece um espectro sobre sua fertilidade. Dentre os nutrientes analisados o íon Cálcio foi o cátion que predominou nas cinco áreas, apresentando valores entre 1,99 e 3,09 meq\100g. Em uma sequência decrescente vemos assim distribuídos os valores dos íons $Ca^{2+} > Mg^{2+} > K^+ > Na^+$ nas cinco áreas (Gráfico 02).

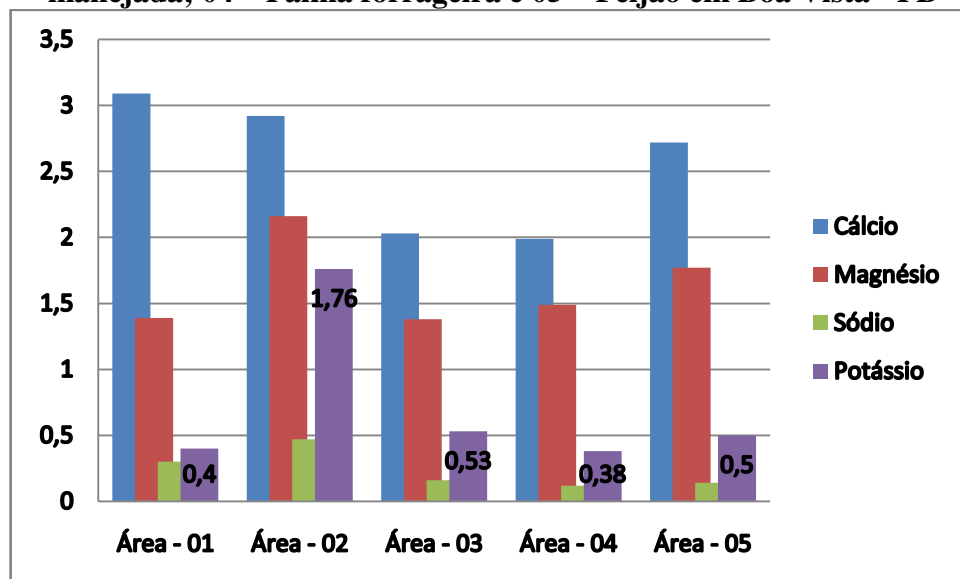
Os teores de Ca das áreas são considerados médios porque estão com valores acima de 2 meq\100g, com exceção da área 04 que apresentou o valor de 1,99 meq\100g. A disponibilidade de Ca às plantas, como também de K e Mg é afetada pela quantidade de

nutriente disponível no solo e pelo grau de saturação no complexo de troca e da relação com os outros cátions do complexo coloidal (SENGIK, 2003).

Visto que os valores de Ca e Mg são usados como indicadores de fertilidade do solo, Orlando Filho *et al.* (1996) indicam que existe uma relação íntima entre esses dois nutrientes na nutrição das plantas, isso se dá devido a proximidade de suas propriedades químicas, como raio iônico, grau de hidratação e mobilidade, o que leva a ocorrência de competição entre os sítios de adsorção no solo e absorção nas raízes, o que nesse caso a presença de um pode vir a prejudicar esses dois processos no outro.

Atualmente, existe uma relação adequada de Ca e Mg para as plantas, essa relação está pautada nos valores de Ca:Mg entre 4:1 e 8:1, no entanto, neste trabalho todas as cinco áreas se encontram com relação abaixo da proporção, no geral uma média de 2:1, o que não é satisfatória às plantas. Todavia, Medeiros *et al.* (2008) explicam que apesar de existir essa relação de proporções ideais, ainda não está estabelecido a partir de que proporção de Ca e Mg na capacidade de troca de cátion (CTC) começam ocorrer problemas nutricionais nos vegetais.

Gráfico 02 – Teores de Cálcio (Ca), Magnésio (Mg), Sódio (Na) e Potássio (K) (meq/100g de solo) nas áreas 01 – Milho; 02 – Milho, feijão e palma forrageira; 03 – Caatinga manejada; 04 – Palma forrageira e 05 – Feijão em Boa Vista - PB



*medida equivalente

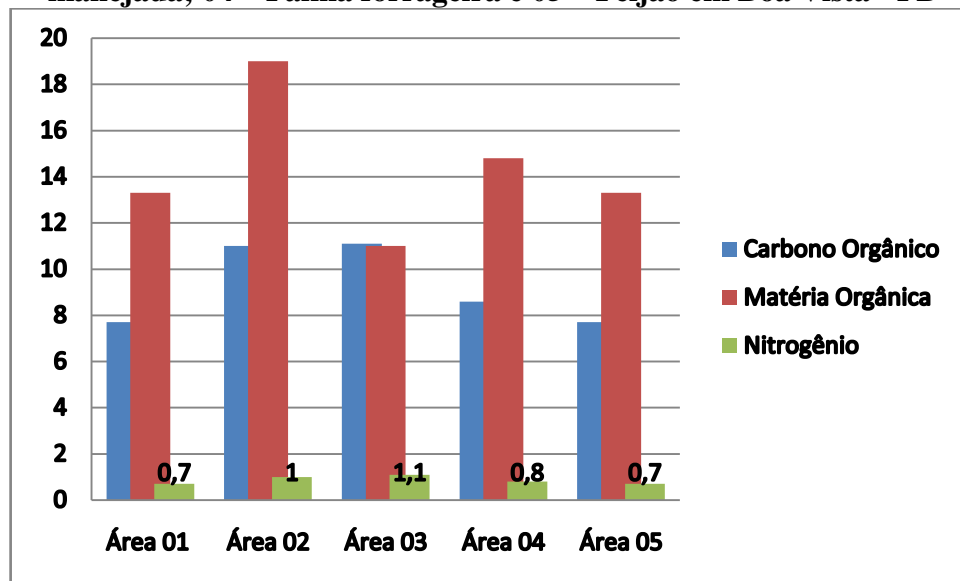
O K é um nutriente que não faz parte da composição das plantas, no entanto, é absorvido em forma de íon cátion (K^+) regulando e participando de processos essenciais como fotossíntese e absorção de água; nas plantas forrageiras sua absorção é de 15 a 30 g de K/Kg de matéria seca (SENGIK, 2003). Neste trabalho os teores tanto de K^+ quanto de Na^+ ficaram bem abaixo dos Ca^{2+} e Mg^{2+} , episódio este que pode ser explicado pela baixa capacidade do solo reter cátions monovalentes. O K, por sua vez, é encontrado com menor valor também por ser um elemento bastante móvel e facilmente lixiviado em solos com baixa CTC.

5.1.3 Matéria Orgânica, Carbono Orgânico e Nitrogênio

O fato de saber que o solo é rico ou pobre em matéria orgânica pode permitir o auxílio das recomendações apropriadas para o manejo do solo. Os valores de matéria orgânica encontrados nas amostras de solo das cinco áreas variaram de 11 a 19 g/dm³ de solo (Gráfico 03). Portanto, de acordo com Ribeiro *et al.* (1999) as cinco áreas apresentaram níveis de matéria orgânica baixo, visto que sua interpretação quantitativa considera nível baixo os valores menores que 20g/dm³ de solo, portanto nesse caso o nível médio é considerado apenas com valor acima de 20,1 e o nível alto a partir de 40,1g/dm³.de solo.

No entanto, é considerado valor mínimo de matéria orgânica do solo, para a agricultura de grãos, 15g/dm³ (1,5%), (BARROS, 2015) o qual neste caso, apenas a área 02 com consórcio de culturas está acima dos limites, apresentando o valor de 19g/dm³, desta forma, ficando muito abaixo dos limites às áreas cultivadas por grãos que apresentam valor de apenas 13,3g/dm³.

Gráfico 03 – Quantidade de Carbono Orgânico, Matéria Orgânica e Nitrogênio (g/dm³ de solo) nas áreas 01 – Milho; 02 – Milho, feijão e palma forrageira; 03 – Caatinga manejada; 04 – Palma forrageira e 05 – Feijão em Boa Vista - PB



O baixo teor de matéria orgânica no solo indica qualitativamente que pode ocorrer deficiência de alguns macronutrientes, como N e S, como também de micronutrientes, baixa capacidade de troca de cátions, ou seja, baixo poder tampão e alto poder de lixiviação de bases (Ca, Mg e K). Fatores que contribuem para baixos teores de matéria orgânica são baixos índices de pluviosidade, baixa umidade, pouca vegetação, condições biológicas desfavoráveis e práticas de manejo do solo. A agregação do solo é a característica física mais comprometida, pelo baixo teor matéria orgânica, pois ao afetar a agregação, também atingem, de forma indireta, outras características físicas de suma importância para produtividade, como densidade, porosidade, aeração, capacidade de retenção e infiltração de água (STEVENSON, 1994).

O N juntamente com o K e o P são considerados macronutrientes primários, ou seja, são aqueles os quais as plantas precisam em maior quantidade. O N é responsável pelo aumento da área foliar da planta, o que aumenta a eficiência da taxa fotossintética, e dos componentes da produtividade e, conseqüentemente, a produtividade de grãos (BARROS, 2015).

A maior parte deste elemento se encontra na forma NO_3^- e está bastante relacionado com a quantidade de matéria orgânica do solo, pois mais de 90% do N disponível no solo se encontra de forma orgânica. Os valores de N encontrados nas cinco áreas variaram de 0,7 a 1,1 g/dm³, sendo área 03 a que apresentou maior nível, enquanto que as áreas 01 e 05

apresentaram os menores valores. Valores baixos de N afetam o crescimento vegetal e a absorção de outros nutrientes.

A quantidade de Carbono Orgânico encontrada variou entre 7,7 e 11,7g/dm³ nas cinco áreas. Teores, estes são considerados baixos pelo fato de todas apresentarem valores inferiores a 11,7g/dm³ (RIBEIRO *et al.*, 1999), resultado este que deve estar relacionado ao fato dos FMAs não terem completado seu ciclo de vida por causa das condições ambientais desfavoráveis, nesse caso, o estresse hídrico não proporcionou o devido desenvolvimento das plantas.

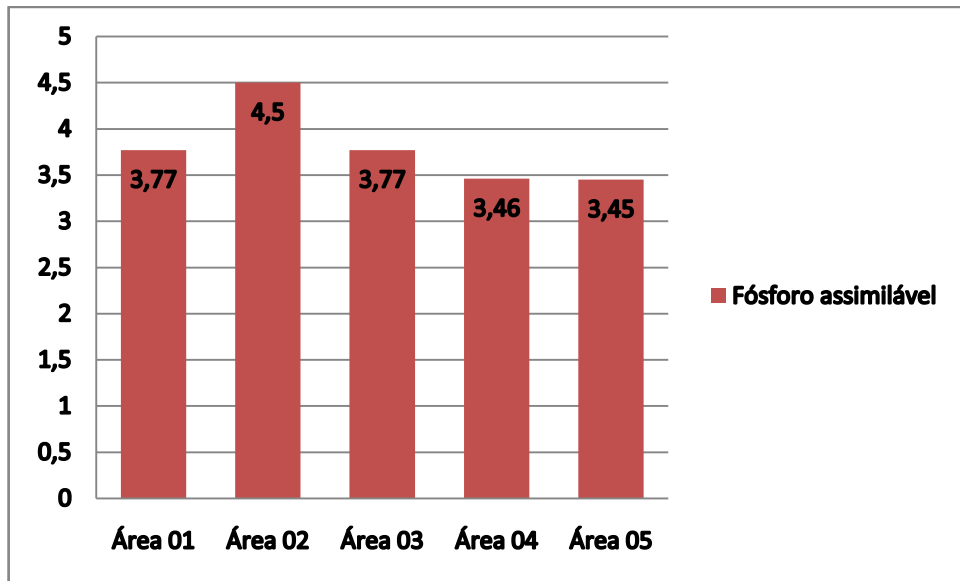
Valores baixos de N e C orgânico, nesse caso, se devem ao uso de sistema convencional de plantio que, por sua vez, prepara o solo através da aração e gradagem, revolvendo o solo e anexando resíduos vegetais, o que faz com que a camada superficial do solo fique sem proteção, sujeito à erosão e perdas de C e N (BRAGA, 2016). Portanto, aderir a manejo conservacionista, como a rotação de culturas, seria uma boa alternativa para aumentar os valores de N, já que esta favorece o aumento e a recuperação da matéria orgânica, pois proporciona a diminuição do revolvimento e dos resíduos que cobrem a superfície do solo.

5.1.4 Fósforo assimilável

O fósforo assimilável é a parte do P que se encontra diluída na solução do solo, ou seja, é aquela que é facilmente absorvida pelas plantas. O P no solo tem como fonte natural a matéria orgânica e sua absorção pelas raízes das plantas se dá através da forma de íon ortofosfato (H₂PO₄⁻) (SENGIK, 2003).

O estudo mostrou que o menor teor de P assimilável encontrado foi de 3,45 e o maior foi 4,5 mg/100g, dessa forma as cinco áreas apresentam uma média de 3,79 mg\100g, sendo que a área 02 apresenta teor acima dessa média (4,5 mg\100g), este evento ocorre pelo fato desta área apresentar maior quantidade de matéria orgânica e por ser uma área de consórcio de três culturas. No entanto, esses valores ainda são considerados baixos.

Gráfico 04 – Teor de Fósforo (P) assimilável (mg/100g) nas áreas 01 – Milho; 02 – Milho, feijão e palma forrageira; 03 – Caatinga manejada; 04 – Palma forrageira e 05 – Feijão em Boa Vista - PB



O resultado encontrado contradiz o afirmado por Sengik (2003) quando diz que o pH na faixa de 6,0 e 6,5 proporciona maior disponibilidade de P devido a mínima reação e fixação do P nessa faixa, porém a única área que se encaixou nesta faixa foi a área 05 e esta obteve o menor teor de P assimilável.

Todavia esse baixo teor de P encontrado em todas as áreas vem contribuir para o estabelecimento da micorriza arbuscular, visto que baixos níveis de P aumentam a colonização de FMAs, o que em solos com altos níveis de P a colonização radicular é reduzida e até mesmo pode ser ausente, ou seja, a simbiose poder perder o caráter mutualístico e dar espaço para uma relação parasitária pelo motivo do balanço simbiótico ser desfavorável à planta, pois existe um elevado custo de fotoassimilados para manter a relação fungo-raiz (SMITH; READ, 1997).

5.2 Ocorrência de FMAs nas culturas agrícolas e na Caatinga manejada

5.2.1 Ocorrência e densidade de esporos de FMAs

Os resultados mostram a presença de uma relevante variedade morfológica de FMAs em todas as cinco áreas estudadas (Figuras 05, 06 e 07), apresentando um total de 24 morfotipos de FMAs (Tabela 01).

Figura 05 – Morfotipos de FMAs encontrados na área 01 – Milho (A, B E C) e na área 02 – Milho, feijão e palma forrageira (D e E) em Boa Vista – PB.

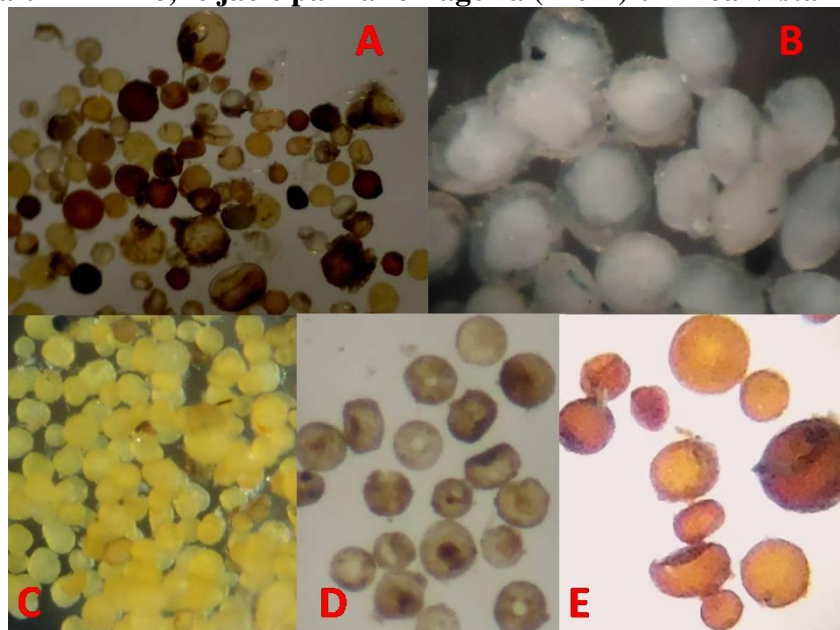


Foto: Vitória Araújo (2014)

Figura 06 – Morfotipos de FMAs encontrados na área 03 – Caatinga manejada em Boa Vista – PB.

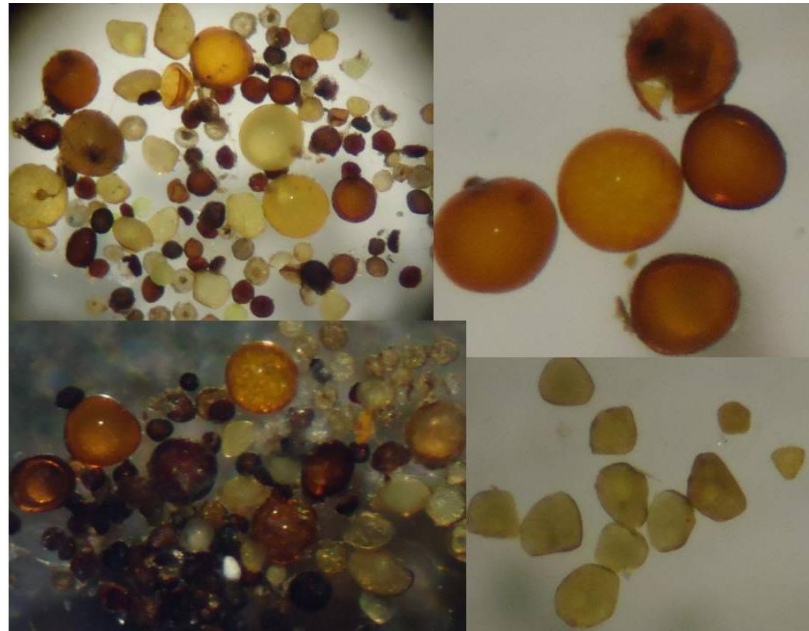


Foto: Vitória Araújo (2014)

Figura 07 – Morfotipos de FMAs encontrados na área 04 – Palma forrageira (A e B) e na área 05 – Feijão (C, D e E) em Boa Vista – PB.

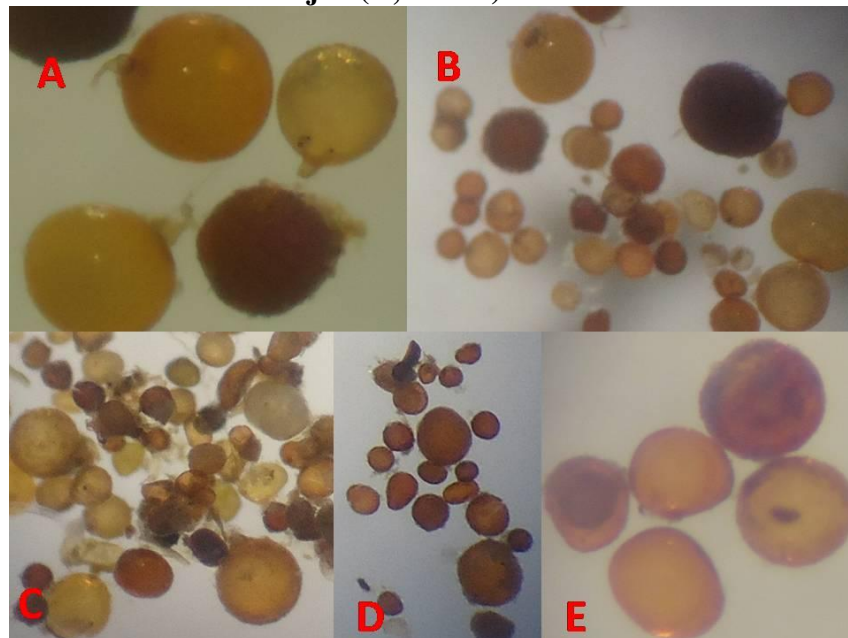


Foto: Vitória Araújo (2014)

A área que apresentou maior variação morfológica foi a área 04 (MPF) com 19 morfotipos; em segundo lugar está a área 05 (F) com 18 morfotipos, seguidas das áreas 02 (MFPF) e 03 (CM) com 17 ambas. A área 01 (M), por sua vez, apresentou apenas 14 morfotipos, no entanto se destacou por possuir dois morfotipos peculiares (4 e 14), o que nenhuma das outras áreas apresentaram. Também foi verificado que dez (5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13 e 24) dos 24 morfotipos ocorrem nas cinco áreas, os quais desta forma são denominados de morfotipos generalistas.

Miranda (2008) destaca que, em geral, os ecossistemas naturais apresentam maior diversidade de FMAs que ecossistemas agrícolas, porém, estes apresentam maior número de esporos, favorecendo a dominância de gêneros ou espécies de FMAs com maior poder de adaptação às variações ambientais

Em geral, percebe-se que as cinco áreas apresentaram um nível de ocorrência expressivo e que mesmo apresentando mais registros de morfotipos as áreas 04 e 05, grande parte dos morfotipos apresentou poucos esporos.

A maior densidade de esporos foi encontrada na área 01, cultivada com milho, pois a mesma apresentou média de 985 esporos/50 ml solo. Estudo feito em áreas de agricultura familiar em Minas Gerais (FERNANDES *et al.*, 2012) mostrou que a área cultivada por milho também apresentou maior número de esporos (397/50 ml solo), portanto, Kelly *et al.* (2005) corroboram com este resultado, pois afirmam que plantas da família Poaceae, a qual pertence o milho, funcionam como agentes multiplicadores de esporos.

A área 03 – Caatinga manejada foi a que apresentou menor densidade de esporos/extração, apenas 360, evidenciando o que propôs Miranda *et al.* (2005), que de modo geral, o maior número de esporos ocorre em áreas cultivadas do que em solos com vegetação natural, e o que confirma outros estudos, onde o número de glomerosporos em regiões de Caatinga é sempre baixo (SOUZA *et al.*, 2003; BORBA; AMORIM 2007; MELLO *et al.*, 2012)

Levando em consideração a quantidade de esporos por morfotipos, quem obteve maior número foi o morfotipo 9, o qual apresentou o total de 932 esporos presente nas cinco áreas. Os morfotipos 3, 4, 6 e 8 também apresentaram um número expressivo, esse fato pode ser um

indicativo que essas espécies são competitivas entre si e que estão bem adaptadas a estes tipos de culturas, portanto atuam com a estratégia de esporulação até que condições favoráveis lhes sejam viáveis para completar o ciclo de vida.

Tabela 01 - Classificação dos Morfotipos e densidade de esporos encontrados nas áreas de cultivo agrícola e Caatinga manejada

MORFOTIPOS	NÚMERO DE ESPOROS					TOTAL
	ÁREA 01 M	ÁREA 02 MFPF	ÁREA 03 CM	ÁREA 04 PF	ÁREA 05 F	
1	0	0	13	1	1	15
2	5	5	0	0	1	11
3	130	0	23	0	70	223
4	232	0	0	0	0	232
5	1	16	1	4	6	28
6	30	77	31	40	52	230
7	11	11	3	1	4	30
8	61	91	14	13	45	224
9	443	142	103	113	131	932
10	23	14	24	68	41	170
11	4	3	6	12	11	36
12	7	3	8	52	7	77
13	24	16	40	10	23	113
14	11	0	0	0	0	11
15	0	68	0	49	0	117
16	0	4	0	3	7	14
17	0	4	10	1	6	21
18	0	21	0	1	0	22
19	0	4	0	0	1	5
20	0	1	3	1	1	6
21	0	0	1	2	0	3
22	0	0	61	1	1	63
23	0	0	1	1	0	2
24	3	4	18	26	22	73
TOTAL	985	484	360	399	430	2658

5.2.2 Descrição dos morfotipos de glomerosporos de FMAs

Descrição dos 24 morfotipos ocorrentes nas cinco áreas.

Morfotipo 1:

O glomerosporo deste morfotipo é caracterizado por possuir coloração laranja amarronzado ao marrom escuro, tamanho pequeno a médio, globoso a subgloboso, hifa de coloração marrom claro a acastanhada com ramificação e um poro de abertura. A parede possui pelo menos duas camadas, uma delas se mostra bastante espessa.

Figura 08 – Morfotipo 1



Foto: Vitória Araújo (2014)

Este morfotipo assemelha-se a espécies do gênero *Glomus*, como *G. australe* e *G. constrictum*. A primeira na descrição de Freitas e Carrenho (2013) tem esporo com características bastante próximas: coloração castanho-avermelhada, globosos a subgloboso, superfície lisa e opaca, aspecto robusto com aparência de coxa de galinha. Parede com duas camadas: C1 mucilaginosa castanho claro e C2 unitária, lisa, firme com coloração castanho-avermelhada. As hifas são retas e algumas ramificadas e apresentam poro de abertura.

No entanto, *G. constrictum* é descrita no site (<http://www.zor.zut.edu.pl/>) com esporo isolado de coloração laranja-acastanhado ao marrom escuro, forma globosa a subglobosa, às vezes ovóide e apresentando hifa esporógena. Sua parede é composta por duas camadas, sendo C1 evanescente, hialina a amarelo pálido, normalmente presente como uma estrutura intacta ou mais ou menos deteriorada, dependendo da idade dos esporos e a atividade microbiológica do solo e a C2 é laminada, laranja suave a marrom escuro e, as hifas se apresentam de laranja-acastanhadas ao marrom escuro, podendo ser retas ou curvas; geralmente marcadas por um estreitamento na base do esporo.

Morfotipo 2:

O glomerosporo deste morfotipo é caracterizado por possuir coloração amarelo claro ao alaranjado, forma globosa a subglobosa, tamanho pequeno ao médio, possui parede com no mínimo duas camadas, apresenta desenvolvimento a partir de hifa esporógena com parede continua à do esporo e de coloração semelhante. A camada parece ser mucilaginosa na qual ficam aderidas partículas orgânicas.

Figura 09 – Morfotipo 2



Foto: Vitória Araújo (2014)

Este morfotipo assemelha-se a espécies do gênero *Glomus* pelo fato de que todos os esporos deste gênero possuem apenas uma parede incluindo pelo menos duas camadas, das quais a camada estrutural é constituída por vários subcamadas (lâminas); sendo que a camada exterior ou as camadas aderentes à camada de laminada, frequentemente, desfazem com a idade (<http://www.zor.zut.edu.pl>).

Glomus possui esporos glomoides, produzidos na ou perto da superfície do solo, formados isoladamente, em grupos ou esporocarpos, geralmente com perídio parcial; a coloração varia de amarelo claro, amarelo alaranjado, pálido ao marrom escuro e amarelo-marrom, formatos globoso, subgloboso, elipsóide e irregular (<http://invam.wvu.edu>).

Freitas e Carrenho (2013) descrevem os esporos do gênero *Glomus* como formados terminalmente ou intercalados numa hifa esporógena fértil, cilíndrica ou alargada, possui parede com várias camadas, de duas a quatro; hifa de cor semelhante ou levemente mais clara do que o esporo; poro aberto ou ocluído por um septo, todos os esporos são produzidos isolados, agregados ou esporocarpos.

Morfotipo 3:

O glomerosporo deste morfotipo é caracterizado por coloração amarelo alaranjado translúcido, formato globoso a subgloboso e na maioria das vezes apresentava aspecto amassado ou encolhido, tamanho variado do pequeno ao grande, a parede apresenta no mínimo duas camadas, sem ornamentação. Em nenhum representante foi possível observar a presença de hifa esporógena.

Figura 10 – Morfotipo 3



Foto: Vitória Araújo (2014)

Este morfotipo se assemelha ao esporo de *Pacispora scintillans*. O mesmo é descrito como solitário, de coloração hialina a alaranjado, forma globosa a subglobosa, raramente ovóide e com uma hifa subtendida; parede composta por três camadas: C1 é permanente, rígida, hialina para laranja, ornamentada principalmente com verrugas, raramente, com sulcos, bem aderente à C2; no entanto, ocasionalmente, ocorre a separação a partir da C2 em esporos vigorosamente esmagadas; C2 é laminada, lisa, hialina, e C3 é flexível a semiflexível, hialina, geralmente firmemente aderente à C2 (<http://www.zor.zut.edu.pl>). Oehl e Sieverding (2004) descrevem o esporo *P. scintillans* como globoso a subgloboso a elipsóide, nunca formando esporocarpos, coloração subhialina para branco, três camadas formam a parede de espessura fina e subhialina.

Morfotipo 4:

Este morfotipo é caracterizado por coloração amarelo claro a creme, no entanto diferente dos demais, pois apresenta aspecto esponjoso, formato subgloboso a ovóide e o tamanho varia do pequeno ao grande. No entanto, não foi possível observar a presença de hifas, como também seguro descrever o mínimo de camadas.

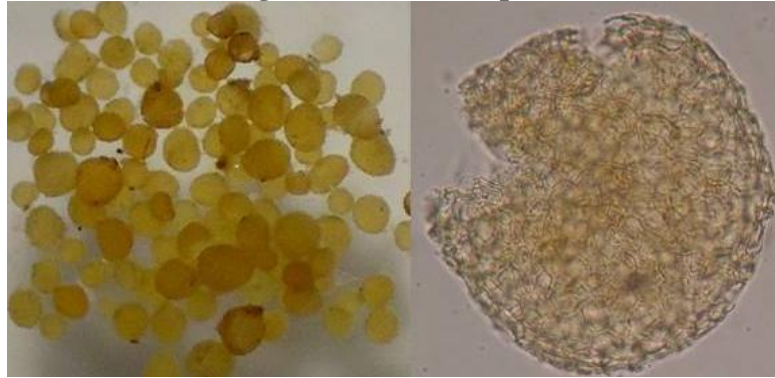
Figura 11 – Morfotipo 4

Foto: Vitória Araújo (2014)

Na literatura específica não foi identificado nenhum esporo de aspecto semelhante.

Morfotipo 5:

O glomerosporo deste morfotipo é caracterizado por coloração amarelo claro de aspecto translúcido, formato globoso a subgloso, tamanho pequeno a grande, hifa esporógena com formato afunilado com mesma coloração ou hialina, septo curvo. A parede possui no mínimo duas camadas.

Figura 12 – Morfotipo 5

Foto: Vitória Araújo (2014)

Morfotipo semelhante a espécies do gênero *Funneliformis* o qual é descrito por Freitas e Carrenho (2013) da seguinte forma: esporos formados terminalmente numa hifa fértil, geralmente afunilada, parede com duas a três camadas, hifa esporígena de cor semelhante ou levemente mais clara do que o esporo, poro ocluído por septo curvo, distante da base do esporo.

Funneliformis apresenta esporos pigmentados formados isoladamente no solo ou em grupos de um a aproximadamente vinte esporos cercado por um manto micelial inteiro ou parcial, muitas vezes com a base do esporo em forma de funil. A parede do esporo é normalmente constituída por duas ou três camadas, sendo a exterior hialina. Normalmente o esporo é ocluído por um septo distal da base (<http://invam.wvu.edu>).

Morfotipo 6:

O glomerosporo deste morfotipo é caracterizado por ser de coloração amarelo claro de aspecto translúcido, formato globoso, apresenta tamanho que varia do pequeno ao grande, parede externa com camada de espessura mediana.

Figura 13 – Morfotipo 6



Foto: Vitória Araújo (2014)

Este morfotipo assemelha-se a espécie *Glomus pansihalos*, a qual tem seu esporo descrito em (<http://www.zor.zut.edu.pl/Glomeromycota/Glomus%20pansihalos.htm>) como único no solo, coloração amarelo pálido para amarelo escuro, formato globoso a subgloboso e com presença de hifa esporógena, parede composta por três camadas, onde C1 é flexível, hialina e se expande em PVLG em auréola radiante, semelhante a uma coroa que desaparece com o tempo; a C2 é laminada, de coloração amarelo pálido para amarelo escuro, ornamentada com verrugas hemisféricas distribuídos uniformemente, e a C3 é flexível a semi-rígida, hialina a amarelo pálido, em geral de fácil separação de C2 em esporos esmagados.

Berch e Koske (1986) descrevem como esporos que variam do globoso, subgloboso, elipsóide a irregular, de coloração marrom-amarelada a laranja acastanhado escuro na luz transmitida, em luz incidente a superfície do esporo é branca opaca e escamosa expondo mais

as paredes internas, suportados em uma única hifa; parede composta por três camadas inseparáveis.

Esporo globoso, elipsóide, de forma irregular, coloração amarelo-castanho a castanho-escuro de cor amarela; parede consiste em três camadas, onde camada exterior (C1) é hialina, e apresenta inchaço e expansão em ácido láctico ou PVLG e formando colunas hialinas amarelas pálidas que irradiam para fora a partir da superfície do esporo; a C2 é rígida, amarelo-laranja para laranja-acastanhada, coberta com verrugas espaçadas e, a camada mais interna (C3) é amarelo-laranja; possui hifa única, em linha reta, às vezes recurvada no ponto de fixação, de cor amarelo pálido, descrição do site (<http://invam.wvu.edu>).

Morfotipo 7:

O glomerosporo deste morfotipo é caracterizado por apresentar coloração branca brilhante, formato globoso e tamanho variado do pequeno ao grande, não foi verificada a presença de hifa esporógena ao estereomicroscópio. A confecção de lâmina para melhor visualização das estruturas não foi possível. No entanto, este morfotipo se assemelha a esporos do gênero *Diversispora*, visto que esporos deste gênero pode apresentar coloração branca.

Figura 14 – Morfotipo 7



Foto: Vitória Araújo (2014)

Morfotipo 8:

O glomerosporo deste morfotipo é caracterizado por ser hialino a subhialino com luminescência devido a pontos brilhantes em seu interior, o que provavelmente seja reserva lipídica. Tamanho do pequeno ao grande, formato globoso a subgloboso, com hifa esporógena, onde esta aparece fina e com coloração semelhante, em alguns morfotipos não foi

possível visualizá-la. A parede do morfotipo apresenta no mínimo duas camadas, sendo que a camada externa do esporo é contínua à parede da hifa. Em alguns glomerosporos pode ser observada a presença de matéria orgânica presa ao corpo ou mesmo à hifa.

Figura 15 – Morfotipo 8

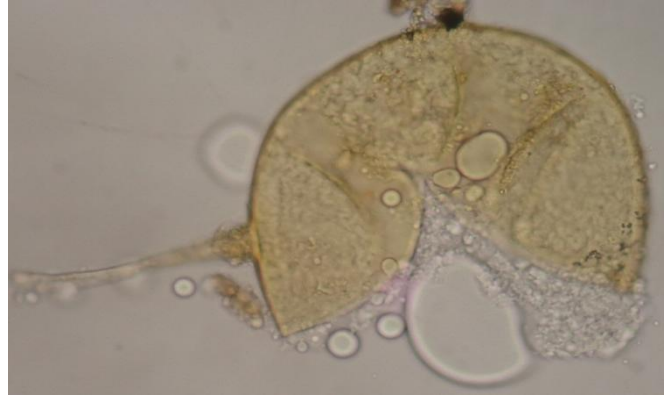


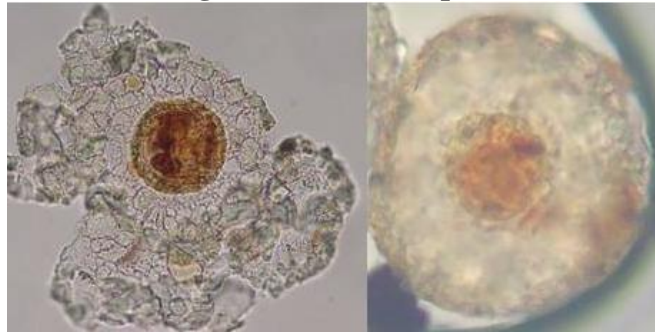
Foto: Vitória Araújo (2014)

Este morfotipo se assemelha a espécie do gênero *Claroideoglomus*, pois seu esporo apresenta, segundo Freitas e Carrenho (2013), hifa esporógena hialina, parede do esporo com duas a quatro camadas, parede do esporo contínua com a parede da hifa, poro ocluído pela camada flexível.

O site (<http://invam.wvu.edu>) descreve o gênero *Claroideoglomus* como tendo desenvolvimento do esporo a partir da expansão blástica da hifa. A hifa que subtende o esporo se diferencia e sintetiza os mesmos componentes presentes nas camadas que são encontradas na parede do esporo. Em algumas espécies de esporos maduros a hifa é tão fina que é difícil de ver, muitas vezes isso acontece por já haver se separado do esporo, portanto torna-se despercebida.

Morfotipo 9:

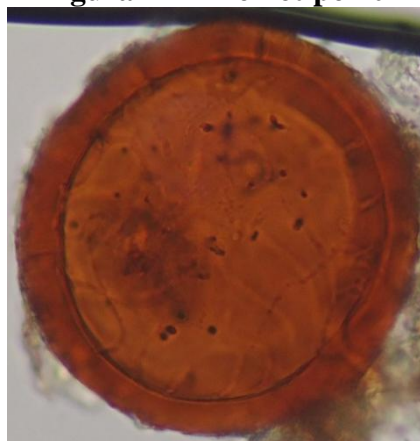
É caracterizado por coloração hialina, formato globoso com concavidade, na qual interiormente existe, na maioria das vezes, substância que provavelmente seja reserva lipídica, o tamanho varia do pequeno ao grande, embora o tamanho pequeno prevaleça. A parede apresenta fragilidade, a qual parece possuir apenas uma camada.

Figura 16 – Morfotipo 9**Foto: Vitória Araújo (2014)**

Na literatura específica não foi identificado nenhum esporo de aspecto semelhante.

Morfotipo 10:

O glomerosporo deste morfotipo é caracterizado por coloração laranja amarronzado, formato globoso a subgloboso, tamanho varia do pequeno ao grande, a parede apresenta várias camadas, das quais, uma bastante espessa. Observa-se também a presença de hifa esporógena de coloração hialina a subhialina, na maioria das vezes com difícil visualização. Poro ocluído por uma das camadas.

Figura 17 – Morfotipo 10**Foto: Vitória Araújo (2014)**

Este morfotipo se assemelha a esporos do gênero *Acaulospora*, pois esporos deste gênero podem possuir coloração desde hialina a laranja-avermelhado. Neste caso se aproxima bastante de *A. tuberculata*, visto que a mesma apresenta esporos com coloração vermelho-alaranjado a vermelho-marrom, formato globoso a subgloboso, parede com três camadas, onde C1 é hialina, C2 é uma camada que engrossa inicialmente com formação de subcamadas

marrom-avermelhadas, seguidas por síntese poligonais, espinhas ou tubérculos, portanto com espessura que atinge a média de 9,24 μ m, e C3 é de coloração amarelo-castanho e aparece discretamente devido a separação da parede do esporo, que parece ser subcamadas de C2 (<http://.invam.wvu.edu>).

Morfotipo 11:

O glomerosporo deste morfotipo é caracterizado por coloração laranja, formato globoso a subgloboso, tamanho médio ao grande, parede com várias camadas, sendo a camada externa mais espessa que as outras, não foi notada a presença de hifa.

Figura 18 – Morfotipo 11



Foto: Vitória Araújo (2014)

Este morfotipo se assemelha a esporos do gênero *Acaulospora* por apresentar coloração e formato semelhante de algumas espécies, estrutura da parede e por não apresentar hifas deve-se ao fato deste gênero se desenvolver a partir de um sáculo esporífero.

Morfotipo 12:

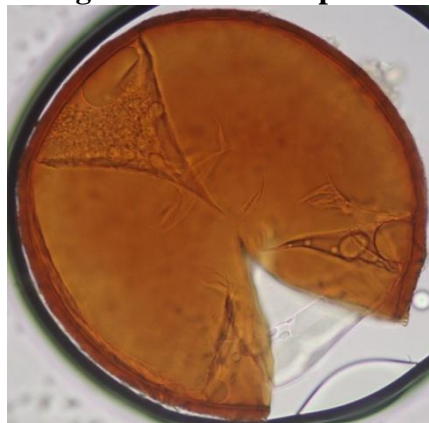
O glomerosporo deste morfotipo é caracterizado por coloração laranja claro de aspecto translúcido, o qual foi observado em um agregado de esporos ou mesmo formando esporocarpos. Média de 20 a 30 esporos arranjados em um emaranhado de hifas. Apresentou esporos apenas em tamanho pequeno e formato globoso. A parede apresenta no mínimo duas camadas.

Figura 19 - Morfotipo 12**Foto: Vitória Araújo (2014)**

Este morfotipo se assemelha a espécies do gênero *Sclerocystis*, visto que Freitas e Carrenho (2013) descrevem este gênero com esporos formados no ápice de uma hifa esporógena, pertencente a uma trama ramificada que origina muitos esporos periféricos, arranjados lado a lado, parede do esporo constituída por duas camadas e esporocarpos com ou sem perídio. Formando esporos glomóides em esporocarpos com um perídio, irradiando a partir de um plexo estéril central do micélio (SCHUBLER, WALKER, 2010).

Morfotipo 13:

O glomerosporo deste morfotipo é caracterizado por coloração marrom claro ao marrom escuro, formato globoso a subgloboso, tamanho variando do pequeno ao grande, aspecto liso e resistente, parede com pelo menos três camadas, sendo a mais exterior com espessura mediana. Observa-se também a presença de uma cicatriz.

Figura 20 – Morfotipo 13**Foto: Vitória Araújo (2014)**

Este morfotipo se assemelha a esporos do gênero *Acaulospora*, os quais podem se apresentar com coloração subhialina, amarelo claro pálido, vermelho alaranjado, vermelho marrom a laranja marrom, formato globoso a subgloboso, às vezes irregular, parede com duas a três camadas, duas parede germinativas com duas camadas cada, cicatriz ovóide com indicação da região de contato entre esporos e pescoço do sáculo durante a síntese de esporos, podem apresentar ornamentação ou não (<http://www.dcs.ufla.br/>; <http://invam.wvu.edu>).

Morfotipo 14:

O glomerosporo deste morfotipo é caracterizado por ser hialino de aspecto luminescente, tamanho pequeno ao médio, formato subgloboso ou ovoíde, como também é bastante frágil, quebrando-se facilmente ao manuseio. Observa-se a camada externa hialina e o núcleo ou camada mais interna esbranquiçada.

Figura 21 – Morfotipo 14



Foto: Vitória Araújo (2014)

Este morfotipo assemelha-se à espécie *Archaeospora schenckii*, pelo fato de que esporos desta espécie são incolores, possuem parede com três camadas, sendo que a mais interna é destacada completamente, o que se assemelha ao endósporo (FREITAS, CARRENHO, 2013). O esporo da espécie *A. schenckii* é descrito como completamente hialino (branco espumante) quando maduro, formato globoso principalmente, mas também elipsóide e ovoíde; parede composta por três camadas hialinas, as quais exibem uma certa flexibilidade (<http://invam.wvu.edu>).

Morfotipo 15:

O glomerosporo deste morfotipo é caracterizado pela coloração amarelo alaranjado de aspecto translúcido, formato globoso a subgloboso, tamanho que varia do pequeno ao grande. Possui ao menos três camadas, a mais externa é evanescente e hialina; outra camada apresenta-se bastante espessa. Sua camada mais interna, aparentemente, apresenta gotículas de lipídios no seu interior. Também é observado um poro ocluído pela camada flexível.

Figura 22 – Morfotipo 15

Foto: Vitória Araújo (2014)

Este morfotipo assemelha-se a esporos da espécie *Rhizophagus fasciculatus* por apresentar coloração amarelo pálido a amarelo amarronzado, formato globoso a subgloboso. A parede é composta por três camadas, onde a C1 é a camada exterior e hialina; a C2 é formada por subcamadas finas ou por laminadas aderidas e com espessura consistente e C3 é fina e flexível e engloba a camada mais interna da hifa (<http://.invam.wvu.edu>).

Morfotipo 16:

O glomerosporo deste morfotipo é caracterizado pela coloração amarelo claro pálido, pelo formato globoso a subgloboso e tamanho que atinge do pequeno ao médio. Sua parede apresenta ornamentação e visivelmente apresenta no mínimo duas camadas.

Figura 23 – Morfotipo 16**Foto: Vitória Araújo (2014)**

Este morfotipo assemelha-se à espécie *Acaulospora scrobiculata*, visto que o esporo desta espécie apresenta várias características em comum. Sua descrição feita no site <http://www.dcs.ufla.br/micorriza/fma> é a seguinte: coloração amarela (cor de palha), forma globosa a subglobosa, parede composta por três camadas. Sendo a C1 hialina, evanescente, aderida à C2, contínua com a parede do pescoço do sáculo esporífero, muitas vezes completamente perdida em esporos maduros. A C2 consiste em subcamadas de coloração branco amarelado para amarelo claro, ornamentada, com covas uniformemente distribuídas, as covas são circulares, elipsóides, oblongas, triangular, em forma de Y a irregular. E a C3 é a flexível e hialina.

Esta mesma é descrita por Freitas e Carrenho (2013) da seguinte forma: esporos isolados, globosos, superfície verde oliva suave, opaca, ornamentada com pequenas depressões bem adensadas, unidas em favos, a C1 é opaca, quebradiça, creme claro, com ornamentações tipo *pits* e C2 é hialina, fina e deslocada de C1, fina. Ainda no site (<http://www.zor.zut.edu.pl>) é descrita como de coloração branco amarelado a amarelo pálido, globoso a subgloboso, produzido lateralmente no gargalo de um sáculo esporífero. A parede do esporo é composta de três camadas, sendo C1 evanescente e hialina, C2 laminada e branca amarelado a amarelo pálido, ornamentada com poços distribuídos uniformemente e C3 flexível e hialina.

Morfotipo 17:

O glomerosporo deste morfotipo apresenta coloração amarelo claro a esverdeado luminescente, tamanho variando do pequeno ao grande, formato bem característico, na

maioria com base quadrangular e faces pontiagudas (piramidal). Possui parede com no mínimo três camadas.

Figura 24 – Morfotipo 17



Foto: Vitória Araújo (2014)

Este morfotipo assemelha-se visualmente com espécie do gênero *Claroideoglossum*, o qual tem como descrição: esporos globosos a subglobosos, com alguns oblongos; superfície lisa e opaca; coloração creme a ocre e paredes luminescentes e apresenta paredes C1 evanescente, hialina mucilaginosa e C2 hialina, sendo que estas são visíveis apenas em esporos jovens. A C3 é laminada, lisa e possui coloração amarelo pálido a ocre, luminescente e a C4 é lisa, flexível, aparentemente hialina e fina, desprendida totalmente da C3 (<http://.invam.wvu.edu>; FREITAS, CARRENHO, 2013).

Morfotipo 18:

O glomerosporo deste morfotipo é caracterizado por ser hialino externamente e internamente possuir coloração amarelo alaranjada. O tamanho varia do pequeno ao médio e o formato é globoso a subgloboso, no entanto tem aspecto achatado. A parede é composta por no mínimo duas camadas. Em alguns exemplares foi possível observar a presença de uma hifa esporógena hialina.

Figura 25 – Morfotipo18

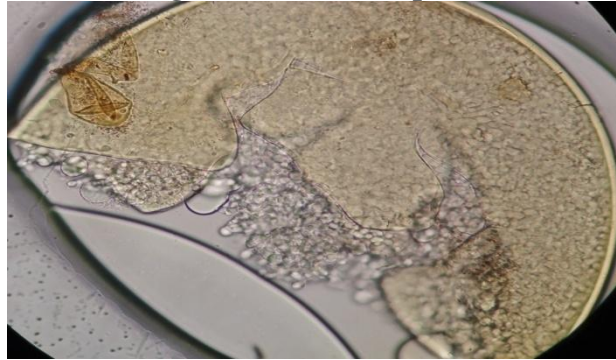
Foto: Vitória Araújo (2014)

Este morfotipo se assemelha ao esporo de *Glomus pustulatum* o qual é descrito (<http://www.zor.zut.edu.pl/Glomeromycota/Glomus%20pustulatum.html>) como esporos isolados, coloração laranja, formato globoso a ligeiramente oval, presença de hifa única, parede composta de três camadas, sendo a C1 permanente, de coloração cinza-amarelo a manteiga amarelo, base circular, elíptica a irregular numa vista em planta, desigualmente distribuída sobre a superfície do esporo; a C2 laminada, lisa, laranja escuro e a C3 é flexível, hialina e bem aderida à C2.

Koske *et al.* (1986) descrevem *G. pustulatum* com esporos formados isoladamente no solo, com coloração amarela pálida a amarelo- marrom, presença de pústulas, estruturas semelhantes a bolhas na superfície da parede exterior de esporos; parede com três camadas, onde C1 é amarelo-marrom a laranja-marrom com superfície basal de 1-5 μm , C2 é laminada amarelo pálido a amarelo-marrom e C3 é fina, hialina e aderida a C2.

Morfotipo 19:

O glomerosporo deste morfotipo é caracterizado por ser hialino ao branco, possuir formato globoso a subgloboso, tamanho variando do pequeno ao grande, no entanto o tamanho grande é predominante. Apresenta célula esporógena bulbosa com coloração amarelada e a parede do esporo apresenta no mínimo duas camadas.

Figura 26 – Morfotipo 19**Foto: Vitória Araújo (2014)**

Este morfotipo assemelha-se a espécie *Cetraspora pellucida* pelo fato do esporo desta ser formado a partir de uma célula esporógena bulbosa, possuir coloração hialina a amarela, globosa para subglobosa, às vezes ovóide, e é composto por uma parede de esporos e duas paredes internas germinais. A C1 que forma a superfície de esporos é permanente, lisa e hialina e a C2 é laminada e de coloração hialina a amarela (<http://www.zor.zut.edu.pl>).

No site (<http://invam.wvu.edu>) descreve o esporo de *C. pellucida* com coloração hialina ao branco em esporos mais jovens e, castanho-amarelo em esporos maduros, formato globoso a subgloboso, muitas vezes elíptica ou fortemente oblongo. A parede possui três camadas aderentes que, em esporos juvenis são de igual espessura, no entanto o espessamento da camada laminada (C2) como a parede do esporo é diferenciado. C1 é uma camada rígida permanente, exterior, hialina e lisa, aderente à C2. A C2 é hialina a amarelo pálido e muito fina. A C3 é uma camada flexível, hialina e muito fina.

Morfotipo 20:

O glomerosporo deste morfotipo é caracterizado pela coloração laranja amarronzado a marrom, forma globosa, tamanho grande, destacando-se visivelmente de vários outros morfotipos. Apresenta célula esporógena bulbosa e a parede do esporo é composta por no mínimo duas camadas, as quais ficaram bem visíveis ao PVLG.

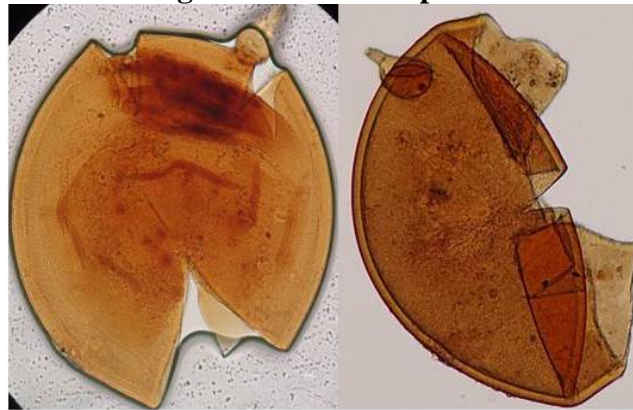
Figura 27 – Morfotipo 20

Foto: Vitória Araújo (2014)

Este morfotipo assemelha-se às espécies do gênero *Racocetra*, visto que os esporos destas podem apresentar coloração desde castanho, cobre escuro, vermelho alaranjado, marrom avermelhado ao marrom escuro, como também são formados a partir de célula esporígena bulbosa. Apresentam parede constituída exosporo e endosporo, ornamentada ou não e formato globoso a subgloboso (<http://invam.wvu.edu>; FREITAS, CARRENHO, 2013).

Morfotipo 21:

O glomerosporo deste morfotipo é caracterizado por coloração amarelo claro translúcido, forma globosa a subglobosa, tamanho grande, presença de célula esporígena bulbosa e parede constituída por camadas do tipo unitárias e sem ornamentação.

Figura 28 – Morfotipo 21

Foto: Vitória Araújo (2014)

Este morfotipo assemelha-se às espécies do gênero *Gigaspora*, pois o esporo deste é caracterizado por ser formado a partir de célula esporógena bulbosa, não possuem

ornamentação, parede com três camadas fenotipicamente diferentes e células auxiliares com projeções equinuladas (FREITAS, CARRENHO, 2013).

Todas as espécies de *Gigaspora* são conhecidas por produzir esporos sem ornamentações, constituído em apenas uma parede de esporos de duas camadas; tubos germinativos surgidos a partir de uma camada papilar fina (verruga), provenientes da superfície interior da camada de laminada, como também possuem células auxiliares de paredes finas com superfícies equinuladas. Apresentam coloração de branco ao creme, rosa pálido, marrom amarelado, amarelo esverdeado brilhante ao amarelo escuro e forma globosa a subglobosa e às vezes irregular (<http://invam.wvu.edu>).

Morfotipo 22:

O glomerosporo deste morfotipo é caracterizado por apresentar coloração marrom avermelhado, aspecto ornamentado devido a um agregado entre si, ou esporocarpos, formato globoso a subgloboso irregular e achatado, tamanho médio e parede com espessura mediana.

Figura 29 – Morfotipo 22

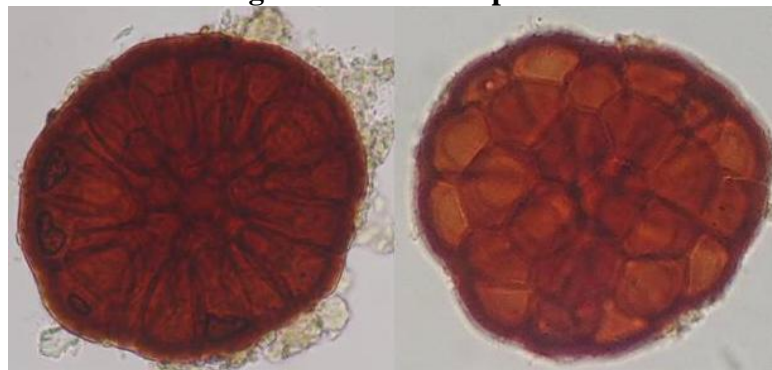


Foto: Vitória Araújo (2014)

Este morfotipo assemelha-se a espécies *Glomus clavisporum* (= *Sclerocystis clavispora*), pois o esporo desta é caracterizado por ser formado em esporocarpos compactos que ocorrem no solo, de coloração laranja para marrom, formato globoso a subgloboso e sem perídio. Já o esporo tem coloração do laranja ao marrom, formato de chave a subcilíndrica em direção a uma hifa; a parede é composta por duas camadas, onde C1 é evanescente e hialina e forma a superfície do esporo, raramente presente em esporos maduros; C2 é laminado e de coloração laranja para marrom (<http://www.zor.zut.edu.pl>).

Morfotipo 23:

O glomerosporo deste morfotipo é caracterizado por possuir superfície com aspecto granuloso/irregular quando visto ao estereomicroscópio, possui coloração amarronzada, formato subgloboso e tamanho grande. Ao microscópio, o mesmo apresentou aspecto de um tecido com várias células em formato semelhante a um hexágono, suas paredes possuem ao menos duas camadas.

Figura 30 – Morfotipo 23**Foto: Vitória Araújo (2014)**

Este morfotipo apresenta mera semelhança à espécie *Glomus sinuosum* /*Sclerocystis sinuosa* quando se compara a imagem vista no site (<http://invam.wvu.edu/the-fungi/classification/glomaceae/rhizophagus/sinuosum>) a imagem vista ao estereomicroscópio, no entanto, nenhuma imagem de boa qualidade foi possível adquirir. Entretanto, a descrição feita no site supracitado obedece algumas características semelhantes, como: coloração laranja quando imaturos, tornando-se marrom-laranja para laranja escuro-marrom quando maduro, formato globoso, subgloboso, ocasionalmente pulviniforme e superfície irregular devido a esporos salientes cobertos por um denso perídio.

Morfotipo 24:

Este morfotipo é caracterizado por apresentar coloração marrom claro ao marrom escuro, tamanho pequeno ao médio, com formato bastante peculiar, com base arredondada/convexa e superfície pontiaguda, ou seja, semelhante a uma pirâmide de três lados. Sua parede possui ornamentação e se apresenta bastante rígida, como também

apresenta uma camada exterior semelhante à camada evanescente presente em alguns glomerosporos.

Figura 31 – Morfotipo 24

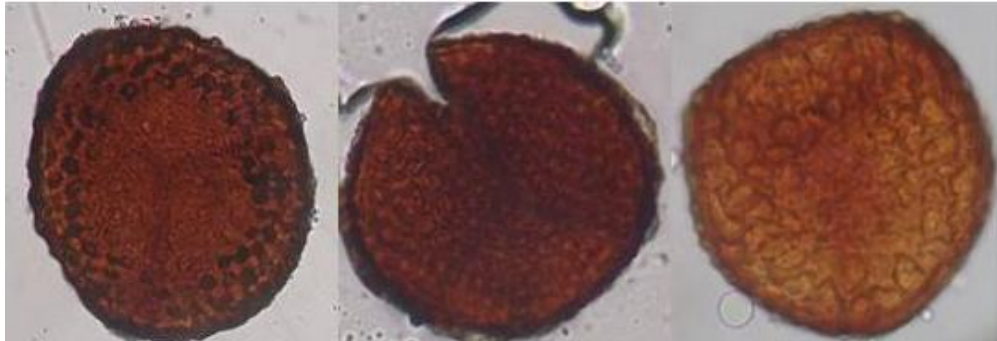


Foto: Vitória Araújo (2014)

Ao verificar bibliografias específicas não foi possível encontrar glomerosporo semelhante, portanto não se pode dizer que este tipo seja um esporo de Glomeromycota. No entanto, Pedrão e Barrilari (2001), (http://www.phoenix.org.br/Phoenix30_Jun01.htm) descrevem em imagens esquemáticas (fig. 09) um fóssil de esporo bastante semelhante a este tipo.

A Palinologia estuda os microfósseis de natureza orgânica, conhecidos como palinomorfos. Os grãos de pólen, esporos, acritarcos, prasinófitas, dinoflagelados, quitinozoários, escolecodontes, conchostráceos, palinoforaminíferos, são exemplos de palinomorfos, os quais são encontrados em quase toda a coluna geológica, desde o Pré-Cambriano até os dias atuais e são preservados em diferentes ambientes deposicionais (PEDRÃO, BARRILARI, 2001).

Figura 32 - Diagrama esquemático do fóssil de esporo em vista lateral e polar.



Fonte: Pedrão e Barrilari (2001)

A partir da descrição morfológica foi possível dar um direcionamento para uma provável classificação ao nível de gênero ou até mesmo de espécie para alguns morfotipos, deste modo foi encontrado seis prováveis espécies do gênero *Glomus*, quatro de *Acaulospora*, duas de *Claroideoglomus*, os demais tiveram apenas um representante, *Pacispora*, *Funneliformis*, *Diversispora*, *Sclerocystis*, *Archaeospora*, *Rhizophagus*, *Cetraspora*, *Racocetra* e *Gigaspora*. As quais estão presentes em seis famílias (Glomeraceae, Pacisporaceae, Acaulosporaceae, Diversisporaceae, Gigasporaceae e Claroideoglomeraceae).

O fato de *Gigaspora* apresentar-se apenas com um morfotipo representante e aparecer em apenas duas áreas, pode estar relacionado ao episódio de que espécies deste gênero possuem baixa adaptação às áreas de monocultivo, visto que ele só apareceu apenas no cultivo de palma forrageira e na Caatinga manejada, ecossistema natural onde aparecem com predominância (SILVA, 2010). Também, pode estar relacionado ao fato de ocorrer e esporular em solos com fertilidade baixa, pH inferior a 6 e com baixos teores de P e matéria orgânica (SIQUEIRA *et al.*, 1989), já que as áreas em que foi encontrada apresentaram os menores valores de pH, uma delas um dos menores valores de P e outra o menor teor de matéria orgânica.

6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

As áreas de cultivo pesquisadas, apesar de possuírem pequena extensão e terem sido usadas, na maioria das vezes, para monocultivo apresentaram um número bastante expressivo de morfotipos de FMAs, onde foram diagnosticados 24 diferentes morfotipos, dos quais dez estão presentes em todas as áreas, o que pode estar relacionado à rotação de culturas, visto que nessas áreas em anos anteriores houve plantios de outras culturas (fava, feijão, milho, palma forrageira), fazendo com que estes se tornem generalistas.

A presença e a quantidade de esporos de alguns morfotipos em algumas áreas indicam a preferência destes por um determinado tipo de cultura. Os morfotipos 4 e 14, por exemplo, estão presentes apenas na área cultivada por milho. Os morfotipos 21 e 23 estão presentes apenas na área de cultivo de palma forrageira e na Caatinga manejada, já os morfotipos 15 e 18 têm preferência pelas áreas cultivadas em consórcio e palma forrageira e o morfotipo 19 está presente na área de cultivo de feijão e de consórcio de três culturas.

A maior densidade de esporos foi encontrada nas áreas de cultivo agrícola como previsto, onde as áreas apresentaram de 399 (área 04 - cultivada por palma forrageira) a 985 esporos (área 01 - cultivada por milho). A área de Caatinga manejada, por sua vez, apresentou apenas 360 esporos. Portanto, todas as áreas apresentaram um número relativamente grande de esporos, fato relacionado com o baixo valor de P assimilável e às condições de estresse hídrico do solo que levam à esporulação.

Portanto, estudar os Fungos Micorrízicos Arbusculares, dando ênfase em sua diversidade, população e comunidade, é uma etapa de fundamental importância para diferentes abordagens, seja na contribuição do entendimento do papel simbiótico nos diversos ecossistemas, seja na obtenção de melhorias da produção dos ecossistemas agrícolas.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABBRUZZINI, T. F. **Qualidade e quantidade de matéria orgânica do solo em cultivo convencional e orgânico de cana-de-açúcar**. 2011. 92 p. dissertação (Mestrado em Ciências) - Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2011.

ANDREOLA, F.; FERNANDES, S. A. P. A microbiota do solo na agricultura orgânica e manejo de culturas. In: SILVEIRA, Adriana Parada Dias; FREITAS, Sueli dos Santos. **Microbiota do solo e qualidade ambiental**. Campinas: Instituto Agronômico, 2007. p. 21-33.

ALBURQUERQUE, P. P. **Diversidade de Glomeromycetes e atividade microbiana em solos sob vegetação nativa do semiárido de Pernambuco**. 2008.113f. Tese (Doutorado em Biologia dos Fungos) - Universidade Federal de Pernambuco, Recife, PE, 2008.

BAGO, B.; PFEFFER, P.E.; SHACHAR-HILL, Y. Carbon metabolism and transport in arbuscularmycorrhizas. **Plant Physiol.**, v.124, p.949-957, 2000.

BARROS, A. T. **Caracterização físico-química e biológica da água e dos solos Das margens do rio Piancó, PB**. 2015. 192f. Tese (Doutorado em Ciência e Tecnologia de materiais). Universidade Federal de Campina Grande, Campina Grande, PB, 2015.

BAUMGARTNER, K.; SMITH, R. F.; BETTIGA, L. Weed control and cover crop management affect mycorrhizal colonization of grapevine roots and arbuscular mycorrhizal fungal spore populations in a California vineyard. **Mycorrhiza**, v.15, n.2, p.111-119, 2005.

BERBARA, R. L. L.; SOUZA, F. A.; FONSECA, H. M. A. C. Fungos micorrízicos arbusculares:muito além da nutrição. In: FERNANDES, M.S. (Ed.). **Nutrição Mineral das Plantas**. Sociedade Brasileira de Ciências do Solo, Viçosa, 2006, 432p.

BERCH, S. M.; KOSKE, R. E. *Glomus pansihalos*: A new species in the Endogonaceae, Zygomycetes. **Mycologia**, v.78, n. 5, p.832-836, 1986.

BORBA, M. F.; AMORIM, S. M. C. Fungos micorrízicos arbusculares em sempre-vivas: subsídio para cultivo e replantio em áreas degradadas. **Revista de Biologia e Ciências da Terra**, v.7, n.2, p.20-27, 2007.

BRANDÃO, E. M. Os componentes da comunidade microbiana do solo. In: CARDOSO, E. J. B. N.; TSAI, S. M. NEVES, M. C. P., (Cords) **Microbiologia do solo**. Campinas: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 1992. p.1-15.

CARDOSO, E. J. B. N. CARDOSO, I. M., NOGUEIRA, M. A., BARRETA, C. R. D. M., PAULA, A. M. Micorrizas arbusculares na aquisição de nutrientes pelas plantas. In: Siqueira J.O.; SOUZA.F.A.; CARDOSO E. J.B.N.; TSAI, S.M. (Eds) **Micorrizas: 30 anos de pesquisas no Brasil**. Lavras: UFLA, 2010, Cap. 6, p. 153-195.

CARENHO, R., GOMES-DA-COSTA, S. M., BALOTA, E. L., COLOZZI-FILHO, A. Fungos micorrízicos arbusculares em agrossistemas brasileiros. In: SIQUEIRA, J.O.; SOUZA, F.A.; CARDOSO E.J.B.N.; TSAI, S.M. (Eds) **Micorrizas: 30 anos de pesquisas no Brasil**. Lavras: UFLA, 2010, Cap 7, p. 215-249.

COELHO, R. A. **Colonização micorrízica, nutrição e morfologia do cafeeiro em monocultivo e sistemas agroflorestais**. 2008. 83 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, Vitória da Conquista, 2008.

COLOZZI-FILHO, A.; CARDOSO, E. J. B. N. Detecção de fungos micorrízicos arbusculares em raízes de cafeeiro e de crotalária cultivada na entrelinha. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.35, n.10, p.2033-2042, 2000.

COLOZZI-FILHO, A; NOGUEIRA, M. A. **Micorrizas Arbusculares em Plantas Tropicais: Café, Mandioca e Cana-de-açúcar**. Ed. A. Silveira e Sueli Freitas. Campinas: Instituto Agrônomo, 2007.

COSTA, C.M.C. et al. Influência dos fungos micorrízicos arbusculares sobre o crescimento de dois genótipos de acaloeira (*Malgiphiaemarginata* D.C.). **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.35, n.4, p.893-901, 2001.

DE SOUZA, F. A.; DA SILVA, I. C. L.; BERBARA, R. L. L. Fungos micorrízicos arbusculares: muito mais diversos que se imaginava. In: MOREIRA, F.M.S.; SIQUEIRA, J.O.; BRUSSAARD, L. (Eds). **Biodiversidade do solo em ecossistemas brasileiros**. Lavras: UFLA, 2008. p.482-536.

EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa de Solos (Rio de Janeiro, RJ). **Sistema brasileiro de classificação de solos**. Brasília: Embrapa Produção de Informação; Rio de Janeiro: Embrapa Solos, 1999. V.26, 412p. il. CDD 631.44.

FERNANDES, A. B., SIQUEIRA, J. O., MENEZES, M. A. L., GUEDES, G. A. A. Efeito diferenciado do P sobre o estabelecimento e efetividade da simbiose endomicorrízica em milho e soja. **Revista Brasileira Ciência do Solo**, Campinas, v.11, n.2, p.101-108, 1987.

FERNANDES, S. G., MACHADO, C. T. I., IGNÁCIO, I. G., PEREIRA, C. D., FERNANDES, L. A. **Atividade Micorrízica em Áreas de Agricultores Familiares no Norte de Minas Gerais.** In: XXXI REUNIÃO BRASILEIRA DE FERTILIDADE DO SOLO, FERTEBIO, 2012, Macéio - Al.

FOLLI-PEREIRA, M. S., MEIRA-HADDAD, L. S., BAZZOLLI, D. M. S., KASUYA, M.C.M. Micorriza arbuscular e a tolerância das plantas ao estresse. **Revista Brasileira Ciência do Solo**, v.36, p.1663-1679. 2012.

FREITAS, R. O.; CARRENHO, R. **Guia digital de fungos micorrízicos arbusculares da reserva Florestal Adolpho Ducke e Reserva do PDBFF**, Manaus, 2013. 52p. Disponível em: <
https://ppbio.inpa.gov.br/sites/default/files/Guia%20de%20FMA_Vers%C3%A3o%201.pdf
 >. Acesso em: 12 set. 2014.

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**, 46, p.235-244, 1963.

GOTO, B. T.; MAIA, L. C. Glomerosporos: uma nova denominação para esporos de Glomeromycota, um grupo molecularmente distinto de Zygomycota. **Mycotaxon**, v.96, p.120-132, 2006.

GUSMÃO, L. P.; MAIA, L. C. Os fungos. In: GUSMÃO, L. P; MAIA, L.C. (Eds). **Diversidade e caracterização dos fungos do semi-árido brasileiro.** Recife, Associação de Plantas do Nordeste - APNE, 2006, v.2, p.27-47.

GUSMÃO, L. F. P.; MELO, E.; FRANÇA, F.; BARBOSA, F. F. O semi-árido brasileiro e os fungos. In: GUSMÃO, L. F. P.; MAIA, L. C. (Eds.). **Diversidade e caracterização dos fungos do semi-árido brasileiro.** Instituto Milênio do Semiárido – IMSEAR, 2006, v.2, p.19–26.

HOFFMAN, L. V.; LUCENA, V. S. **Para entender micorrizas arbusculares.** Embrapa Algodão (documentos 156), 2006.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. Boa Vista - PB, IBGE 2010. Disponível em:
<http://www.cidades.ibge.gov.br/painel/painel.php?lang=&codmun=250215&search=%7Cboa-vista>. Acesso em: 22 mar. 2014.

JAMES, T.Y., KAUFF, F., SCHOCH, C. L., MATHENY, P. B. Reconstructing the early evolution of fungi using a six-gene phylogeny. **Nature**, v.443, p. 818-822, 2006.

KELLY, R.M.; EDWARDS, D.G.; THOMPSON, J.P.; MARGAREY, R.C. Growth responses of sugarcane to mycorrhizal spore density and phosphorus rate. **Australian Journal of Agricultural Research**, v.56, p.1405-1413, 2005.

KOSKE, R. E. FRIESE, C., WALKER, C, DALPÉ, Y. *Glomus pustulatum*: a new species in the Endogoneae. **Mycotaxon**, v. 26, p.143-149, 1986.

LAMBAIS, M.R; RAMOS, A.C. Sinalização e transdução de sinais em micorrizas arbusculares. In: SIQUEIRA J.O., SOUZA, F.A., CARDOSO, E.J.B.N.; TSAI, S.M. (Eds) **Micorrizas: 30 anos de pesquisas no Brasil**. Lavras: UFLA, 2010, Cap. 4, p.118-132.

LEAL, I. R., TABARELLI, M., SILVA, J. M. C. (Eds.) **Ecologia e conservação da Caatinga**. Recife:Universitária (Universidade Federal de Pernambuco), 2003. 822p.

MAIA, L.C., SILVA, G. A., YANO-MELO, A. M., GOTO, B. T. 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**. Lavras: UFLA, 2010. Cap. 10, p. 311-335.

MALAVOLTA, E. **ABC da Adubação**. 4 ed. São Paulo:Agronômica Ceres, 1979. 189p.

MARIANO, L. P. **Avaliação da fertilidade dos solos ocupados com lavoura cafeeira de produtores familiares de Nova Resende**. 2010. 33f. Trabalho de Conclusão de Curso (Tecnologia em Cafeicultura) Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Sul de Minas Gerais, Muzambinho, 2010.

MARSCHNER, H.; DELL, B. Nutrient uptake in micorrhizal symbiosis. **Plant Soil**, v.159, p.89-102, 1994.

MEDEIROS, J. C., ALBUQUERQUE, J. A., MAFRA, A. L., ROSA, J. D., GATIBONI, L. C. Relação cálcio: magnésio do corretivo da acidez do solo na nutrição e no desenvolvimento inicial de plantas de milho em um Cambissolo. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 29, n. 4, p. 799-806, 2008.

MELO, A. S. T., RODRIGUEZ, J. L. **Paraíba: desenvolvimento econômico e a questão ambiental**. João Pessoa: Grafset, 2004.208p.

MELLO, C. M. A., SILVA. I. R., PONTES, J. S., GOTO, B. T., SILVA, G. A., MAIA, L. C. Diversidade de fungos micorrízicos arbusculares em área de Caatinga, PE, Brasil. **Acta Botânica Brasilica**, v.26, n.4, p.938-943, 2012.

MERGULHÃO, A. C. E. S., FIGUEIREDO, M. V. B., OLIVEIRA, J. P., SILVA, M. L. R. B., BURITY, H. A. **Micorrizas (fungos micorrízicos arbusculares)** – insumo biológico para utilização na agricultura. Instituto Agronômico de Pernambuco: Governo do Estado de Pernambuco. 2008. Disponível em: <<http://www.ipa.br/resp61.php>> Acesso em: 15 set. 2015.

MERGULHÃO, A. C. E. S., FIGUEIREDO, M. V. B., BURITY, H. A., MAIA, L. C. Hospedeiros e ciclos sucessivos de multiplicação afetam a detecção de fungos micorrízicos arbusculares em áreas impactadas por mineração gesseira. **Revista Árvore**, Viçosa, v.33, n.2, p.227-236, 2009.

MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE (MMA). Caatinga. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/biomas/caatinga>> Acesso em: 08 out. 2014.

MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N. Micorriza arbuscular. In: VARGAS, M. A. T.; HUNGRIA, M., (Ed.). **Biologia dos solos dos cerrados**. Planaltina: EMBRAPA-CPAC, 1997. p. 67-111.

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

MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N. **Impacto do sistema direto na diversidade de fungos micorrízicos arbusculares nativos em solo de Cerrado**. Planaltina/ DF: Embrapa Cerrados, 2007. (Embrapa Cerrados, COMUNICADO TÉCNICO, 135).

MOHAMMAD, A.; MITRA, B.; KHAN, A.G. Effects of sheared-root inoculum of *Glomus Intraradices* on wheat grown at different phosphorus levels in the field. **Agriculture Ecosystemand Environment**, v.103, p.245-249, 2004.

MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J.O. **Microbiologia e Bioquímica do solo**. 2.ed. Lavras: UFLA, 2006.729p.

OEHL, F.; SIEVERDING, E. Pacispora, a new vesicular arbuscular mycorrhizal fungal genus in the *Glomeromycetes*. **Journal of Applied Botany**, v.78, p.72-82, 2004.

OLSSON, P. A.; THINGSTRUP, I.; JAKOBSEN, I.; BAATH, F. Estimation of the biomass of arbuscularmycorrhizal fungi in a linseed field. **Soil Biol. Biochem.**, v.31, p.1879-1887, 1999.

ORLANDO FILHO, J. *et al.* Relação K, Ca, Mg do solo areia quartzosa e produtividade da cana-de-açúcar. **SITAB**, Piracicaba, v.14, n. 5, p. 13-17, 1996.

PEDRÃO, E.; BARRILARI, I. M. R. **Os palinomorfos: esporos**. Phoenix, v.3, n. 30, 2001. Disponível em:< http://www.phoenix.org.br/Phoenix30_Jun01.htm>. Acesso em: 25 Fev. 2015.

PRADO, D. As Caatingas da América do Sul. In: LEAL, I. R., TABARELLI, M., SILVA, J. M. C. (Eds.) **Ecologia e conservação da Caatinga**. Recife: Ed.Universitária (Universidade Federal de Pernambuco), 2003, p. 3-73.

PRIMAVESI, A. **Manejo ecológico do solo: a agricultura em regiões tropicais**. São Paulo: Nobel, 2002.

REDECKER, D.; MORTON, J.B.; BUNS, T.D. Ancestral lineages of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomales). **Mol. Phylogenet. Evol.**, v.14, p.276-284, 2000.

REDECKER, D. SCHÜBLER, A., STOCKINGER, H., STÜRMER, S., MORTON, J., WALKER, C. Um consenso baseado em evidências para a classificação dos fungos micorrízicos arbusculares (Glomeromycota). **Micorrizas doi** : 10.1007/s00572-013-0486-y, 2013.

RIBEIRO, A.C.; GUIMARÃES, P.T.G.; ALVAREZ V., V.H. (ed.). **Recomendações para o uso de corretivos e fertilizantes em Minas Gerais: 5ª Aproximação**. Viçosa: Comissão de Fertilidade do Solo do Estado de Minas Gerais, 1999. 359p.

RILLIG, M. C., MURMMEY, D. L. Mycorrhizas and soil structure. **New Phytologist**, v.171, p. 41-53, 2006.

RODRIGUEZ, J. L. **Atlas Escolar Paraíba: espaço geo-histórico e cultural**. 4ed. ampl. e atual. Grafset: João Pessoa – PB, 2012. 192p.

SAGGIN-JÚNIOR, O. J. ; LOVATO, P. E. Aplicação de micorrizas arbusculares na produção de mudas e plantas micropropagadas. In: SIQUEIRA, J. O. (Org.). **Inter-relação fertilidade, biologia do solo e nutrição de plantas**. Viçosa: SBCS, Lavras: UFLA/DCS, 1999.

SAGGIN JÚNIOR, O. J. ; SILVA, E. M. R. Micorriza arbuscular- Papel, Funcionamento e Aplicação da Simbiose. In: A. M. de Aquino; R. L. de Assis. (Org.). **Processos Biológicos do Sistema Solo- Planta Ferramentas para uma Agricultura Sustentável**. 1 ed. Brasília: Embrapa Agobiologia, Embrapa Informação Tecnológica, 2005, Cap. 1, p. 101-149.

SANTOS, E. S. **Caderno Pedagógico de Química: Análises físico-químicas de água e de solos**. Pinhais, SP. 2008, 61p.

SCHENCK, N.; PERÉZ, Y. **Manual for the identification of VA mycorrhizal fungi**. In: Synergistic Publications, 3ed. Gainesville, 1987. 287p.

SCHUBLER, A.; WALKER, C. **The glomeromycota: A species list with new families and new genera**. Gloucester: England, 2010.

SELOSSE, M.A.; BAUDOIN, E.; VANDENKOORNHUYSE, P. Symbiotic microorganisms, a key for ecological success and protection of plants. **CR Biol.**, v.327, p.639-648, 2004.

SENGIK, E.S. **Os Macronutrientes e os Micronutrientes das Plantas**. Versão 2003. Disponível em: < www.nupel.uem.br/nutrientes-2003pdf > Acesso em: 31 Mar. 2015.

SIEVERDING, E. Function of VA mycorrhiza. In: SIEVERDING, E. (Ed). **Vesicular-arbuscular Mycorrhiza Management in Tropical Agrosystems**. Eschborn: Technical Cooperation Federal Republic of Germany, 1991, p.57-70.

SILVA, G.A., MAIA, C. L., SILVA, F. S. B., LIMA, P. C. F. Potencial de infectividade de fungos micorrízicos arbusculares oriundos de área de caatinga nativa e degradada por mineração no estado Bahia. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 24, n. 2, p. 135-143, 2003

SIQUEIRA, J. O.; FRANCO, A. A. **Biotecnologia do solo, fundamentos e perspectivas**. Brasília: MEC/ABEAS; Lavras: ESAL/FAEPE, 1988. 236 p.

SIQUEIRA, J.O.; COLOZZI-FILHO, A.; OLIVEIRA, E. Ocorrência de micorrizas vesicular-arbusculares em agro e ecossistemas do Estado de Minas Gerais. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.24, n.12, p.1499-1506, 1989.

SIQUEIRA, J.O.; MOREIRA, F.M.S. **Microbiologia do solo e sustentabilidade agrícola: enfoque em fertilidade do solo e nutrição vegetal**. In: REUNIÃO BRASILEIRA EM FERTILIDADE DO SOLO E NUTRIÇÃO DE PLANTAS. SBCS: MANAUS, 1996, p. 1-42.

SMITH, S. E.; READ, D. J. **Mycorrhizal symbiosis**. New York: London Academic Press, 1997.

SOUTO, P. C., SOUTO, J. S., PAES DE MIRANDA, J. R., SANTOS, R. V., ROCHA ALVES, A. Comunidade microbiana e mesofauna edáficas em solo sob caatinga no semi-árido da Paraíba. **Rev. Bras. Ciênc. Solo**, v.32, n.1, p. 151-160, 2008.

SOUSA, R. F., BARBOSA, M. P., SOUSA JÚNIOR, S. P., NERY, A. R., LIMA, A. N. Estudo da evolução espaço-temporal da cobertura vegetal do município de Boa Vista- PB utilizando Geoprocessamento. **Caatinga**. Mossoró, Brasil, v.21, n.3, p.22-30, 2008.

SOUZA, F. A., STUMER, S. L., CARRENHO, R., TRUFEM, S. F. B. Classificação e taxonomia de fungos micorrizicos 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**. Lavras: UFLA, 2010, Cap. 2, p. 15-73.

SOUZA, R. G.; MAIA, L. C.; SALES, M.F.; TRUFEM, S. F. B. 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.

STEVENSON, F. J. **Humus chemistry: genesis, composition, reactions**. 2. ed. New York: John Wiley & Sons, 1994.

STÜMER, S.L; SIQUEIRA, J. O. **Diversidade de Fungos Micorrizicos Arbusculares em Ecosistemas Brasileiros**. In: MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O.; BRUSSAARD, L. (Eds). Biodiversidade do Solo em Ecosistemas Brasileiros. Lavras: UFLA, 2008, p.537-583.

YANO-MELO, A. M., GOTO, B. T., SILVA, G. A., MAIA, L. C. Diversidade de fungos micorrízicos arbusculares no Brasil. In: JARDIM, M.A.G.; BASTOS, M.N.C.; SANTOS, J.U.M. (Eds). **Desafios da Botânica Brasileira no Novo Milênio: inventário, sistematização e conservação da diversidade vegetal**. CONGRESSO NACIONAL DE BOTÂNICA, Belém: MPEG/UFRA/EMBRAPA, 2003, p.173-174.

TOMÉ JR., J. B. **Manual para interpretação de análise de solo**. Guaíba: Agropecuária, 1997. 246p.

