



UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO NORTE
CENTRO DE BIOCÊNCIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM SISTEMÁTICA E EVOLUÇÃO

DINÂMICA SAZONAL DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES
(GLOMEROMYCOTA) EM CERRADÃO E BREJO DE ALTITUDE
NA CHAPADA DO ARARIPE, CE

RUY ANDERSON ARAUJO DE LIMA

Dissertação de Mestrado
Natal/RN, março de 2013

Ruy Anderson Araújo de Lima

**DINÂMICA SAZONAL DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES
(*GLOMEROMYCOTA*) EM CERRADÃO E BREJO DE ALTITUDE NA
CHAPADA DO ARARIPE, CE**

Dissertação apresentada ao Curso de Pós-Graduação em Sistemática e Evolução da Universidade Federal do Rio Grande do Norte, como parte das exigências para obtenção do grau de Mestre.

Linha de pesquisa: **Taxonomia e Sistemática**

Orientador: **Prof. Dr. Bruno Tomio Goto**

2013

Natal - RN

Catálogo da Publicação na Fonte
Universidade Federal do Rio Grande do Norte - UFRN

Lima, Ruy Anderson Araújo de.

Dinâmica sazonal de fungos micorrízicos arbusculares
Glomeromycota em cerradão e brejo de altitude na Chapada do
Araripe, CE / Ruy Anderson Araújo de Lima. - Natal, 2013.
80 f: il.

Orientador: Prof. Dr. Bruno Tomio Goto.

Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal do Rio Grande do
Norte. Centro de Biociências. Programa de Pós-Graduação em
Sistemática e Evolução.

1. Biodiversidade do solo - Dissertação. 2. Glomerosporos -
Dissertação. 3. Semiárido - Dissertação. I. Goto, Bruno Tomio. II.
Universidade Federal do Rio Grande do Norte. III. Título.

RN/UF/BSE01

CDU 574.1

RUY ANDERSON ARAÚJO DE LIMA

**DINÂMICA SAZONAL DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES
(*Glomeromycota*) EM CERRADÃO E BREJO DE ALTITUDE NA CHAPADA DO
ARARIPE, CE**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Sistemática e Evolução da Universidade Federal do Rio Grande do Norte, em cumprimento às exigências para obtenção do título de Mestre em Sistemática e Evolução.

Aprovada em: 19 de março de 2013.

Comissão Examinadora:

Dr. Ricardo Luís Louro Berbara – UFRRJ

Dr. Alexandre Fadigas de Souza – UFRN

Dr. Bruno Tomio Goto – UFRN (orientador)

*A minha companheira Gabriela Araújo, aos
meus pais Ricardo e Ângela.
Dedico e ofereço.*

*“O homem que vive apenas para si, faz
um enorme bem à nação quando morre”.*

(autor anônimo)

AGRADECIMENTOS

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior, através do Programa de Demanda Social, pela concessão da bolsa de mestrado;

Ao meu orientador, Prof. Dr. Bruno Tomio Goto, pela paciência e disponibilidade nos ensinamentos sobre este fantástico grupo de fungos;

Ao Prof. Dr. Iuri Goulart Baseia e ao Prof. Dr. Bruno Cavalcante Bellini, pelos bons conselhos e prontidão em ajudar;

A UFRN e toda a equipe de professores do Programa de Pós-Graduação em Sistemática e Evolução: Adrian Antônio Garda, Alice Calvente, Bruno Bellini, Bruno Tomio Goto, Fúlvio Freire, Gabriel Costa, Gislene Ganade, Iuri Baseia, João Paulo Lima, Jomar Jardim, Josélio Araújo, Leonardo Versieux, Márcio Zikan, Mauro Pichorim e Sérgio Maia.

A secretária da PPgSE, Gisele pelo excelente trabalho prestado, sempre dando suporte aos alunos do programa;

A todos do Laboratório de Biologia de Micorrizas (LBM) da UFRN, Aretha Melo, Kássia Galdino, Khadija Jobim, Welliklécia Gonçalves, em especial a Ana Cláudia Palhares, Fernanda Fonseca, pela amizade, bons momentos e por terem me ajudado muito na construção da minha dissertação;

Aos bons amigos do Laboratório de Biologia de Fungos (LBF): Ana Clarissa, Anileide Leite, Bianca Silva, Judcleidson Bezerra, Julieth Souza, Luanna Conrado, Marcelo Sulzbacher, Mariana Sá, Nathalia Mendonça e Rhudson Cruz, pelos bons momentos, idéias e ensinamentos;

Aos colegas de Mestrado, Aila, Dônis, Isabel, Liugo, Marcelo, Nerivânia, Pâmela, Rhudson e Wallace;

Aos inesquecíveis amigos que fiz durante o mestrado: Ana Clarissa, Aila Soares, Marcelo Sulzbacher, Nerivânia Godeiro, Rhudson Cruz e Wallace São Mateus, pelos momentos alegres e ajuda mútua;

Aos meus familiares, por terem contribuído na formação do homem que hoje sou;

Aos professores membros da banca examinadora: Alexandre F. de Souza, Felipe Wartchow, Ricardo L. L. Berbara e Iuri G. Baseia, pela atenção e bons conselhos;

A minha companheira Gabriela Araújo, por sempre estar ao lado nos bons e maus momentos, e por contribuir a cada dia para que me torne um homem melhor, e por tornar especial cada dia de minha vida.

RESUMO

Os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) são organismos simbiotes obrigatórios de raízes de vasto número de táxons vegetais, sendo encontrados em todos os ecossistemas terrestres. Estes fungos promovem maior tolerância a estresses ambientais aos vegetais associados favorecendo o estabelecimento de comunidades vegetais, especialmente quando a fertilidade do solo é fator limitante, como em áreas de Caatinga, domínio exclusivamente brasileiro que vem sendo foco de pesquisas em função da particular biodiversidade que pode proporcionar maior compreensão da história vegetacional de parte da América do Sul. Devido à importância ecológica dos FMA, ao limitado número de trabalhos e o potencial em diversidade da Caatinga, este trabalho visa inventariar a diversidade e determinar as comunidades de FMA em áreas com diferentes fisionomias ocorrentes na FLONA Araripe, Ceará (CE). A coleta das amostras ocorreu em quatro períodos, no início e final da estação seca (agosto e dezembro de 2011, respectivamente) e chuvosa (fevereiro e junho de 2012, respectivamente) em uma área de brejo de altitude e de cerradão da Chapada do Araripe, Crato, CE. Os glomerosporos foram extraídos por peneiramento úmido e centrifugação em água e sacarose (50%), montados entre lâmina e laminula utilizando PVLG e PVLG + Reagente de Melzer. No total, foram encontradas 46 espécies de FMA distribuídas em oito famílias e 16 gêneros: *Acaulospora* (6), *Ambispora* (1), *Cetraspora* (2), *Dentiscutata* (5), *Fuscutata* (2), *Gigaspora* (6), *Glomus* (13), *Intraornatospora* (1), *Kuklospora* (1), *Orbispora* (1), *Paradentiscutata* (1), *Quatunica* (1), *Racocetra* (1), *Scutellospora* (2), *Septoglomus* (2) e um novo gênero. Análises ecológicas mostraram que cada área de estudo apresenta dinâmicas sazonais próprias, com a área de cerradão com maior diversidade de espécies ao longo do ano, enquanto que o brejo de altitude mostrou maior variação nas espécies encontradas entre os períodos de coleta, mostrando que a vegetação e a pluviosidade tem forte influência na dinâmica sazonal dos FMA, assim como a disponibilidade de nutrientes e o pH do solo.

Palavras chave: Biodiversidade do solo. Glomerosporos. Micorrizas. Semiárido. Taxonomia.

ABSTRACT

Arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) are obligatory symbiotic organisms that associate with roots of a large number of plant taxa, and are found in all terrestrial ecosystems. These fungi promote greater tolerance to environmental stresses to associated plant, favoring the establishment of plant communities, especially where soil fertility is a limiting factor, as in the Caatinga, an exclusively Brazilian domain that has been focus of research due to its great biodiversity that can help clarify the history of vegetation in South America. Because of the ecological importance of AMF, the limited number of jobs and the potential diversity of the Caatinga, this work aims to inventory the diversity and determine AMF communities in areas with different faces occurrent in FLONA Araripe, Ceará (CE). The sample collection occurred in four periods at the beginning and end of the dry season (August and December 2011, respectively) and rainy (February and June 2012, respectively) in an area of marsh and woodland altitude of the Araripe, Crato, CE. The glomerosporos were extracted by wet sieving and centrifugation in water and sucrose (50%) mounted between slide and coverslip using PVLG and PVLG + Reagent Melzer. In total, we found 46 species of AMF distributed in eight families and 16 genera: *Acaulospora* (6), *Ambispora* (1), *Cetraspora* (2), *Dentiscutata* (5), *Fuscutata* (2), *Gigaspora* (6), *Glomus* (13) *Intraornatospora* (1), *Kuklospora* (1), *Orbispora* (1), *Paradentiscutata* (1), *Quatunica* (1), *Racocetra* (1), *Scutellospora* (2), *Septoglomus* (2) and a new genus. analysis showed that ecological each area of study has its own seasonal dynamics, with an area of woodland with a greater diversity of species throughout the year, while the marsh elevation showed greater variation in species found among the collection periods, showing that vegetation and rainfall has strong influence on the seasonal dynamics of AMF, as well as the availability of nutrients and soil pH so.

Keywords: Glomerospores. Mycorrhizae. Semi arid. Soil biodiversity. Taxonomy.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO GERAL	11
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	13
2.1. FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES	13
2.1.1. Histórico da taxonomia dos FMA	16
2.1.2. Diversidade de FMA	27
2.2. CAATINGA	28
2.2.1. Brejo de Altitude	30
2.2.2. Cerradão	30
3. JUSTIFICATIVA	32
4. OBJETIVOS	33
4.1. OBJETIVO GERAL	33
4.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS	33
5. MATERIAIS E MÉTODOS	34
5.1. ÁREA DE ESTUDO	34
5.2. COLETA DE SOLO	34
5.3. EXTRAÇÃO E IDENTIFICAÇÃO DE FMA	35
5.4. ANÁLISES ECOLÓGICAS	35
6. RESULTADOS E DISCUSSÃO	36
6.1. DISTRIBUIÇÃO GERAL DE ESPÉCIES DE FMA	36
6.2. PADRÕES DE SIMILARIDADE	40
6.3. INFLUÊNCIA DE FATORES FÍSICO-QUÍMICOS DO SOLO	42
6.4. TAXONOMIA	44
7. CONCLUSÕES	48
8. REFERÊNCIAS	49
ANEXOS	69

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Glomerosporos de <i>Glomus trufemii</i>	17
Figura 2. Maturação de glomerosporos que apresentam asculo esporífero.....	17
Figura 3. Esporos de FMA que apresentam bulbo suspensor.....	18
Figura 4. Árvore filogenética proposta por SCHUESSLER <i>et al.</i> , (2001) para o filo <i>Glomeromycota</i> composto por quatro ordens, sete famílias e oito gêneros.	19
Figura 5. Classificação atual da ordem <i>Diversisporale</i>	23
Figura 6. Classificação atual da ordem <i>Gigasporales</i> , árvore filogenética baseada em análises moleculares e morfológicas	24
Figura 7. Classificação atual da ordem <i>Glomerales</i> , árvore filogenética baseada em análises moleculares e morfológicas	25
Figura 8. Classificação atual do filo <i>Glomeromycota</i> e suas três classes: (1) <i>Glomeromycetes</i> , (2) <i>Archaeosporomycetes</i> e (3) <i>Paraglomeromycetes</i>	26
Figura 9. Fotos das áreas das áreas de estudo.....	35
Figura 10. Distribuição das espécies encontradas nas duas áreas de estudo.	39
Figura 11. Dendograma de similaridade da diversidade de FMA obtido a partir da análise de agrupamento (UPGMA) entre as áreas de brejo de altitude e cerradão em diferentes épocas do ano.....	42
Figura 12. Glomerosporos do novo gênero encontrado na área de cerradão..	46

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Espécies de FMA e as condições onde foram encontradas.	36
Tabela 2. Valores de índice de similaridade de Jaccard obtidos durante o estudo.....	41
Tabela 3. Propriedades físico-químicas do solo dos ambientes estudados.	43
Tabela 4. Espécies de Fungos Micorrízicos Arbusculares descritas na literatura e suas respectivas referências.....	69

1. INTRODUÇÃO GERAL

Os fungos micorrízicos arbusculares (FMA), atualmente pertencentes ao filo *Glomeromycota* (SCHUESSLER *et al.*, 2001), são simbioses obrigatórias com raízes de vasto número de famílias vegetais, colonizando desde briófitas, pteridófitas até gimnospermas e angiospermas. Eles promovem tolerância a estresses bióticos e abióticos e favorecem o crescimento vegetal em decorrência da maior absorção de íons de baixa mobilidade no solo, como o fósforo, enquanto os fungos se beneficiam dos carboidratos produzidos pelo vegetal (SMITH & READ 2008; HELGASON & FITTER 2005).

Este tipo de associação é extremamente difundida na natureza (SMITH & READ 2008), ocorrendo desde áreas árticas (CABELLO *et al.*, 1994), desérticas (YANG *et al.*, 2008) até áreas de floresta boreal (ÖPIK *et al.*, 2008), e tropical (GOTO *et al.*, 2011), favorecendo o estabelecimento de comunidades vegetais, especialmente quando a fertilidade do solo é o fator limitante, favorecendo o estabelecimento de plântulas em solos tropicais, que em geral são de baixa fertilidade, como na Caatinga (SOUZA, 2010).

Fósseis e evidências moleculares sugerem que esta é uma simbiose antiga, que pode ter sido crucial para o estabelecimento das plantas no ambiente terrestre (HELGASON & FITTER 2005; DOTZLER *et al.*, 2006, 2009; SCHUESSLER *et al.*, 2001). SILVA *et al.*, (2004) enfatizam o grande número de áreas com dados restritos sobre diversidade no bioma Caatinga e a necessidade de suporte a programas de inventários biológicos da região. Quanto aos FMA, LEAL *et al.*, (2003) e HELGASON & FITTER (2005) sugerem que uma grande riqueza taxonômica ainda está por ser descoberta, principalmente em função da diversidade e endemismo de plantas neste domínio, além disso o número de espécies descritas aumentou consideravelmente durante a última revisão nesta região (GOTO *et al.*, 2010), mostrando que os FMA são, na verdade, muito mais diversos que o atualmente conhecido, em torno de 249 espécies descritas, enquanto que a diversidade estimada destes organismos no mundo se encontra entre 37.000 a 80.000 espécies (SOUZA *et al.*, 2008). Segundo MAIA *et al.*, (2010) a Caatinga representa 36,6% das espécies registradas a nível global, sendo que esta representatividade pode ser ainda maior pois, segundo os autores, estudos realizados indicam que o bioma apresenta elevada probabilidade para a descoberta de novos registros e novas espécies.

A Caatinga é um mosaico de arbustos espinhosos e florestas sazonalmente secas que cobre todo o Nordeste brasileiro e o nordeste de Minas Gerais. Estendendo-se por cerca de 735.000km², a Caatinga é limitada a leste e a oeste pelas florestas Atlântica e Amazônica, respectivamente, e ao sul pelo Cerrado (LEAL *et al.*, 2005). Desse modo, grande parte do patrimônio biológico dessa região é encontrada apenas no Nordeste do Brasil (SILVA, 2002; LEAL *et al.*, 2005). A maior parte deste domínio é localizada em regiões de baixa altitude, entretanto, este tipo de vegetação pode se manifestar em áreas que ultrapassam os 1.000 m de altitude, constituídas por serras e chapadas (PÔRTO *et al.*, 2004; SAMPAIO, 2010), destacando-se a Chapada do Araripe, que abrange os Estados do Ceará, Paraíba e Pernambuco, apresentando formações vegetacionais diversas entre elas o brejo de altitude e o cerradão (SAMPAIO, 2010).

O estudo dos FMA é fundamental para a compreensão das comunidades vegetais e novas descobertas podem ser úteis para melhor entender e delimitar os representantes desse filo (SOUZA, 2003; HELGASON & FITTER 2005; GOTO, 2009). Pesquisas na área podem contribuir de forma significativa na política de desenvolvimento sustentável e na manutenção de ecossistemas, uma vez que os FMA constituem recurso biológico utilizado na manutenção da diversidade e produtividade das plantas, especialmente em solos tropicais pobres, podendo ainda ser considerados indicadores da qualidade do solo para o semiárido (CAVALCANTE *et al.*, 2009; MAIA *et al.*, 2009; PAGANO, 2011).

Conhecer a diversidade da região e os processos que afetam sua distribuição é o primeiro passo para que seus recursos possam ser aproveitados de maneira sustentável, reduzindo a degradação ambiental e melhorando a qualidade de vida de seus habitantes (QUEIROZ *et al.*, 2006).

Tendo isso em vista, este trabalho visa contribuir para o conhecimento das comunidades de FMA em áreas de brejos de altitude e cerradão, ambientes de transição da caatinga ainda pouco explorados, avaliando as comunidades de FMA presentes e suas variações no decorrer do ano em cada área, avaliando se houve ou não influência de fatores sazonais, como a chuva, na diversidade encontrada, contribuindo para a ampliação do conhecimento e distribuição desses importantes organismos do solo para região.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1. FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES

Os fungos micorrízicos arbusculares (FMA), atualmente pertencentes ao filo *Glomeromycota* (SCHUESSLER *et al.*, 2001), são simbioses obrigatórios de raízes de vasto número de táxons vegetais, colonizando desde briófitas, pteridófitas até gimnospermas e angiospermas (SMITH & READ, 2008). Estes fungos promovem maior tolerância aos vegetais a estresses bióticos e abióticos, favorecendo o crescimento destes organismos por translocar maior quantidade de íons de baixa mobilidade no solo, como o fósforo, para o vegetal, enquanto se beneficiam dos carboidratos produzidos (HELGASON & FTTTER, 2005, SMITH & READ, 2008). Este tipo de associação é extremamente difundida na natureza (SMITH & READ, 2008, SIQUEIRA *et al.*, 2002), ocorrendo desde áreas árticas (CABELLO *et al.*, 1994), desérticas (YANG *et al.*, 2008) até áreas de floresta boreal (ÖPIK *et al.*, 2008), e tropical (GOTO *et al.*, 2011), favorecendo o estabelecimento de comunidades vegetais, especialmente quando a fertilidade do solo é o fator limitante (SOUZA *et al.*, 2010).

Dentre os vários tipos de associações micorrízicas existentes, a micorriza arbuscular (MA) é o tipo ancestral predominante em plantas terrestres, sua ocorrência na grande maioria dos vegetais terrestres de várias linhagens, desde as mais antigas como as hepáticas, sugere que o surgimento da MA coincide com a das plantas terrestres (WANG & QIU, 2006).

Registros fósseis sugerem que esta relação pode ter surgido entre 400 e 460 milhões de anos atrás (período devoniano) podendo ter sido vital para que as plantas colonizassem o ambiente terrestre (DOZTLER *et al.*, 2006, 2009, REDECKER *et al.*, 2000), atuando de forma importante na estabilização de agregados no solo (BORIE *et al.*, 2008) e permitindo uma maior aeração do solo e drenagem de água (WRIGHT & UPADHYAYA, 1998). Estes fatores foram imprescindíveis para tornar o ambiente terrestre propício ao desenvolvimento vegetal.

O nome “arbuscular” se refere a estruturas características do grupo, os arbúsculos, formados a partir da diferenciação de hifas intracelulares ocorrentes no tecido cortical de raízes vegetais colonizadas por FMA. Estas estruturas tem por função o transporte de nutrientes entre os envolvidos na simbiose, onde o fungo facilita a absorção de água e nutrientes, como fosfatos e nitrogênio, para a planta hospedeira e,

em troca, recebem cerca de 20% do carbono fixado pelo vegetal na forma de carboidratos ou lipídios (SIQUEIRA *et al.*, 2002; BAGO *et al.*, 2003; MARX, 2004; SMITH & READ, 2008; PARNISKE *et al.*, 2008). Esta facilidade na absorção de nutrientes se dá pelo fato das hifas serem geralmente 10 vezes mais finas que as raízes, então o custo para a planta produzir uma unidade de comprimento de hifas é pelo menos 100 vezes menor que a da produção de uma mesma unidade de comprimento de raiz, dando a planta uma maior área de absorção de nutrientes através do micélio externo do fungo com um menor custo energético para sua produção (PARNISKE, 2008; HELGASON & FITTER, 2005). Os micélios externos dos FMA formam um entrelaçado de hifas e produzem uma proteína denominada glomalina, que atuam na agregação do solo e seus nutrientes, assim como matéria orgânica, impedindo desgaste do solo, além de reduzir o efeito de componentes tóxicos (SMITH & READ 2008; GONZÁLEZ-CHÁVEZ *et al.*, 2004).

Na MA, uma determinada espécie fúngica pode colonizar raízes de grupos vegetais variados, incluindo espécies de interesse econômico como: milho, sorgo, citrus, entre outras (SIQUEIRA *et al.*, 2002; BAGO *et al.*, 2003, MARX, 2004, SMITH & READ, 2008). Esta colonização se dá através de uma constante troca de moléculas sinalizadoras, principalmente estrigolactona, como sinalizador vegetal, estimulando o metabolismo do fungo, e este produz “Myc Factors” que desencadeiam respostas na raiz vegetal permitindo a formação de endomicorrizas por parte do FMA (PARNISKE 2008).

Cada MA forma uma combinação de espécies de plantas e fungos com características que dependem fortemente dos organismos envolvidos. E estas variações influenciam não apenas a morfologia, mas a taxa de absorção e transferência de nutrientes (FEDDERMANN *et al.*, 2010), mostrando que há geralmente uma ou mais combinações ótimas entre espécie de planta e espécie de FMA (pelo menos, medida pelo desempenho da planta), sugerindo que alguns fungos querem entregar mais “benefícios” a seus “anfitriões” em relação a outros ou impor custos menores do que outros, contudo, as grandes diferenças funcionais que existem entre os FMA atuais podem supor a existência de um *continuum* entre o mutualismo e o parasitismo na simbiose (JOHNSON *et al.*, 1997; HELGASON & FITTER, 2009) e que alguns fungos teriam evoluído para enganar o parceiro vegetal, absorvendo os metabólitos vegetais, mas sem fornecer quaisquer benefícios em troca (HELGASON & FITTER, 2009).

Como consequência destas relações de “mutualismo/parasitismo”, algumas plantas desenvolveram estratégias de “negar acolhimento” ao fungo, ou atuar em uma co-evolução mais íntima com o FMA (sendo mais específica), neste último caso o desempenho do fungo estaria diretamente associado ao da planta, deduzindo que as plantas teriam desenvolvido a capacidade de selecionar seu parceiro “preferido”, formando associações específicas com eles (van der HEIJDEN *et al.*, 1998, 2003; KIERS & van der HEIJDEN, 2006).

A presença desta associação em plantas primitivas (entendidas como plantas não-vasculares) serve de base para a possibilidade desta associação ter evoluído de ambientes aquáticos, uma vez que as primeiras plantas terrestres encontraram um ambiente pobre em nutrientes e vulnerável a desidratação (BLACKWELL, 2000). Além disso, suas raízes eram desprovidas de pêlos radiculares ou ramificações, originando estruturas similares a rizóides, sem tecidos vasculares, semelhante às briófitas e hepáticas atuais (RAVEN & EDWARDS, 2001; DOTZLER *et al.*, 2006, 2009, BERBARA *et al.*, 2006). Sendo assim, a seleção natural estaria agindo selecionado, simultaneamente, fungo e vegetal ao longo da história evolutiva dos simbioses. Esta relação entre plantas e FMAs é frequentemente assumida como mutualismo, devido à aptidão de ambos os parceiros ser maior na associação em relação ao crescimento independente. No caso dos fungos, este é comprovadamente verdadeiro, pois eles não podem crescer de forma independente (HELGASON & FITTER, 2009).

Os FMA adquirem carboidratos das plantas hospedeiras, e estas recebem Fósforo (P) dos fungos, havendo grande seleção para maximizar a capacidade de obtenção de nutrientes por parte do FMA, sendo possível que os fungos possam ter outros mecanismos para promover o fluxo de Carbono (C) das plantas para a região de colonização (HELGASON & FITTER, 2009). No entanto, deve-se considerar a interação dos FMA com o solo, sendo este um fator mais influente na especiação do grupo, mas esta influência ainda é carente de estudos, mas sabe-se que as principais influências no processo são os fatores físicos, tais como extremos de seca e temperatura; fatores químicos como pH, toxinas e disponibilidade de nutrientes e fatores bióticos, como pastagem de *Collembola* e parasitismo por *Chytridiomycota* (OLSSON *et al.* 1999; OLSSON & JOHANSEN, 2000. HELGASON & FITTER, 2009).

Por conseguinte, deve-se esperar que grande parte da variação entre as espécies de FMA estaria associada com a adaptação do micélio externo aos fatores do solo, do

que a identificação com a planta hospedeira, mas deve-se levar em consideração a pressão de seleção sobre o fungo, onde este deve manter a oferta de fosfato nos arbúsculos e aumentar o fluxo de Carbono da raiz, possivelmente por interagir com os mecanismos de planta de sinalização (HELGASON & FITTER, 2009; BERBARA *et al.*, 2006).

2.1.1. Histórico da taxonomia dos FMA

SCHUESSLER *et al.*, (2001), através de análises de pequenas sub unidades (SSU = Small subunit) de RNA ribossomal (rRNA), confirmaram o caráter monofilético dos FMA, elevando o grupo a categoria de filo (*Glomeromycota*), e dividindo o táxon em quatro ordens: *Archaeosporales*, *Diversisporales*, *Glomerales* e *Paraglomerales* (figura 4). Nesta nova proposta, a ordem *Archaeosporales* apresenta família *Archaeosporaceae*, na época considerada parafilética, e a família monoespecífica *Geosiphonaceae* com *Geosiphon pyriforme* (Kütz.) F. Wettst. que forma endossimbiose com cianobactérias do gênero *Nostoc* (SCHUESSLER *et al.*, 1994), apresentando uma interface simbiótica semelhante, em alguns pontos, a micorriza arbuscular (SCHUESSLER *et al.*, 2006).

Nesta proposta os FMA estariam divididos em sete gêneros:

Glomus Tul. & C. Tul.: primeiro gênero descrito de FMA, caracterizado por glomerosporos que se desenvolvem a partir de uma hifa de sustentação (figura 1), e que não apresentam componente germinativo ou sáculo esporífero; podendo crescer de forma isolada ou formando agregados (esporocarpos).

Entrophospora R.N. Ames & R.W. Schneid.: esporos formados no interior do sáculo esporífero (figura 2a), e apresentam componente germinativo (AMES & SCHNEIDER 1979).

Acaulospora Gerd. & Trappe: desenvolvimento acaulosporoide, lateralmente ao sáculo esporífero (figura 2b) (GERDEMANN & TRAPPE, 1979).

Paraglomus J.B. Morton & D. Redecker: apresenta esporos glomóides, sua diferença em relação a *Glomus*, segundo MORTON & REDECKER (2001) consite em nível molecular (figura 3) e no fato de suas estruturas micorrízicas colorem fracamente ao azul de tripano.

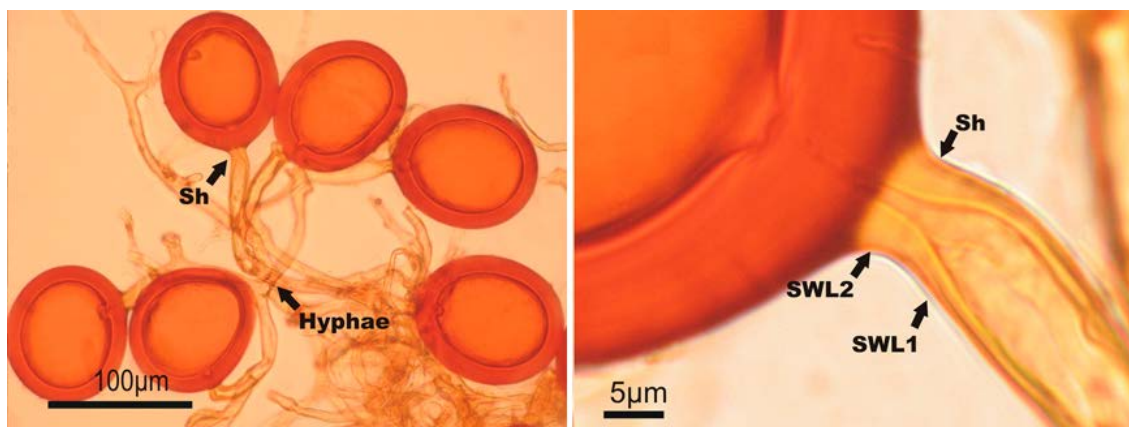


Figura 1. Glomerosporos de *Glomus trufemii*. À esquerda esporos formando um arranjo esporocárpico; à direita detalhes das camadas de parede do esporo (SWL = Spore wall layer) e da hifa de sustentação (Sh = Subtending hypha) (fonte: Goto *et al.*, 2012)

Archaeospora J.B. Morton & D. Redecker: esporos que podem ter desenvolvimento acaulosporoide (figura 2b) ou acaulosporóide e globoide, não formam vesículas intraradiciais (MORTON & REDECKER, 2001).

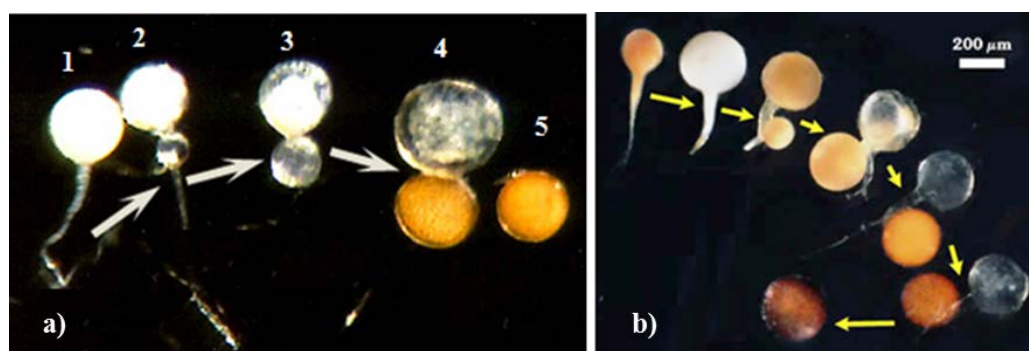


Figura 2. Maturação de glomerosporos que apresentam asclo esporífero: a) *Entrophospora infrequens*. Onde: (1) início do desenvolvimento, apenas sáculo esporífero; (2-4) maturação do glomerosporo; (5) esporo maduro. b) *Acaulospora foveata*, onde a sequência das setas segue do surgimento do sáculo esporífero a maturação do esporo (Fonte: <http://invam.caf.wvu.edu>)

Gigaspora Gerd. & Trappe: FMA que se desenvolviam a partir de um bulbo suspensor e não apresentavam placa germinativa e componente germinativo (figura 3a).

Scutellospora C. Walker & F.E. Sanders : glomerosporos que se desenvolvem a partir de um bulbo suspensor, apresentando componente germinativo e placa germinativa. (figura 3b - g).

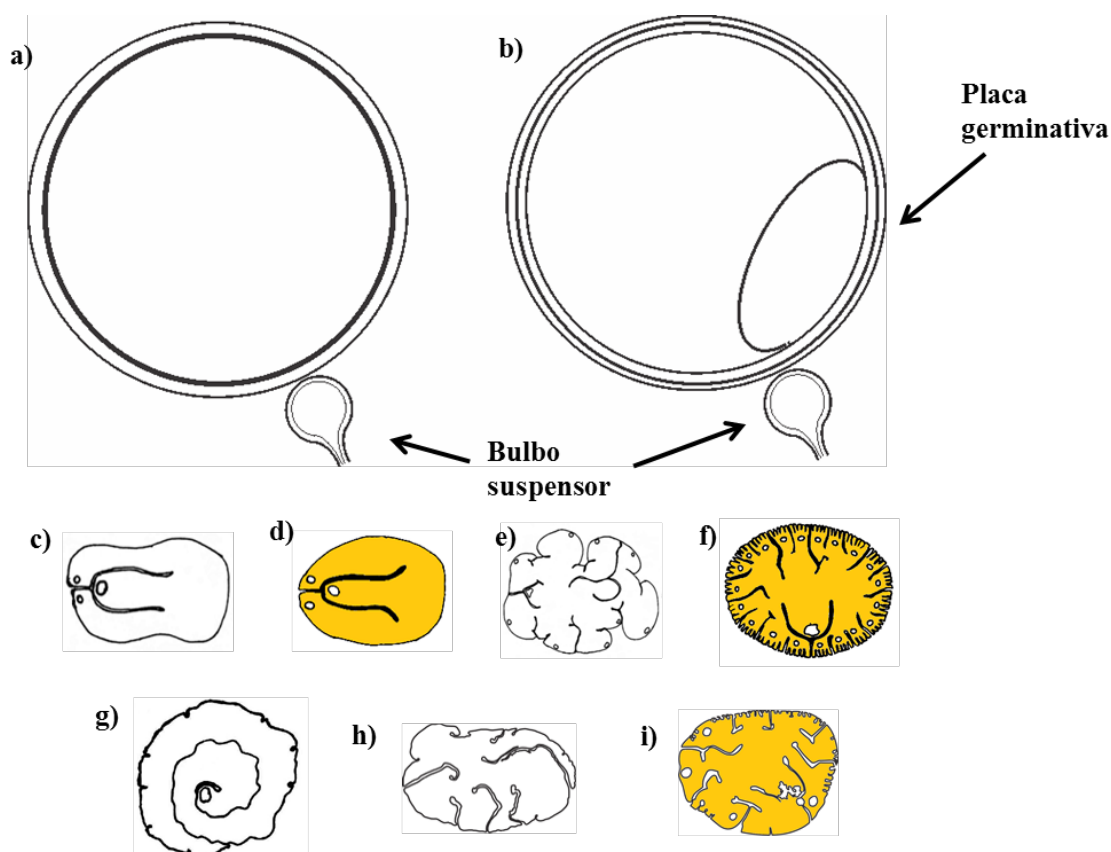


Figura 3. Esporos de FMA que apresentam bulbo suspensor. a) esporo de *Gigaspora* e b) *Scutellospora*; (c-g) placas germinativas encontradas nos esporos com bulbo suspensor, caracterizando os gêneros recentemente propostos: (c) *Scutellospora*, (d) *Fuscitata*, (e) *Cetraspora*, *Intraornatospora* e *Racocetra*, (f) *Dentiscutata*, *Quatunica* e *Paradentiscutata*, (g) *Orbispora*, (h) *Intraornatospora* e (i) *Paradentiscutata*. Fonte: c-f: OEHL *et al.*, (2008); g: SILVA *et al.* (2008)

OEHL & SIEVERDING (2004) propuseram a criação do gênero *Pacispora*, com base em dados morfológicos do modo de germinação dos esporos, incluindo o novo gênero na família *Glomeraceae*. O gênero é caracterizado pela formação dos esporos terminalmente à hifa de sustentação (glomóides), característica compartilhada com *Glomus*, *Diversispora* e *Paraglomus*, porém a germinação ocorre diretamente pela parede do esporo, a partir de uma estrutura especializada de germinação (*orb*), característica partilhada com *Acaulospora*, *Scutellospora* e *Entrophospora*.

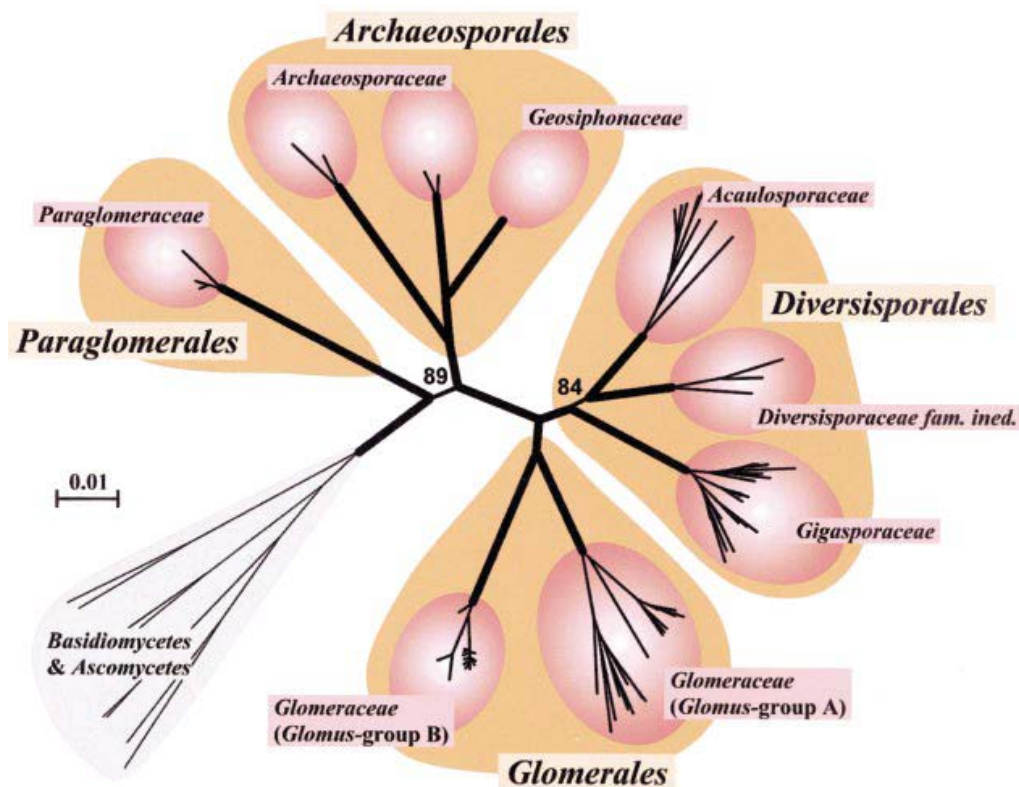


Figura 4. Árvore filogenética proposta por SCHUESSLER *et al.*, (2001) para o filo *Glomeromycota* composto por quatro ordens, sete famílias e oito gêneros.

No mesmo ano, WALKER *et al.*, (2004) propõem a criação do gênero *Gerdemannia* na nova família *Gerdemanniaceae*, utilizando análises rDNA (SSU), e características morfológicas, como hifa de sustentação e reação em Melzer, parâmetros similares aos utilizados por OEHL & SIEVERDING (2004). Esta família monogênica seria caracterizada por esporos glomóides, com parede interna de componentes amiloides (sofrendo reação em contato com o reagente de Melzer), germinação a partir de uma placa germinativa e formação de micorrizas vesículo-arbusculares. Porém esta proposta é considerada inválida, pois a espécie tipo utilizada *Gerdemannia scintillans* (S.L. Rose & Trappe) C. Walker, Błaszk., Schuessler & Schwarzott, é a mesma utilizada por OEHL & SIEVERDING (2004) para propor *Pacispora* Oehl & Sieverd quatro meses antes.

Dois anos depois SPAIN *et al.* (2006) propuseram a criação do gênero *Appendicispora*, dentro da família *Archaeosporaceae*, com base em análises morfológicas, onde a diferença entre *Appendicispora* e *Archaeospora* seria que o primeiro apresenta três paredes no esporo acaulosporóide, enquanto que o segundo apresenta duas paredes apenas.

WALKER *et al.*, (2007a) através de dados morfológicos e moleculares solucionou o polifiletismo da família *Archaeosporaceae*, tida como polifilética devido sua relação com *Geosiphonaceae* (SCHUESSLER *et al.*, 2001) (figura 4), propondo a família *Ambisporaceae*, na ordem *Archaeosporales*, caracterizada por FMA capazes de produzir esporos glomóides, acaulosporóides ou ambos.

Entretanto, WALKER *et al.* (2007b) reconheceram que a proposta de *Ambispora* e *Ambisporaceae* não é considerada válida, pois a revisão de SPAIN *et al.* (2006) da família *Archaeosporaceae* é favorecida pelo princípio da prioridade do Código Internacional de Nomenclatura Botânica, propondo a criação da família *Appendicisporaceae* em vez de *Ambisporaceae*. Posteriormente WALKER (2008) observa que *Appendicispora* é um homônimo de *Appendicospora* K.D. Hyde (1995) gênero monoespecífico do filo *Ascomycota* Caval.-Sm. (Cavalier-Smith, 1998), consequentemente legitimando os nomes *Ambispora* e *Ambisporaceae*.

PALENZUELA *et al.* (2008) criaram o gênero *Otospora*, dentro da família *Diversisporaceae*, caracterizado por esporos acaulosporóides constituídos de duas paredes, caráter compartilhado com *Archaospora*, a diferença entre os gêneros decorre do fato do primeiro apresentar parede externa mais complexa.

OEHL *et al.*, (2008) através de dados moleculares, sequências de rRNA 18S e 25S, e dados morfológicos, como número de paredes e morfologia das placas germinativas, reorganizaram as espécies de *Scutellospora* em três novas famílias e cinco novos gêneros: *Scutellosporaceae* (*Scutellospora*), *Racocetraceae* (*Racocetra*, *Cetraspora*) e *Dentiscutataceae* (*Dentiscutata*, *Fuscutata*, *Quatunica*) (figura 3c-f).

Dois anos depois, MORTON & MSISKA (2010), com base em análises moleculares de genes 25S rRNA e β -tubulina concatenados argumentam que dos cladogramas propostos por OEHL *et al.*, (2008), apenas *Racocetra* seria um clado bem sustentado. Porém OEHL *et al.*, (2011c) refuta este experimento argumentando que os genes 25S rRNA e β -tubulina possuem taxa de substituição dos nucleotídeos diferentes, sendo mais apropriado analisar as sequências de forma isolada.

OEHL *et al.*, (2011a) publicaram uma revisão das ordens *Glomerales* e *Diversisporales*, reorganizando espécies de desenvolvimento glomóide, por meio de análises de sequências ribossômicas combinadas e análises morfológicas, resultando na criação dos gêneros *Simiglomus*, *Septoglomus* e *Viscospora*, tendo como principal

característica para distinção deste gênero a forma da inserção entre a hifa de sustentação e o glomerosporo (figuras 5 e 7).

OEHL *et al.* (2011b) propuseram a criação do gênero *Orbispora*, dentro da família *Scutellosporaceae*. O gênero proposto é caracterizado, principalmente, por apresentar glomerosporos com uma placa germinativa mono-lobada de coloração variando de hialina a sub-hialina (figura 3g).

OEHL *et al.* (2011c) propuseram a criação da ordem *Gigasporales*, classe *Archaeosporomycetes*, *Paraglomeromycetes*, utilizando sequências parciais de β -tubulina e rRNA (SSU e LSU) obtidas de bancos de dados públicos, analisados isoladamente.

OEHL *et al.*, (2011d) através, principalmente, de análises de genes ribossomais, demonstraram que o gênero *Entrophospora* não é monofilético, e que sua espécie tipo *E. infrequens*, se encontra mais relacionada com as espécies de *Claroideoglopus*, dando suporte a transferência da família *Entrophosporaceae* da ordem *Diversisporales* para *Glomerales*, assim como as espécies consideradas ancestrais de *Claroideoglopus* para *Albahypha gen. nov.* (*Diversisporaceae*), propondo a criação dos gêneros *Albahypha*, *Tricispora*, *Sacculospora*. *Albahypha* (*Entrophosporaceae*) difere do gênero *Claroideoglopus* pela sua hifa de sustentação hialina e em forma de funil, característica do gênero, *Tricispora* (*Diversisporaceae*) é caracterizada por duas cicatrizes conspícuas observadas após a remoção do sáculo esporífero, *Sacculospora*, foi inserido dentro de *Sacculosporaceae fam. nov.*

OEHL *et al.*, (2011e) propões a mudança de *Acaulospora myriocarpa* Spain, Sieverd. & N.C. Schenck e *Ac. undulata* Sieverd. para *Archaeospora*, *Acaulospora nicolsonii* C. Walker, L.E. Reed & F.E. Sanders, para *Ambispora* e *Scutellospora nodosa* Błaszk para *Cetraspora nodosa* Błaszk (Oehl, G.A. Silva, B.T. Goto & Sieverd).

GOTO *et al.* (2012) através de análises de LSU rRNA, propõe a criação da família *Intraornatosporaceae*, e dois novos gêneros: *Intraornatospora* e *Paradentiscutata*, este gênero formado por espécies não descritas anteriormente, *P. bahiana* e *P. maritima*, além de mover *Racocetra intraornata*, para *Intraornatospora*. Os dois novos gêneros são caracterizados pela presença de ornamentações, sendo *Intraornatospora* caracterizada pela presença de ornamentações de na superfície interna da parede externa e *Paradentiscutata*, pela presença de ornamentação da parede interna

da camada média. Outra característica de *Paradentiscutata* está em sua placa germinativa que, embora similar a *Dentiscutata*, apresenta lóbulos maiores e menos numerosos (figuras 3i e 3f respectivamente), enquanto que *Intraornatospora* apresenta placa germinativa similar a *Racocetra*, porém com menor quantidade de lóbulos (4 - 6) (figura 3e), enquanto que *Racocetra* apresenta uma quantidade maior de lóbulos (4 - 12) e de arranjo ondular (figura 3h).

Os avanços nas análises de dados moleculares esclareceram muitas informações a respeito dos FMA, como por exemplo, em 2001, quando SCHUESSLER *et al.*, elevou os FMA a categoria de filo (*Glomeromycota*) mostrando que estes fungos são mais próximos dos *Ascomycota* e *Basidiomycota* em vez dos *Zygomycota*, filo em que estavam iseridos anteriormente, porém a ênfase no uso de ferramentas moleculares torna difícil a distinção entre alguns grupos, como por exemplo *Paraglomus*, quando proposto por MORTON & REDECKER (2001), diferencia-se de *Glomus* pela forma como estruturas da micorriza reagem a corantes (Azul de tripano), dificultando a identificação de esporos de campo, mas através de estudos morfológicos de OEHL *et al.*, (2011a) foi possível não apenas distinguir estes dois gêneros como propor a criação de outros, devido a análise de novos caracteres como a inserção da hifa de sustentação, mostrando que os avanços nas técnicas moleculares juntamente com a observação de novos caracteres morfológicos e a descrição de novas espécies podem contribuir fortemente para a compreensão das relações filogenéticas deste grupo.

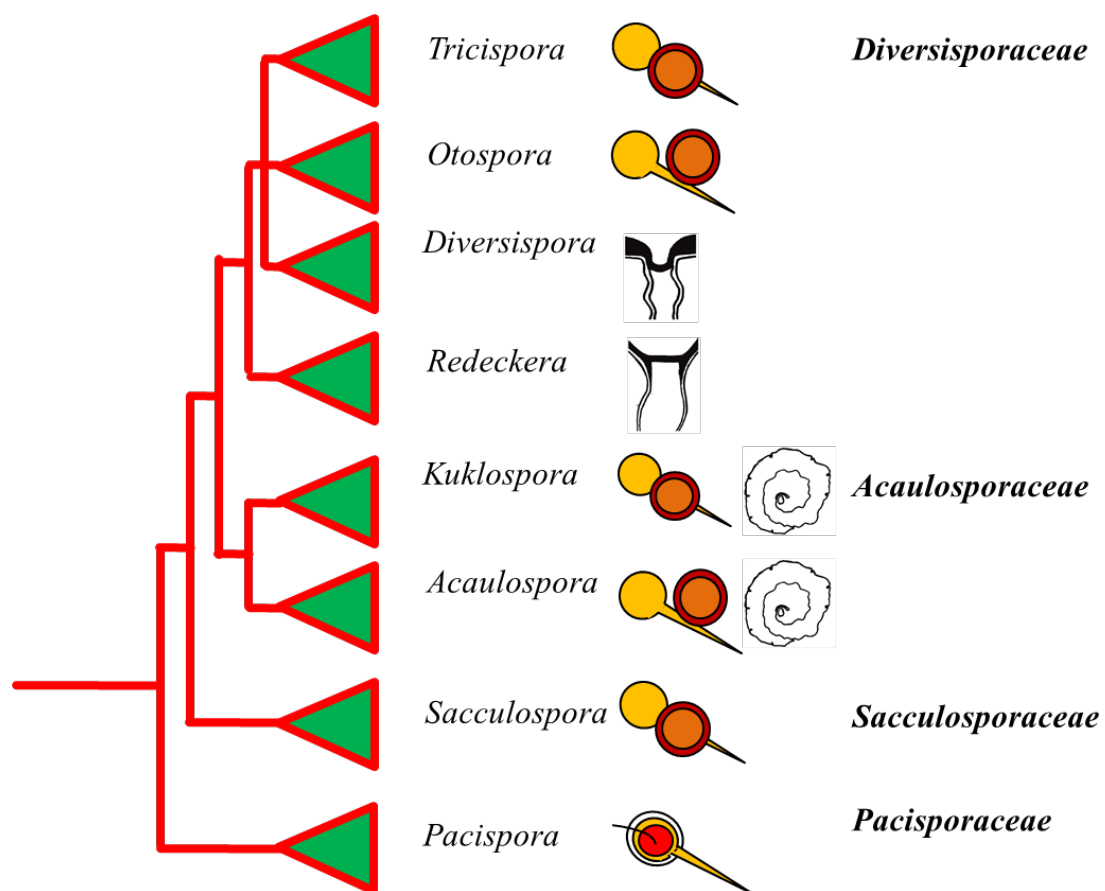


Figura 5. Classificação atual da ordem *Diversisporales*, árvore filogenética baseada em análises moleculares e morfológicas. Adaptado de OEHL *et al.* 2011a, 2011f. (modificado).

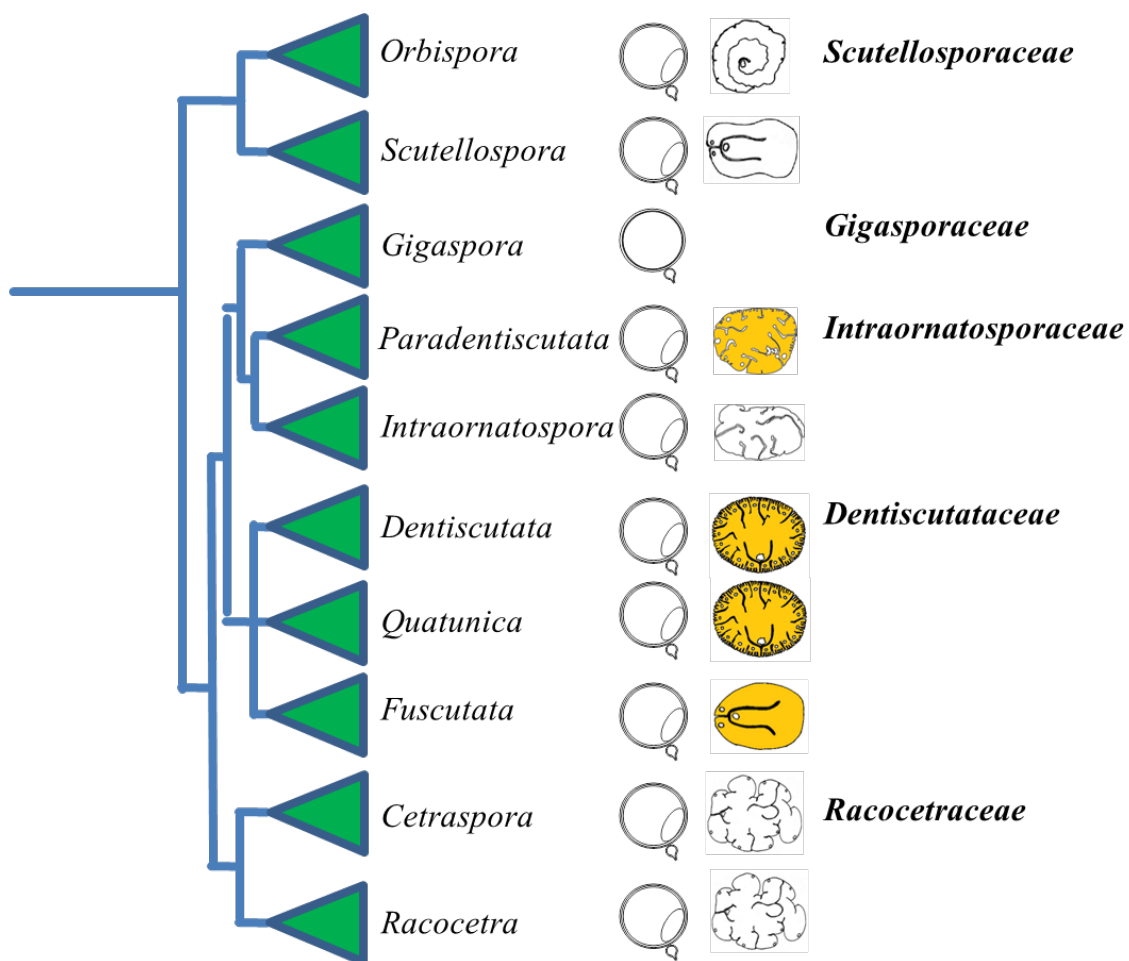


Figura 6. Classificação atual da ordem *Gigasporales*, árvore filogenética baseada em análises moleculares e morfológicas. Adaptado de OEHL *et al.* 2008a, 2011f e GOTO *et al.* 2012a (modificado).

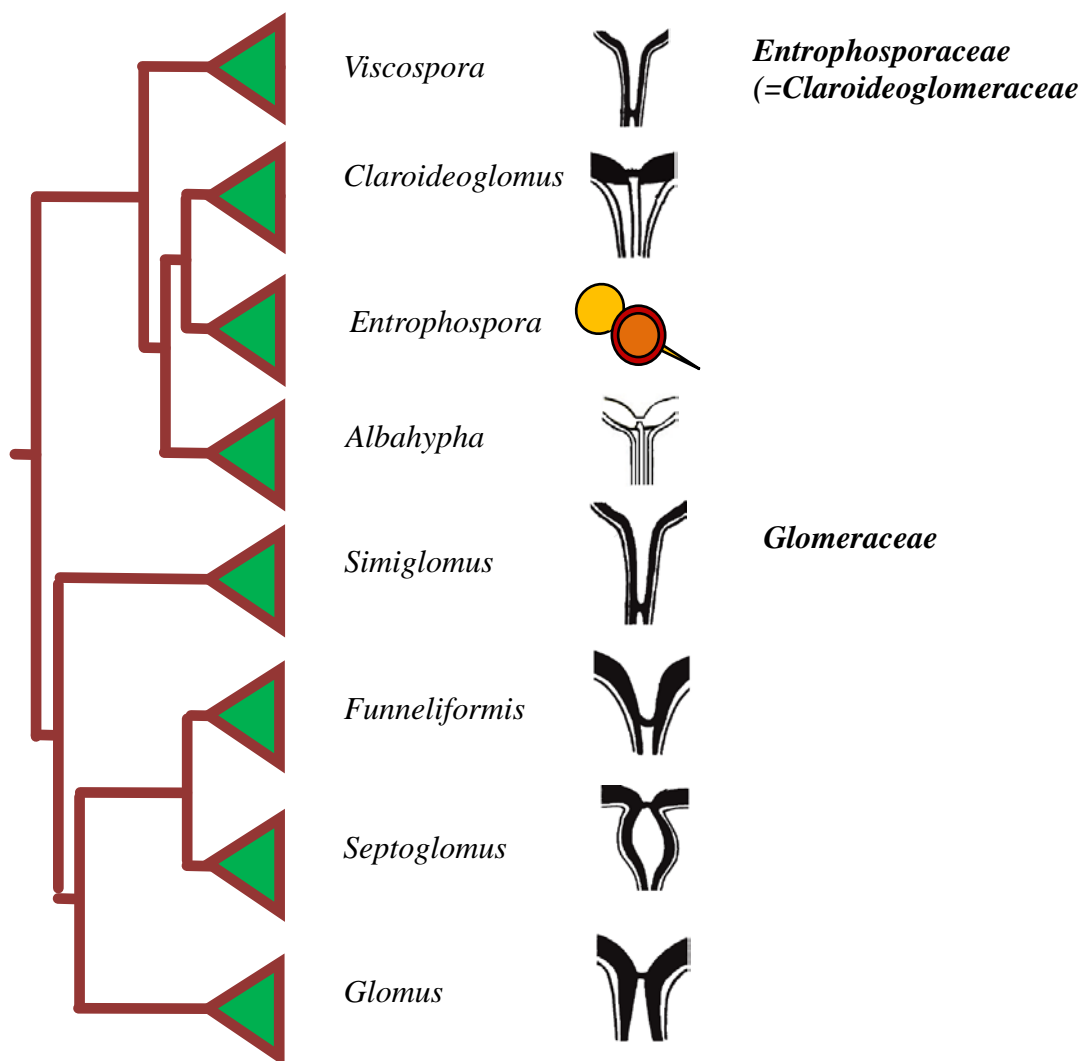


Figura 7. Classificação atual da ordem *Glomerales*, árvore filogenética baseada em análises moleculares e morfológicas. Adaptado de OEHL *et al.* 2011a e 2011f (modificado).

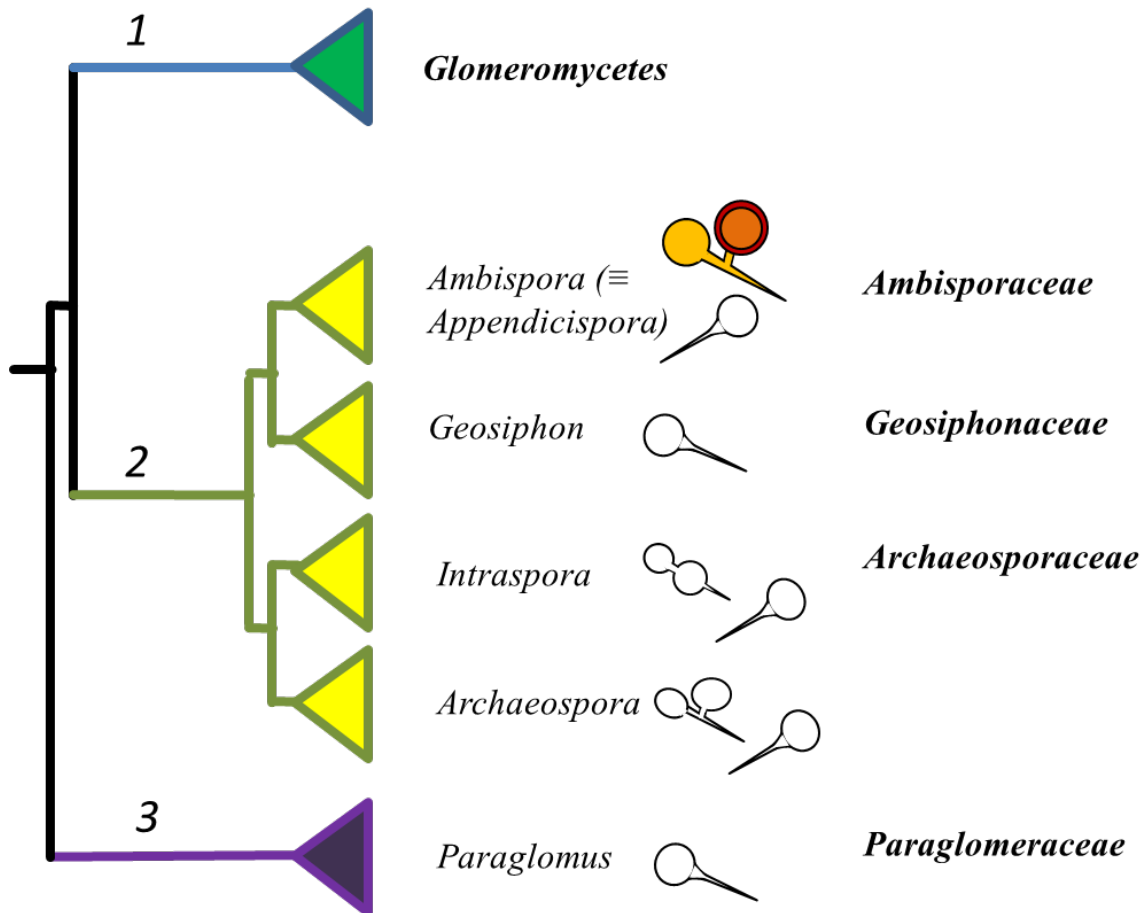


Figura 8. Classificação atual do filo *Glomeromycota* e suas três classes: (1) *Glomeromycetes*, (2) *Archaeosporomycetes* e (3) *Paraglomeromycetes*. Adaptado de OEHL *et al.* 2011f.

2.1.2. Diversidade de FMA

Os FMA tem sua importância claramente reconhecida tanto do ponto de vista econômico quanto ambiental (SIQUEIRA *et al.* 2002; SMITH & READ, 2008, GONZÁLEZ-CHÁVEZ *et al.* 2004), porém pouco se conhece sobre sua ecologia e diversidade (SOUZA *et al.* 2007; BEVER *et al.* 2001). Atualmente são reconhecidas 249 espécies de FMA (Tabela 4). Esta relativa baixa diversidade taxonômica para um filo fúngico pode ser justificada em parte pela reprodução ser assexuada, gerando reduzida variabilidade genética, conseqüentemente baixa taxa de especiação (SMITH & READ, 2008). Por outro lado, o fato dos glomerosporos apresentarem células multinucleadas confere elevada variabilidade genética a um único esporo (KUHN *et al.*; 2001). Isto permite que várias espécies de FMA possam se desenvolver a partir de uma única raiz vegetal, ou que uma única espécie de FMA possa se associar a diversas espécies vegetais, aparentemente não havendo pressões seletivas que direcionassem a relação planta-fungo a um nível espécie-específico (SMITH & READ, 2008, DEACON, 2006).

Nesse contexto, é provável que a diversidade descrita para os FMA não reflita a real riqueza do grupo. Tal hipótese pode ser sustentada quando se consideram algumas evidências moleculares e de interações ecológicas tais como: (i) a sua origem ancestral: 600 milhões anos atrás (MYa – ‘millions years ago’) segundo estimativas moleculares (REDECKER *et al.*, 2000), e aproximadamente 400 MYa, segundo registros fósseis (DOZTLER *et al.*, 2006, 2009, TAYLOR *et al.*, 2005); (ii) o longo período de co-evolução da simbiose micorrízica, sendo esta considerada essencial para o sucesso evolutivo das plantas terrestres (TAYLOR *et al.*, 2005); (iii) a ampla distribuição dos FMA nos ecossistemas terrestres (SMITH & READ, 2008), incluindo plantas epífitas, (ROWE & PRINGLE, 2005) e biomas aquáticos (NIELSEN *et al.*, 2004; KAI & ZHIWEI, 2006); (iv) e o fato de que microsimbiontes tendem a desenvolver especificidade hospedeira em simbioses complexas, como a micorriza arbuscular (SOUZA *et al.*; 2007); e (v) a diversidade atual das espécies vegetais que estes fungos se associam, sendo a micorriza arbuscular o tipo de associação entre microrganismos e raízes vegetais mais difundido na natureza (SOUZA *et al.*, 2007; BEVER *et al.*, 2001, KERNAGHAN, 2005; SMITH & READ, 2008; QUILAMBO, 2003; FITTER & MOYERSON, 1996; DEACON, 2006).

SOUZA *et al.*, (2007) sugerem que, na verdade, a aparente baixa diversidade pode indicar que os critérios utilizados para definição de taxons em glomeromicetos podem ser insuficientes para diferenciar espécies, alertando para uma necessidade de se conduzirem inventários de longa duração, para que se possa acessar com maior precisão a diversidade dos FMA.

Segundo BEVER *et al.*, (2001), uma das razões da suposta baixa riqueza de espécies de FMA é que, enquanto as plantas “*se apresentam para serem contadas e identificadas*”, o mesmo não se pode considerar dos FMA, que são muito mais difíceis de serem acessados. Assim, investigações de sua diversidade têm sido dificultadas por limitações na “*habilidade de pesquisa*” para monitorar e identificar a diversidade das comunidades de FMA. Ainda neste mesmo experimento, os autores demonstraram que cada variação na metodologia de amostragem como as condições da casa de vegetação, das culturas armadilhas (tratamento usado no solo e espécies vegetais utilizadas), estação do ano em que o solo foi coletado, podem responder pela diversidade de espécies fúngicas. E que a diversidade real de FMA pode ser bem próxima à diversidade real de plantas.

Com base no trabalho de BEVER *et al.*, (2001), SOUZA *et al.*, (2008) estimam que a diversidade real de FMA possa estar entre 37.000 e 78.000 espécies. Se estas estimativas estiverem corretas, e se for levado em consideração o trabalho de Goto *et al.*, (2010) onde na época, o registro de FMA era de 220 espécies para o mundo, 106 para o Brasil e 79 espécies para a Caatinga, ou seja, a Caatinga contendo aproximadamente 1/3 da diversidade mundial de FMA, a diversidade de espécies descritas reflete apenas 0,5% a 0,2% da diversidade real deste grupo e a diversidade potencial da Caatinga seria de 15.800 a 39.500 espécies.

2.2. CAATINGA

A Caatinga é um mosaico de arbustos espinhosos e florestas sazonalmente secas que cobre a maior parte dos Estados do Piauí, Ceará, Rio Grande do Norte, Paraíba, Pernambuco, Alagoas, Sergipe, Bahia além da parte Nordeste de Minas Gerais, no vale do Jequitinhonha (LEAL, 2005). Estendendo-se por cerca de 735.000 km², a Caatinga é limitada a leste e a oeste pelas florestas Atlântica e Amazônica, respectivamente, e ao sul pelo Cerrado (LEAL, 2003). Este domínio fitogeográfico destaca-se por ser o único exclusivamente brasileiro. Desse modo, grande parte do patrimônio biológico dessa região é encontrada apenas no Nordeste do Brasil. Porém, mesmo se destacando pela

sua exclusividade, a Caatinga não é tratada como prioridade quando se discutem políticas de conservação, sendo o domínio com menor número de unidades de conservação no país (SILVA, 2002; LEAL, 2003).

Estudos preliminares caracterizavam a Caatinga como um domínio fitogeográfico de baixa diversidade, resultante da degradação de outras vegetações como a Mata Atlântica ou a Floresta Amazônica (VANZOLINI *et al.*, 1980). Entretanto, nos últimos anos a região voltou a ser foco da comunidade científica, tendo em vista que estudos recentes revelaram que este domínio apresenta potencial para grande diversidade, principalmente de espécies vegetais, muitas endêmicas e outras que podem ajudar a esclarecer a história vegetacional da própria Caatinga e de todo leste da América do Sul. (GIULIETTI *et al.*, 2004; PRADO, 2003; ALVES, 2007)

Os solos da Caatinga apresentam origens variadas, em geral sendo considerados bem arejados, férteis, com boa disponibilidade de nutrientes, como cálcio, magnésio, potássio e baixos teores de nitrogênio e fósforo, apresentando boa permeabilidade. Além disso, a região é caracterizada por precipitações pluviométricas médias oscilando entre 250 mm e 500 mm anuais, sendo a estação seca superior a sete meses (FERRI, 1980, MAFRA, 2005).

Na Região Nordeste do Brasil, a maior parte da Caatinga é localizada nas depressões interplanálticas, entretanto, este tipo de vegetação pode se manifestar também nos planaltos, apresentando fisionomias diversificadas, que vão desde vegetação de cerrado a florestas úmidas perenifólias ou semidecíduas nos topos das serras (PRADO, 2003). As regiões de maiores altitudes, onde há maior captação da umidade atmosférica, seja sob forma de neblina ou de chuvas, serviram como refúgio para as espécies florestais nos períodos secos, onde se encontram vegetações de flora mais diversificadas (GIULIETTI *et al.*, 2004). Essa diversidade decorre do surgimento de uma zona de proteção nas áreas mais altas e abertas, que captavam maior umidade atmosférica em relação as áreas de menor altitude, permitindo o desenvolvimento de uma vegetação de maior porte como pode ser observado hoje pela presença das florestas de brejo dentro da região de Caatinga (GIULIETTI *et al.*, 2004). Certamente esses refúgios montanhosos guardam evidências florísticas das muitas mudanças climáticas que ocorreram no Nordeste do Brasil, e por extensão, em toda a América do Sul

(GIULIETTI *et al.*, 2004). Dentre as diversas formações fitogeográficas que constituem o domínio da Caatinga, duas se destacam: brejos de altitude e os cerradões.

2.2.1. Brejo de Altitude

Os brejos de altitude são caracterizados como sendo ilhas de florestas úmidas cercadas pela vegetação de mata seca do semiárido. Esta situação se dá como consequência da baixa evapotranspiração do solo local, em função da altitude elevada, propiciando a formação de vegetação típica de Mata Atlântica, contrastando com a vegetação circundante típica de caatinga seca a suas margens, e tornando estas ilhas de vegetação, áreas de elevada biodiversidade (BARBOSA *et al.*, 2004; RODRIGUES *et al.*, 2008).

Atualmente 43 brejos de altitude são reconhecidos, distribuídos nos Estados do Ceará, Rio Grande do Norte, Paraíba e Pernambuco, cobrindo uma área original de aproximadamente 18.500 km². (TABARELLI & SANTOS, 2004) A origem desta formação vegetal está associada às variações climáticas ocorridas durante o Pleistoceno (últimos 2 milhões - 10.000 anos), permitindo que a floresta Atlântica penetrasse nos domínios da caatinga, e após períodos interglaciais, gerando um “recoo” da vegetação de Mata Atlântica a sua distribuição atual, ocorreu a formação de ilhas de floresta Atlântica que se estabeleceram em locais de microclima favorável (ANDRADE-LIMA 1982).

VELOSO *et al.*, (1991) consideram a vegetação de Brejo como uma relíquia vegetacional, por apresentar características florísticas, fisionômicas e ecológicas próprias, divergentes do contexto na qual esta flora está inserida. Apesar de importantes para conservação da biodiversidade, o atual ritmo de degradação, principalmente em função do uso agrícola, pode levar esses brejos ao completo desaparecimento em um futuro muito próximo (SILVA, 2004; RODRIGUES *et al.*, 2008).

2.2.2. Cerradão

O cerradão, ou floresta savanada, apresenta fisionomia similar a uma floresta, porém, espécies vegetais similares ao do cerrado *stricto sensu* e de mata são frequentes, possui vegetação arbórea mais baixa e dispersa em relação às florestas úmidas, constituídas de maciços intercalados por clareiras de solo descoberto ou rala cobertura de gramíneas, extrato arbóreo tortuoso baixo ou nulo e altura variando de 8 a 15 m, com

caducifolia na estação seca (AGNES *et al.*, 2007; LIMA *et al.*, 1984; DURIGAN *et al.*, 2011)

Segundo o manual técnico da vegetação brasileira (IBGE 1992) a composição florística dos cerradões é considerada repetitiva de norte a sul do país em uma fisionomia caracterizada por dominantes fanerofíticos. Apresenta reduzida presença de vegetais epífitos e cipós, permitindo fácil locomoção em seu interior, expressa vegetação resistente ao fogo, de caules menos suberosos e menor quantidade de espécies herbáceas que no cerrado *stricto sensu*, a ausência de fogo (natural ou antrópico) em áreas de cerrado de solo mais fértil pode favorecer o desenvolvimento de vegetação de maior porte, constituindo o cerradão, definido por AGNES *et al.*, (2007) como “*a região de floresta do bioma cerrado*”. Outra característica que diferencia o cerradão de paisagens de cerrado é que neste bioma não há plantas que necessitam da sombra de outras para se desenvolver, o que ocorre no cerrado (DURIGAN *et al.*, 2011)

Quanto aos solos, são considerados profundos, bem drenados, de média e baixa fertilidade (com baixos níveis de cálcio e magnésio), e permitem o bom crescimento da rizosfera em função de solo macroporoso (OLIVEIRA-FILHO & RATTER, 2002; JUHÁSZ *et al.*, 2007).

3. JUSTIFICATIVA

Os fungos micorrízicos arbusculares são de grande importância para os ecossistemas terrestres, sendo a formação da MA um passo fundamental para que os vegetais colonizassem o ambiente terrestre (DOZTLER *et al.* 2006, 2009, REDECKER *et al.* 2000), estes fungos atuam reduzindo os efeitos de materiais tóxicos no solo e facilitando a absorção de nutrientes, o que reduz a necessidade do uso de fertilizantes para a agricultura, e os torna ferramentas bastante úteis para recuperação de áreas degradadas (PARNISKE, 2008; HELGASON & FITTER, 2005, SMITH & READ, 2008; GONZÁLEZ-CHÁVEZ *et al.*, 2004).

O estudo dos FMA é fundamental para a compreensão das comunidades vegetais, e novas descobertas podem ser úteis para melhor entender e delimitar os representantes desse filo (SOUZA, 2003; HELGASON & FITTER 2005; GOTO, 2009). Pesquisas na área podem contribuir de forma significativa na política de desenvolvimento sustentável e na manutenção de ecossistemas, uma vez que os FMA constituem recurso biológico utilizado na manutenção da diversidade e produtividade das plantas, especialmente em solos tropicais pobres, podendo ainda ser considerados indicadores da qualidade do solo para o semiárido (CAVALCANTI *et al.*, 2008; MAIA *et al.*, 2009; PAGANO, 2011).

Desta forma, conhecer a diversidade de FMA em áreas de transição de caatinga e outros ambientes contribui para a compreensão da diversidade da região e permite que seus recursos possam ser aproveitados de maneira sustentável, reduzindo a degradação ambiental e melhorando a qualidade de vida de seus habitantes (QUEIROZ *et al.* 2006).

4. OBJETIVOS

4.1. OBJETIVO GERAL

Avaliar a diversidade sazonal de FMA Avaliar a diversidade de FMA e determinar as comunidades ocorrentes em duas áreas de Caatinga (Brejo de altitude e Cerradão), contribuindo para o conhecimento da diversidade e ampliando dados de distribuição desses fungos na Região Neotropical.

4.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Identificar espécies de FMA;
- Obter dados referentes a distribuição nas áreas de estudo;
- Comparar a diversidade de FMA entre áreas com diferentes vegetações;
- Incrementar a coleção de FMA do herbário da UFRN;
- Contribuir para o melhor entendimento da biodiversidade da Caatinga.

5. MATERIAIS E MÉTODOS

5.1. ÁREA DE ESTUDO

O presente estudo foi realizado na Floresta Nacional Araripe (nome oficial: FLONA Araripe-Apodi) com uma área de 38 262,3261 hectares (Certidão de Registro Nº 7.433 do livro 02 – Registro Geral do Cartório G. Lobo da Comarca de Crato, Estado do Ceará) abrangendo os municípios de Barbalha, Crato, Jardim e Santana do Cariri. Criada pelo Decreto-lei nº 9.226, de 02 de maio de 1946. publicado no D.O.U. (diário oficial da união) de 04/05/1946. Possui vegetação predominante de Caatinga, considerada de extrema importância biológica (SILVA *et al.*, 2004) e localizada na formação Santana, surgida durante o cretáceo inferior (COIMBRA *et al.*, 2002). Apresenta temperatura média anual de 25.7°C e precipitação pluviométrica média de 754,4 mm, e uma altitude média de 800m (fonte: DCA; VIANA & NEUMANN, 1999; SANTOS *et al.*, 2009).

5.2. COLETA DE SOLO

Foram realizadas coletas em duas áreas da FLONA Araripe, uma com vegetação de brejo de altitude: 07°14'S 39°29'W, e aproximadamente 950m de altitude (figura 9a), e outra de cerradão: 07°17'S e 39°32'W, 920m (figura 9b), durante quatro épocas do ano: início da estação seca (IS), fim da estação seca (FS), início da estação chuvosa (IC) e fim da estação chuvosa (FC), sendo estas épocas correspondentes, respectivamente, aos meses de agosto e dezembro de 2011, e fevereiro e junho de 2012, totalizando oito coletas. Em cada coleta foram obtidas 20 amostras de solo (0-20 cm de profundidade), totalizando ao final do trabalho 160 amostras, cada uma composta por três subamostras, as amostras foram coletadas percorrendo-se os locais de coleta (ver figura 9) de forma a coletar o solo rizosférico próximo a árvores de grande porte, que apresentassem plântulas nas proximidades, desta forma haveria uma tendência de se amostrar a maior quantidade possível da “flora” de FMA de cada lugar. As amostras obtidas foram acondicionadas em sacos plásticos para posterior análise em laboratório, sendo parte destas encaminhadas para a EMPARN para análises físico-químicas.



Figura 9. Fotos das áreas das áreas de estudo: Brejo de altitude (a) e Cerradão (b)

5.3. EXTRAÇÃO E IDENTIFICAÇÃO DE FMA

Do solo coletado, 50mg foram utilizados para obtenção de glomerosporos, pelo método de peneiramento úmido (GERDMANN e NICOLSON, 1963), e o solo retido nas outras peneiras foi encaminhado para o processo de centrifugação em água e sacarose (JENKIS, 1964).

Os esporos obtidos foram montados em lâminas com PVLG (ácido pilivinílico lacto-glicerol) e PVLG + reagente de Melzer, para posterior visualização em microscópio óptico.

A identificação dos glomerosporos seguiu as chaves de SCHENCK & PÉREZ (1990), GOTO (2009) e literaturas pertinentes, avaliando caracteres tais como: presença ou vestígios de bulbo suspensor ou hifa de sustentação, presença de sáculo esporífero, número de paredes dos glomerosporos, quantidade de camadas em cada parede, presença de placa germinativa e padrões de reação ao PVLG + reagente de Melzer.

5.4. ANÁLISES ECOLÓGICAS

A partir das 160 amostras de solo coletadas, foi realizada uma matriz de presença-ausência com as espécies encontradas. Para avaliar as relações entre a diversidade de fungos de cada local (brejo de altitude e cerradão) em função do tempo (início ou final das estações seca e chuvosa), foi feita uma matriz de similaridade com base nos valores do Índice de similaridade de Jaccard ($iJ = j/(a+b+j)$) onde: j = número de espécies comuns as duas áreas; a = número de espécies que ocorrem apenas na área “a”; b = número de espécies que ocorrem apenas na área “b”) obtidos entre as condições

e com base nesta, gerada uma análise de agrupamento pelo método UPGMA (Unweighted Pair Group Method with Arithmetic Mean = método de agrupamento não paramétrico com média aritmética), utilizando o programa PAST (HAMMER *et al.*, 2001), onde o suporte de “bootstrap” foi calculado através de 1 000 replicações para verificar a confiabilidade dos agrupamentos.

6. RESULTADOS E DISCUSSÃO

6.1. DISTRIBUIÇÃO GERAL DE ESPÉCIES DE FMA

Foram encontradas 46 espécies de FMA, distribuídos em oito famílias (*Acaulosporaceae*, *Scutellosporaceae*, *Gigasporaceae*, *Dentiscutataceae*, *Racocetraceae*, *Intraornatosporaceae*, *Glomaceae* e *Ambisporaceae*) e 16 gêneros, onde *Glomus* foi o mais representativo, com 13 espécies. Dentre as espécies encontradas, 24 não foram identificadas em específico, podendo representar novos registros para a ciência (tabela 1), destas uma corresponde a um provável novo gênero (item 5.4).

Tabela 1. Distribuição das espécies de FMA entre áreas e estações. Legenda: “1” presença; “0” ausência. BiS = brejo de altitude, início de estação seca; BfS = brejo de altitude, fim de estação seca; CiS = cerradão, início de estação seca; CfS = cerradão, fim de estação seca; BiC = brejo de altitude, início de estação chuvosa; BfC = brejo de altitude, fim de estação chuvosa; CiC = cerradão, início de estação chuvosa; CfC = cerradão, fim de estação chuvosa.

Espécie	BiS	BfS	BiC	BfC	CiS	CfS	CiC	CfC
<i>Kuklospora colombiana</i> (Spain & N.C. Schenck) Oehl & Sieverd.	0	0	1	0	0	0	0	0
<i>Acaulospora foveata</i> Trappe & Janos	1	1	1	0	1	0	1	0
<i>Acaulospora scrobiculata</i> Trappe	1	0	0	0	1	0	0	0
<i>Acaulospora</i> sp. 1	1	1	0	0	1	1	1	1
<i>Acaulospora</i> sp. 2	1	1	1	0	1	1	1	0
<i>Acaulospora</i> sp. 3	1	0	1	1	1	1	0	0
<i>Acaulospora</i> sp. 4	1	1	0	0	1	0	0	0
<i>Orbispora pernambucana</i> (Oehl, D.K.	0	0	0	0	1	1	1	1

Silva, N. Freitas & L.C. Maia) Oehl, G.A. Silva & D.K. Silva								
Gênero novo (orbisporóide)	0	0	0	0	0	0	1	0
<i>Scutellospora</i> sp. 1	0	1	0	0	1	1	0	0
<i>Scutellospora</i> sp. 2	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Gigaspora albida</i> N.C. Schenck & G.S. Sm.	0	0	0	0	1	1	1	1
<i>Gigaspora decipiens</i> I.R. Hall & L.K. Abbott	0	0	0	0	1	1	1	1
<i>Gigapsora gigantea</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) Gerd. & Trappe	0	0	0	1	1	1	1	1
<i>Gigaspora margarita</i> W.N. Becker & I.R. Hall	0	0	0	1	1	1	1	1
<i>Gigaspora ramisporophora</i> Spain, Sieverd. & N.C. Schenck	0	0	0	0	0	0	1	1
<i>Gigaspora</i> sp.	0	1	1	0	1	1	1	1
<i>Dentiscutata scutata</i> (C. Walker & Dieder.) Sieverd., F.A. Souza & Oehl	0	0	0	0	1	1	0	1
<i>Dentiscutata</i> sp. 1	0	1	1	0	0	1	1	1
<i>Dentiscutata</i> sp. 2	0	0	0	0	0	1	1	1
<i>Dentiscutata</i> sp. 3	0	0	0	0	0	1	0	0
<i>Dentiscutata</i> sp. 4	0	0	0	0	1	1	0	0
<i>Quatunica erytropa</i> F.A. Souza, Sieverd. & Oehl	0	0	0	0	0	1	1	1
<i>Fuscutata heterogama</i> Oehl, F.A. Souza, L.C. Maia & Sieverd.	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Fu. rubra</i> (Stürmer & J.B. Morton) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.	1	0	0	0	1	1	0	0
<i>Cetraspora gilmorei</i> (Trappe & Gerd.) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.	1	0	0	0	0	0	0	0

<i>Cetraspora</i> sp.	0	0	0	0	0	0	1	0
<i>Racocetra verrucosa</i> (Koske & C. Walker) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.	1	0	0	0	0	0	0	0
<i>Intraornatospora intraornata</i> (B.T. Goto & Oehl) B.T. Goto, Oehl & G.A. Silva	1	0	0	0	0	0	1	0
<i>Paradentiscutata maritima</i> B.T. Goto, D.K. Silva, Oehl & G.A. Silva	0	0	0	0	1	1	0	0
<i>Septoglo mus constrictum</i> (Trappe) Sieverd., G.A. Silva & Oehl	0	0	0	0	0	1	0	0
<i>Septoglo mus</i> sp.	1	0	0	1	0	0	0	0
<i>Glomus clarum</i> T.H. Nicolson & N.C. Schenck	0	1	1	0	0	0	0	0
<i>Gl. intraradices</i> N.C. Schenck & G.S. Smith	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Gl. truffemii</i> B.T. Goto, G.A. Silva & Oehl	1	0	1	1	0	0	0	1
<i>Glomus</i> sp. 1	1	0	1	1	0	1	1	1
<i>Glomus</i> sp. 2	1	0	0	1	1	1	1	1
<i>Glomus</i> sp. 3	1	1	1	0	1	1	0	1
<i>Glomus</i> sp. 4	1	0	0	0	1	1	1	0
<i>Glomus</i> sp. 5	1	0	0	0	1	0	0	0
<i>Glomus</i> sp. 6	0	1	0	0	0	1	1	0
<i>Glomus</i> sp. 7	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>Glomus</i> sp. 8	0	1	0	0	0	0	0	0
<i>Glomus</i> sp. 9	0	1	0	0	0	1	0	0
<i>Glomus</i> sp. 10	0	0	0	0	1	0	0	0
<i>Ambispora appendicula</i> (Spain, Sieverd. & N.C. Schenck) C. Walker	0	0	0	0	1	1	0	1
Riqueza taxonômica	17	13	10	7	26	26	20	17

Na área de brejo de altitude foram encontradas 28 espécies, distribuídos em 11 gêneros: *Acaulospora* (6), *Cetraspora* (1), *Dentiscutata* (1), *Fuscutata* (1), *Gigaspora* (3), *Glomus* (11), *Intraornatospora* (1), *Kuklospora* (1), *Racocetra* (1), *Scutellospora* (1) e *Septoglomus* (1). Destas, 20 espécies foram comuns aos dois ambientes distribuídas em seis gêneros: *Acaulospora* (6), *Dentiscutata* (1), *Gigaspora* (3), *Glomus* (8), *Intraornatospora* (1) e *Scutellospora* (1). Enquanto que a área de cerradão apresentou maior diversidade em relação à área de brejo de altitude, com 39 espécies distribuídas em 14 gêneros: *Acaulospora* (4), *Ambispora* (1), *Cetraspora* (1), *Dentiscutata* (1), *Fuscutata* (2), *Gigaspora* (6), *Glomus* (12), *Intraornatospora* (1), *Orbispora* (1), *Paradentiscutata* (1), *Quatunica* (1), *Scutellospora* (2), *Septoglomus* (1) e o gênero novo (1).

No brejo de altitude, o número máximo de espécies foi obtido durante o início da estação seca, 17 espécies, representando 60,71% da riqueza observada no local durante todo o ano, enquanto o número mínimo de espécies ocorreu durante o final da estação chuvosa, com sete espécies, equivalente a 25% da riqueza encontrada (figura 10).

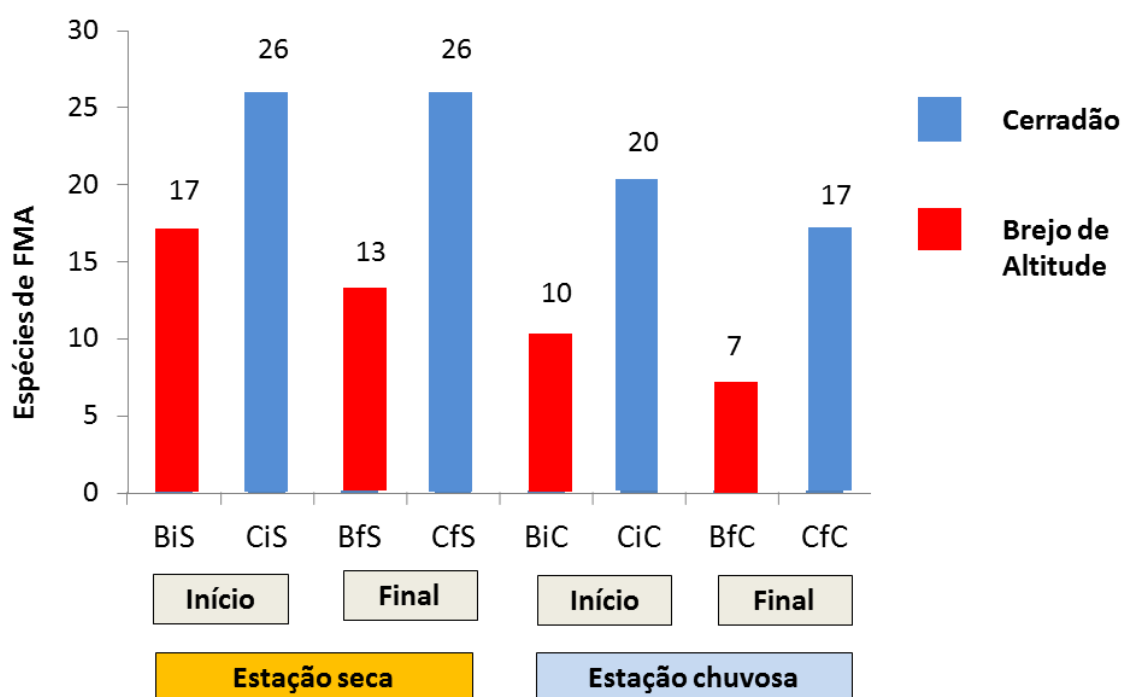


Figura 10. Distribuição das espécies encontradas nas duas áreas de estudo.

Do total de espécies encontradas, algumas só puderam ser encontradas em um único período de coleta, como *Acaulospora scrobiculata*, *Fuscutata rubra*, *Cetraspora gilmorei*, *Racocetra verrucosa* e *Intraornatospora intraornata*, encontradas apenas no

início da estação seca, *Kuklospora colombiana*, no início da estação chuvosa e *Gigapsora gigantea* e *G. margarita* que foram encontradas apenas no final da estação chuvosa.

Na área de brejo de altitude foram encontradas as espécies: *Gigaspora gigantea*, *Dentiscutata scutata* e *Fuscutata rubra*, considerando os brejos de altitude como áreas de Mata Atlântica inseridas no domínio da caatinga (ANDRADE-LIMA, 1982; BARBOSA *et al.*, 2004, RODRIGUES *et al.*, 2008), este trabalho apresenta os primeiros registros das espécies: para este domínio vegetativo (ZANGARO & MOREIRA, 2010).

Na área de cerradão, o número máximo de espécies encontradas ocorreu nos períodos de início e fim da estação seca, com registros de 26 espécies, 66,67% da diversidade total do local, enquanto que a menor diversidade ocorreu ao final da estação chuvosa, com 17 espécies encontradas, 43,59% da diversidade total (Figura 10).

Acaulospora foveata ocorreu no início das estações seca e chuvosa, enquanto que *Gigaspora albida*, *Gi. decipiens*, *Gi. gigantea*, *Gi. margarita* e *Orbispora pernambucana*, ocorreram durante todo o ano, enquanto *Gi. ramisporophora*, ocorreu apenas na estação chuvosa.

Paradentiscutata maritima B.T. Goto, D.K. Silva, Oehl & G.A. Silva, descrita inicialmente para áreas de restinga (Goto *et al.*, 2012) foi encontrada na área de cerradão, durante a estação seca, e representa o primeiro registro da espécie para áreas de caatinga (MAIA *et al.*, 2010).

6.2. PADRÕES DE SIMILARIDADE

Ao decorrer dos períodos de coleta, a área de brejo de altitude apresentou maior variação em sua composição de FMA, com valores de índice de similaridade Jaccard próximos de zero, e um índice máximo de 0,35. Na área de cerradão estes índices variaram de 0,31 a 0,54 caracterizando um ambiente mais homogêneo em relação ao anterior (Tabela 2).

Tabela 2. Valores de índice de similaridade de Jaccard (iJ) obtidos durante o estudo.

	BiS	BfS	BiC	BfC	CiS	CfS	CiC	CfC
BiS	1	0,2000	0,2857	0,2632	0,3438	0,2286	0,2333	0,1724
BfS	0,2000	1	0,3529	0,0000	0,2188	0,2581	0,2222	0,1539
BiC	0,2857	0,3529	1	0,2143	0,2333	0,1724	0,2000	0,2273
BfC	0,2632	0,0000	0,2143	1	0,2222	0,1539	0,1739	0,2632
CiS	0,3438	0,2188	0,2333	0,2222	1	0,5294	0,3143	0,3438
CfS	0,2286	0,2581	0,1724	0,1539	0,5294	1	0,4839	0,5357
CiC	0,2333	0,2222	0,2000	0,1739	0,3143	0,4839	1	0,5417
CfC	0,1724	0,1539	0,2273	0,2632	0,3438	0,5357	0,5417	1

Legenda: BiS = brejo de altitude, início de estação seca; BfS = brejo de altitude, fim de estação seca; CiS = cerradão, início de estação seca; CfS = cerradão, fim de estação seca; BiC = brejo de altitude, início de estação chuvosa; BfC = brejo de altitude, fim de estação chuvosa; CiC = cerradão, início de estação chuvosa; CfC = cerradão, fim de estação chuvosa.

O agrupamento dos valores de similaridade obtidos permitiu observar padrões de diversidade distintos para cada área. No cerradão, o início da estação seca tende a apresentar um padrão de diversidade semelhante ao final da mesma estação, enquanto que no brejo de altitude, a diversidade de fungos do fim de uma estação tende a assemelhar mais ao começo da estação seguinte (Figura 3).

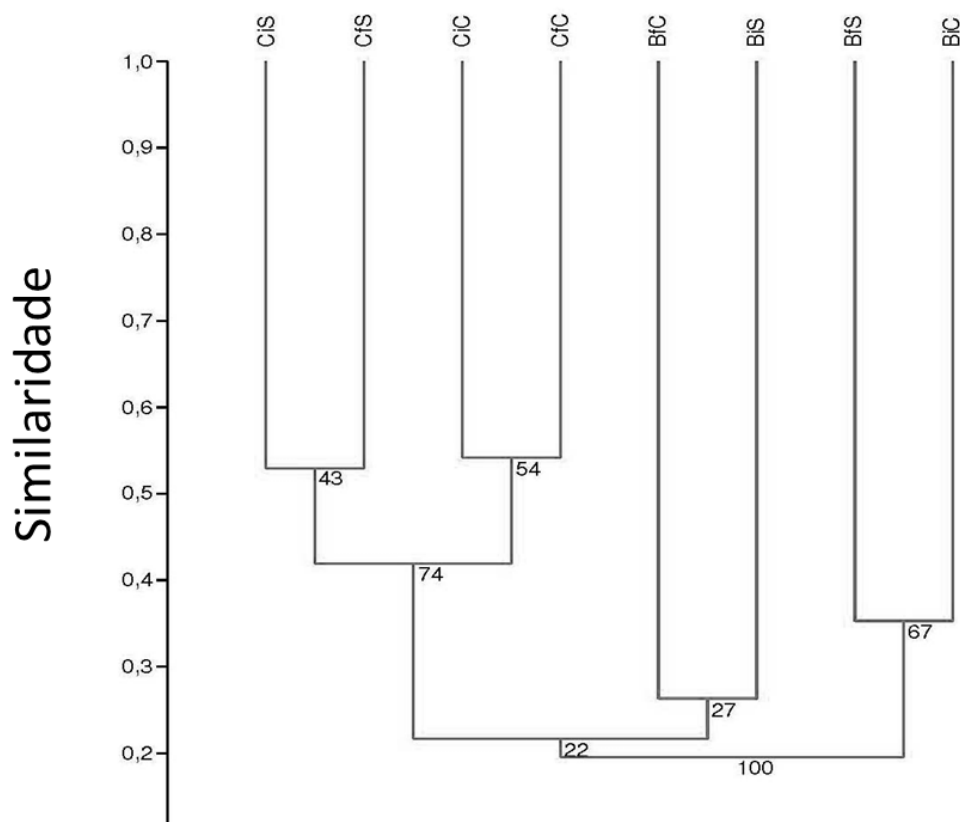


Figura 11. Dendrograma de similaridade da diversidade de FMA obtido a partir da análise de agrupamento (UPGMA) entre as áreas de brejo de altitude e cerradão em diferentes épocas do ano. Legenda: BiS = brejo de altitude, início de estação seca; BfS = brejo de altitude, fim de estação seca; CiS = cerradão, início de estação seca; CfS = cerradão, fim de estação seca; BiC = brejo de altitude, início de estação chuvosa; BfC = brejo de altitude, fim de estação chuvosa; CiC = cerradão, início de estação chuvosa; CfC = cerradão, fim de estação chuvosa.

Os dados obtidos no dendrograma anterior mostram o cerradão como um ambiente de menor variação, onde a diversidade obtida nas quatro coletas divergem de um mesmo nó no dendrograma, com um suporte de 74%, enquanto que a diversidade encontrada no período de fim de estação chuvosa para início de estação seca no brejo de altitude tendem a se assemelhar mais a diversidade da área de cerradão do que aos outros períodos do brejo de altitude.

6.3. INFLUÊNCIA DE FATORES FÍSICO-QUÍMICOS DO SOLO

Os dois ambientes apresentaram solos semelhantes, quanto a caracterização física, entretanto o solo do brejo de altitude apresentou maiores valores de Ca, Mg, P,

apresentando maior disponibilidade de nutrientes em relação ao cerradão, que apresentou menor valor de pH e maior valor de H+Al, caracterizando um solo mais ácido (Tabela 3).

Tabela 3. Propriedades físico-químicas do solo dos ambientes estudados.

DETERMINAÇÕES	brejo de altitude	cerradão
pH em agua (1 : 2,5)	3,75	4,22
cálcio (cmol _c .dm ⁻³)	0,12	0,1
Magnésio (cmol _c .dm ⁻³)	0,29	0,19
Alumínio (cmol _c .dm ⁻³)	3,7	2,15
Hidrogênio + Alumínio (cmol _c .dm ⁻³)	21,84	12,06
Fósforo (mg.dm ⁻³)	7	3
Potássio (mg.dm ⁻³)	56	32
Sódio (mg.dm ⁻³)	31	11
Ferro (mg.dm ⁻³)	218,02	214,97
Zinco (mg.dm ⁻³)	2,06	2,03
Cobre (mg.dm ⁻³)	0,35	0,23
Manganês (mg.dm ⁻³)	2,89	2,8
GRANULOMETRIA		
Areia (g.Kg ⁻¹)	686	667
Argila (g.Kg ⁻¹)	140	200
Silte (g.Kg ⁻¹)	174	133
Classificação Textural	Franco arenoso	Franco Arenoso

Tais condições dos solos de brejo de altitude se devem, ao elevado acumulo de matéria orgânica no solo, e a umidade do solo e do ar local (BARBOSA *et al.*, 2004, RODRIGUES *et al.*, 2008), tornando o solo favorável a atividade de decomposição por microorganismos, acelerando o processo de disponibilidade de nutrientes do solo, e em contrapartida, tornando o solo mais ácido, em consequência da liberação de metabolitos da decomposição, como a uréia.

Uma vez que a baixa disponibilidade de nutrientes no solo, principalmente o P, influenciam positivamente a diversidade de FMA em uma área, por favorecer a formação da micorriza arbuscular (SMITH & READ, 2008; PARNISKE *et al.*, 2008; HELGASON & FTTTER, 2005), este seria um fator que explicaria a maior diversidade de FMA em áreas de cerradão, pois a menor disponibilidade de nutrientes no solo desta

área, seria um indicativo de que a vegetação local seria mais dependente da associação micorrízica para sua sobrevivência, sendo este um ambiente mais favorável a diversidade de FMA.

Os estudos de SOUZA *et al.*, (2003) e TRUFEM (1990) definem que a distribuição de espécies de *Acaulosporaceae* e *Glomaceae* são favorecidos em solos de baixo pH (3,5 – 5,8) e baixos teores de fósforo ($4\text{-}5\text{ mg.dm}^{-3}$), o que converge com os resultados obtidos no presente estudo, possivelmente sendo a disponibilidade de elevada de fósforo no brejo de altitude o fator que justificaria a menor diversidade destes gêneros na região

SIQUEIRA (1994) menciona que espécies de *Gigasporales* apresentam preferência por solos com grandes concentrações de fósforo ($P > 40\text{ mg.dm}^{-3}$) e ácidos, com pH variando entre 5,5 e 4,8. Entretanto, solos com valores de pH menores que os testados por SIQUEIRA (1994), como no brejo de altitude (pH = 3,75) apresentou diversidade menor em relação aos solos de cerradão (pH = 4,22), mesmo o brejo de altitude apresentado maior disponibilidade de fósforo no solo de 7 mg.dm^{-3} em relação aos 3 mg.dm^{-3} da área de cerradão, possivelmente os solos do brejo de altitude já ácidos demais para *Gigasporales* desfavorecendo este grupo.

Os dados obtidos revelam uma elevada diversidade espacial e sazonal de FMA, resultado da capacidade de resposta direta dos fungos a variações ambientais, possivelmente reflexo da elevada diversidade funcional destes fungos em vários ecossistemas ou mesmo dentro de um mesmo ecossistema, onde cada espécie de FMA apresenta características ecológicas distintas, influenciando de forma diferenciada a comunidade vegetal (ALLEN *et al.*, 1995; SMITH & READ, 1997; BEVER *et al.*, 2001).

6.4 TAXONOMIA

Dentre as espécies de FMA encontradas na área de cerradão, uma apresenta placa germinativa orbital e parede interna pigmentada (figura 12), se tratando provavelmente de um novo gênero.

Orbispora, gênero descrito recentemente por Oehl *et al.*, (2011), apresenta placa germinativa e parede interna hialina a sub-hialina, enquanto a espécie encontrada em áreas do cerradão apresenta parede média e externa hialina mas com parede interna e

placa germinativa pigmentadas. As características da placa germinativa tem sido utilizadas para definir gênero (Oehl *et al.*, 2008, Goto *et al.*, 2012, ver figura 3), assim um novo gênero nomeado de *Dissimiliorbispora* é proposto para acomodar essa novo táxon com características ainda desconhecidas para *Gigasporales*.

Dissimiliorbispora cratensis R.A.A. Lima & B.T Goto, **nom. prov.**

Figura 12

Tipo: BRASIL. Estado do Ceará, Crato, fitofisionomia de Caatinga, vegetação de cerrado, [Fevereiro de 2012], [R.A.A. Lima]

Etimologia: Latim: dissimilis (=invertido, ao contrário), referindo-se a placa germinativa e parede interna pigmentada características distintas de *Orbispora*.

GLOMEROSPOROS formados singularmente no solo terminalmente a uma célula bulbosa suspensora intercalar ou subterminal. Esporos globosos (171,46-161,93 μm de diâmetro) a subglobosos (145,72 -110,67 \times 119,00-133,84 μm), marrom, marrom alaranjado, com três paredes: externa, média e interna (PE, PM e PI).

PAREDE EXTERNA (PE) hialina, composta por três camadas: camada mais externa (PEC1) 0,69-0,45 μm de espessura. PEC2 5,53-2,28 μm de espessura e laminada. PEC3 0,69-0,54 μm de espessura. Todas as camadas apresentam coloração amarelo escura quando em contato com reagente de Melzer (figura 12c e d).

PAREDE MÉDIA (PM) hialina, fortemente aderida a PE, composta por duas camadas (figura 12f). PMC1 0,77-0,42 μm de espessura. PMC2 0,65-0,34 μm de espessura. Todas as camadas apresentam coloração amarelo escura quando em contato com reagente de Melzer.

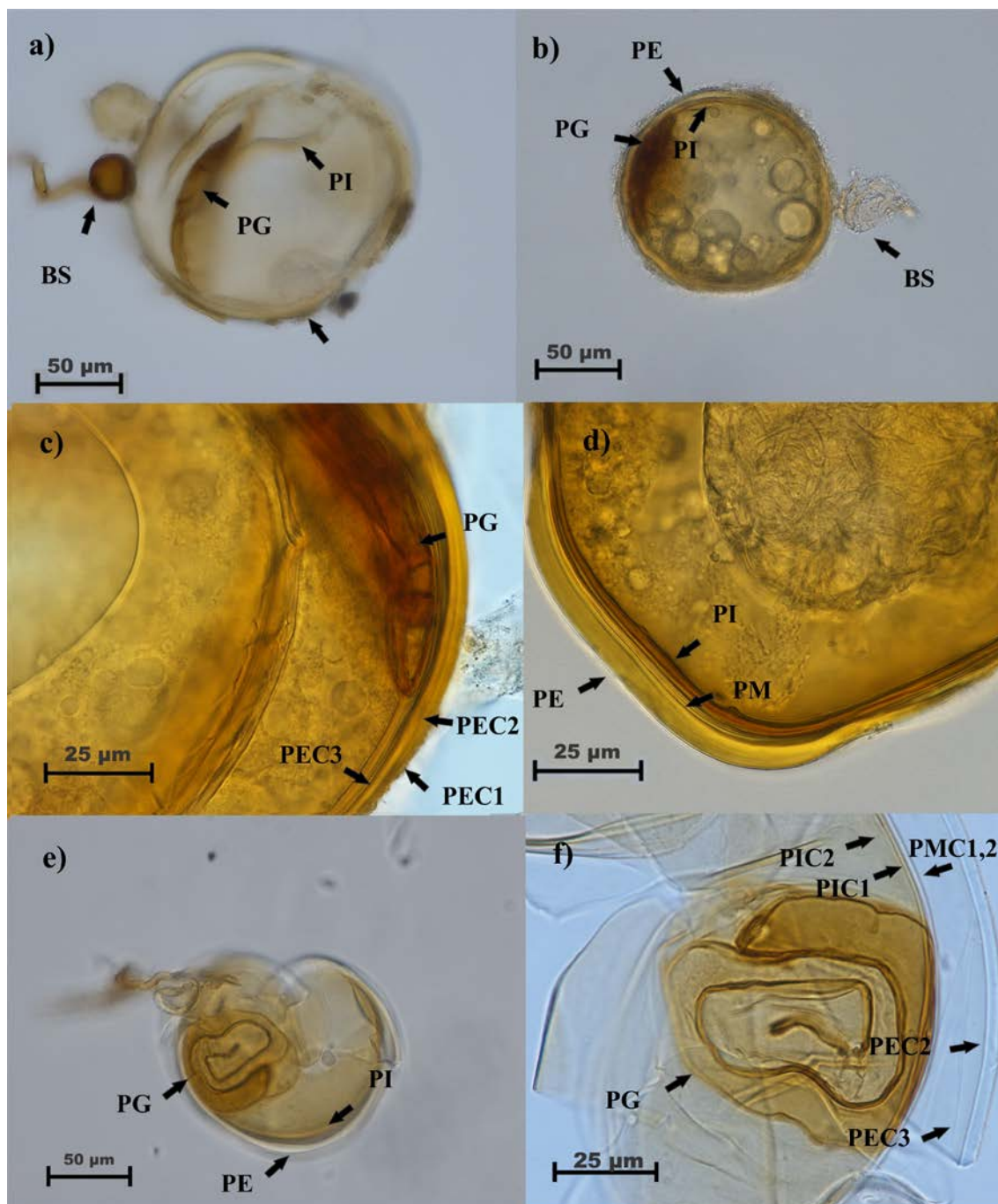


Figura 12. Glomerosporos do novo gênero encontrado na área de cerradão. glomerosporos montados em PVLG + Reagente de Melzer (b, e, f) esporos montados em PVLG, (b, c, d).

PAREDE INTERNA (PI) marrom escuro, composta por três camadas difíceis de serem distinguidas e a placa germinativa encontra-se em sua superfície. PIC1 0,62-0,47 μm de espessura, PIC2 0,81-0,47 μm e PIC3 0,59-0,56 μm de espessura.

BULBO SUSPENSOR globoso a alongado, concolor com a PE do esporo (figura 12b), 32,13-26,51 μm de comprimento por 47,71-36,13 μm de largura, não

foram observadas camadas na parede do bulbo, que apresenta 2,73-2,68 μm de espessura, assim como PE e PM, que apresentam coloração amarelo escuro quando em contato com reagente de Melzer (figura 12a).

PLACA GERMINATIVA marrom a amarelada a marrom, cardioide a oval ou elipsoide, 98,81-51,59 x 120,72-92,63 μm em diâmetro e 1 lóbulo nem sempre visível, que são separados por dobras, das quais uma se estende da borda ao centro da placa formando uma orbital.

DISTRIBUIÇÃO: *Dissimiliorbispora cratensis* foi encontrada em uma área de transição entre cerrado e caatinga (cerradão) no NE brasileiro (Crato, Estado do Ceará), apenas no início da estação chuvosa (fevereiro de 2012). Conhecida apenas para a localidade-tipo.

7. CONCLUSÕES

A diversidade de glomerosporos varia ao longo do ano, sendo maior no início da estação chuvosa e decaindo ao longo do ano. Entre as duas áreas, o cerradão apresentou uma diversidade destes organismos sempre superior ao brejo de altitude em uma mesma estação, embora este ambiente apresente maior diversidade vegetal.

Embora o brejo de altitude apresente uma flora mais diversa, apresenta maior concentração de componentes tóxicos no solo, principalmente H+Al e maiores concentrações de fósforo no solo, tornando as plantas menos dependentes da associação micorrízica para sobreviver, o que torna este ambiente mais competitivo em relação ao cerradão para o estabelecimento de comunidades de FMA, sendo *Glomus* o gênero mais abundante nas duas áreas.

8. REFERÊNCIAS

- AGNES, C.C.; CALEGARI, L.; GATTO, D.C.; STANGERLIN, D.M. 2007. Fatores ecológicos condicionantes da vegetação do cerradão. **Caderno de Pesquisa, série Biologia**, **19 (3)**: 24-37.
- ALMEIDA, R.T.; SCHENCK, N.C. 1990. A revision of the genus *Sclerocystis* (*Glomaceae*, *Glomales*). **Mycologia** **82 (6)**: 703-714.
- ALVES, J.J.A. 2005. Geoeecologia da caatinga no semi-árido do Nordeste brasileiro. **Climatologia e estudos da paisagem** (2): 59-71.
- AMES, R.N.; LINDERMAN, R.G. 1976. *Acaulospora trappei* sp. nov. **Mycotaxon** **3 (3)**: 565-569.
- AMES, R.N.; SCHNEIDER, R.W. 1979. *Entrophospora*, a new genus in the *Endogonaceae*. **Mycotaxon** **8 (2)**: 347-352.
- ANDRADE-LIMA, D. 1982. Present day forest refuges in Northeastern Brazil. In: PRANCE, G.T. (ed.) **Biological Diversification in the Tropics**. Columbia University Press, New York. p. 254.
- BAGO, B.; PFEFFER, P.E.; ABUBAKER, J.; JUN, J.; ALLEN, W.J.; BROUILLETTE, J.; DOUDS, D.D.; LAMMERS, P.J.; SHACHAR-HILL, Y. 2003. Carbon export from arbuscular mycorrhizal roots involves the translocation of carbohydrate as well as lipid. **Plant Physiology** **131**: 1496–1507.
- BARBOSA, M.R.V.; AGRA, M.F.; SAMPAIO, E.V.S.B.; CUNHA, J.P.C.; ANDRADE, L.A. 2004. Diversidade florística na Mata do Pau-Ferro, Areia, Paraíba. 111-122. In: PÔRTO, K.C.; CABRAL, J.P.; TABARELLI, M. (2004). **Brejos de Altitude em Pernambuco e Paraíba. História Natural, Ecologia e Conservação**. Série Biodiversidade 9. Brasília – DF, Ministério do Meio Ambiente, 324p.
- BECKER, W.N.; HALL, I.R. 1976. *Gigaspora margarita*, a new species in the *Endogonaceae*. **Mycotaxon** **4 (1)**: 155-160.

- BENTIVENGA, S.P.; HETRICK, B.A.D. 1991. *Glomus mertonii* sp. nov.; a previously undescribed species in the *Glomaceae* isolated from the tallgrass prairie in Kansas. **Mycotaxon** **42**: 9-15.
- BERBARA, R.L.L.; SOUZA, F.A.; FONSECA, H.M.A.C. 2006. Fungos Micorrízicos arbusculares: Muito além da nutrição. In: Fernandes, M.S. **Nutrição Mineral de Plantas** pp. 53.
- BERCH, S.M.; FORTIN, J.A. 1983. Lectotypification of *Glomus macrocarpum* and proposal of new combinations: *Glomus australe*, *Glomus versiforme*, and *Glomus tenebrosum* (*Endogonaceae*). **Canadian Journal of Botany** **61** (10): 2608-2617.
- BERCH, S.M.; KOSKE, R.E. 1986. *Glomus pansihalos*, a new species in the *Endogonaceae*, *Zygomycetes*. **Mycologia** **78** (5): 832-836.
- BERCH, S.M.; TRAPPE, J.M. 1985. *Glomus hoi* sp. nov. (*Endogonaceae*, *Zygomycotina*). **Mycologia** **77** (4): 654-657.
- BERKELEY, M.J.; BROOME, C.E. 1873. Enumeration of the Fungi of Ceylon. **Journal Linnaean Society** **14**: 137.
- BERKELEY, M.J.; BROOME, C.E. 1874. Enumeration of the fungi of Ceylon. Part II. **Botanical Journal of the Linnean Society** **14**: 29 - 141.
- BEVER, J.D.; SCHULTZ, P.A.; PRINGLE, A.; MORTON, J.B. 2001. Arbuscular mycorrhizal fungi: More diverse than meets the eye, and the ecological tale of why. **Bioscience** **51**: 923-931.
- BHATTACHARJEE, M.; MUKERJI, K.G. 1980. Studies on Indian *Endogonaceae* II. The genus *Glomus*. **Sydowia** **33**: 14-17.
- BHATTACHARJEE, M.; MUKERJI, K.G.; TEWARI, J.P.; SKOROPAD, W.P. 1982. Structure and hyperparasitism of a new species of *Gigaspora*. **Transactions of the British Mycological Society** **78** (1): 184-188.
- BLACKWELL, M. 2000. Terrestrial Life--Fungal from the Start?. **Science** **289**: 1884-1885.

- BLASZKOWSKI, J. 1988. Three new vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi (*Endogonaceae*) from Poland. **Bulletin of the Polish Academy of Sciences Biology** **36 (10-12)**: 271 - 275.
- BLASZKOWSKI, J. 1995. *Glomus corymbiforme*, a new species in *Glomales* from Poland. **Mycologia** **87 (5)**: 732-737.
- BLASZKOWSKI, J.; TADYCH, M. 1997. *Glomus multiforum* and *G. verruculosum*, two new species in *Glomales* (*Zygomycetes*) from Poland. **Mycologia** **89 (5)**: 804-811.
- BLASZKOWSKI, J.; MADEJ, T.; TADYCH, M. 1998. *Entrophospora baltica* sp. nov. and *Glomus fuegianum*, two species in the *Glomales* from Poland. **Mycotaxon** **68**: 165-184.
- BLASZKOWSKI, J.; TADYCH, M.; MADEJ, T. 2000. *Glomus minutum*, a new species in *Glomales* (*Zygomycetes*) from Poland. **Mycotaxon** **76**: 187-195.
- BLASZKOWSKI, J.; BLANKE, V.; RENKER, C.; BUSCOT, F. 2004. *Glomus aurantiacum* and *G. Xanthium*, new species in the *Glomerulomycota*. **Mycotaxon** **90 (2)**: 447-467.
- BLASZKOWSKI, J.; CZERNIAWSKA, B.; WUBET, T.; SCHÄFER, T.; BUSCOT, F.; RENKER, C. 2008. *Glomus irregularis*, a new arbuscular mycorrhizal fungus in the *Glomeromycota*. **Mycotaxon** **106**: 247-267.
- BLASZKOWSKI, J.; RYSZKA, P.; OEHL, F.; KOEGEL, S.; WIEMKEN, A.; KOVÁCS G.M.; REDECKER, D. 2009. *Glomus achrum* and *G. bistratum*, two new species of arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomeromycota*) found in maritime sand dunes. **Botany** **87 (3)**: 260-271.
- BLASZKOWSKI, J.; KOVÁCS, G.M.; BALÁZS, T. 2009. *Glomus perpusillum*, a new arbuscular mycorrhizal fungus. **Mycologia** **101 (2)**: 247-255.
- BLASZKOWSKI, J. 2010. *Glomus majewskii*, a new species of arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomeromycota*). **Polish Botanical Journal** **55 (2)**: 265–270.

- BLASZKOWSKI, J.; WUBET, T.; HARIKUMAR, V.S.; RYSZKA, P.; BUSCOT, F. 2010. *Glomus indicum*, a new arbuscular mycorrhizal fungus. **Botany** **88** (2): 132-143.
- BLASZKOWSKI, J.; KOVÁCS, G. M.; BALÁZS, T.; ORLOWSKA, E.; SADRAVI, S.; WUBET, T.; BUSCOT, F. 2010. *Glomus africanum* and *G. iranicum*, two new species of arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomeromycota*). **Mycologia** **102** (6): 1450-1462.
- BLASZKOWSKI, J.; CHWAT, G.; KOVÁCS, G.M.; GÁSPÁR, B.; RYSZKA, P.; ORLOWSKA, E.; PAGANO, C.M.; ARAÚJO, F.; BUSCOT, F.; WUBET, T. (2012) *Septoglomus fuscum* and *S. furcatum*, two new species of arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomeromycota*). *In Press at Mycologia*, preliminary version published on December 11, 2012 as doi:10.3852/12-127
- BORIE, F.; RUBIO, R.; MORALES, A. 2008. Arbuscular mycorrhizal fungi and soil aggregation. **Sociedad Chilena de la Ciencia del Suelo** **8** (2): 9-18.
- BOYETCHKO, S.M.; TEWARI, J.P. 1986. A new species of *Glomus* (*Endogonaceae*, *Zygomycotina*) mycorrhizal with barley in Alberta. **Canadian Journal of Botany** **64**: 90-95.
- CABELLO, M.; GASPAR, L.; POLLERO, R. 1994. *Glomus antarticum* sp. nov.; a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus from Antártica. **Mycotaxon** **51**: 123-128.
- CANO, C.; BAGO, A.; DALPÉ, Y. 2009. *Glomus custos* sp. nov.; isolated from a naturally heavy metal-polluted environment in southern Spain. **Mycotaxon** **109**: 499-512.
- CAVALCANTE, U. M. T.; GOTO, B. T.; MAIA, L. C. 2009. Aspectos da simbiose micorrizica arbuscular. **Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agrônômica**, **5 e 6**: 180-208.
- CAVALIER-SMITH, T. 1998. A revised six-kingdom system of life. *Biological Reviews Cambridge* **73**: 203-266.

- CHOU, W.N.; YEN, C.H.; CHUNG, H.H. 1991. Species of *Gigaspora* and *Scutellospora* (*Endogonaceae*) in Taiwan. **Transactions of the Mycological Society of the Republic of China** **6** (3-4): 1-17.
- DALPÉ, Y.; PLENCHETTE, C.; FRENOT, Y.; GLOAGUEN, J.C.; STRULLU, D.G. 2002. *Glomus kerguelense* sp. nov.; a new *Glomales* species from sub-Antarctic. **Mycotaxon** **84**: 51-60.
- DECLERCK, S.; CRANENBROUCK, S.; DALPÉ, Y.; SÉGUIN, S.; GRANDMOUGIN-FERJANI, A.; FONTAINE, J.; SANCHOLLE, M. 2000. *Glomus proliferum* sp. nov.: a description based on morphological, biochemical, molecular and monoxenic cultivation data. **Mycologia** **92** (8): 1178-1187.
- DOTZLER, N.; KRINGS, M.; TAYLOR, T.N.; AGERER, R. 2006. Germination shields in *Scutellospora* (*Glomeromycota: Diversisporales, Gigasporaceae*) from the 400 million-year-old Rhynie chert. **Mycological Progress** **5**: 178-184.
- DOTZLER, N.; WALKER, C.; KRINGS, M.; HASS, N.; KERP H.; TAYLOR, T.N.; AGERER, R. 2009. Acaulosporoid glomeromycotan spores with a germination shield from the 400-million-year-old Rhynie chert. **Mycological Progress** **8**: 9-18.
- DURINGAN, G.; MELO, A.C.G.; MAX, J.C.M.; BOAS, O.V.; CONTIERI, W.A.; RAMOS, V.S. 2011. **Manual para recuperação da vegetação de cerrado**. 3rd ed. 19p.
- FEDDERMANN, N.; FINLAY, R.; BOLLER, T.; ELFSTRAND, M. 2010. Functional diversity in arbuscular mycorrhiza – the role of gene expression, phosphorous nutrition and symbiotic efficiency. **Fungal ecology** **3**: 1-8.
- FERRER, R.L.; HERRERA, R.A. 1980. El género *Gigaspora* Gerdemann et Trappe (*Endogonaceae*) en Cuba. **Revista del Jardín Botánico Nacional Habana** **1** (1): 43-66.
- FERRI, M.G. 1980. **Vegetação brasileira**. 1.ed. São Paulo: Ed. USP. 157p.

- FITTER, A.H.; MOYERSON, B. 1996. Evolutionary Trends in Root-Microbe Symbioses. **Philosophical Transactions: Biological Sciences** **351**: 1367-1375.
- FURRAZOLA, E.; TORRES-ARIAS, Y.; FERRER, R.L.; HERRERA, R.A.; BERBARA, R.L.L.; GOTO, B.T. 2011. *Glomus crenatum*, a new ornamented species in the *Glomeromycetes* from Cuba. **Mycotaxon** **116**: 143-149.
- GERDEMANN, J.W.; TRAPPE, J.M. 1974. The *Endogonaceae* in the Pacific North West. **Mycologia Memoirs** **5**: 1-76.
- GERDEMANN, J.W.; BAKSHI, B.K. 1976. *Endogonaceae* of India: Two new species. **Transactions of the British Mycological Society** **66** (2): 340-343.
- GIOVANNETTI, M.; AVIO, L.; SALUTINI, L. 1991. Morphological, cytochemical, and ontogenetic characteristics of a new species of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus. **Canadian Journal of Botany** **69**: 161-167.
- GIULIETTI, A.M.; BOCAGE NETA, A.L.; CASTRO, A.A.J.F.; GAMRRA-ROJAS, C.F.L.; SAMPAIO, E.V.S.B.; VIRGÍNIO, J.F.; QUEIROZ, L.P.; FIGUEIREDO, M.A.; RODAL, M.J.N.; BARBOSA, M.R.V; HARLEY, R.M. 2004. Diagnóstico da vegetação nativa do bioma Caatinga. In: SILVA, J.M.C.; TABARELLI, M.; FONSECA, M.T.; LINS, L.V. (orgs.) **Biodiversidade da Caatinga: áreas e ações prioritárias para a conservação**: 48-90. Ministério do Meio Ambiente, Brasília.
- GONZÁLEZ-CHÁVEZ, M.C.; CARRILLO-GONZÁLEZ, R.; WRIGHT, S.F.; NICHOLS, K.A. 2004. The role of glomalin, a protein produced by arbuscular mycorrhizal fungi, in sequestering potentially toxic elements. **Environmental Pollution** **130**: 317-323.
- GOTO, B.T.; MAIA, L.C.; SILVA, G.A.; OEHL, F. 2009. *Racocetra intraornata*, a new species in the *Glomeromycetes* with a unique spore wall structure. **Mycotaxon** **109**: 483-491.
- GOTO, B.T.; SILVA, G.A.; YANO-MELO, A.M.; MAIA, L.C. 2010. Checklist of the arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomeromycota*) in the Brazilian semiarid. **Mycotaxon** **113**: 251-254.

- GOTO, B.T.; SILVA, G.A.; MAIA, L.C.; SOUZA, R.G.; COYNE, D.; TCHABI, A.; LAWOUIN, L.; HOUNTONDI, F.; OEHL, F. 2011. *Racocetra tropicana*, a new species in the *Glomeromycetes* from tropical areas. **Nova Hedwigia** **92** (1-2): 69-82.
- GOTO, B.T.; SILVA, G.A.; DE ASSIS, D.M.A.; SILVA, D.K.A.; SOUZA, R.G.; FERREIRA, A.C.A. JOBIM, K.; MELLO, C.M.A.; VIEIRA, H.E.E.; MAIA, L.C.; OEHL, F. 2012a. *Intraornatosporaceae* (*Gigasporales*), a new Family with two new genera and two new species. **Mycotaxon** **119**: 117-132.
- GOTO, B.T.; JARDIM, J.G.; SILVA, G.A.; FURRAZOLA, E.; TORRES-ARIAS, Y.; OEHL, F. 2012b. *Glomus trufemii* (*Glomeromycetes*), a new sporocarpic species from Brazilian sand dunes. **Mycotaxon** **120**: 1-9.
- GREENALL, J.M. 1963. The mycorrhizal endophytes of *Griselinia littoralis* (*Cornaceae*). **New Zealand Journal of Botany** **1**: 389-400.
- HALL, I.R. 1977. Species and mycorrhizal infections of New Zealand *Endogonaceae*. **Transactions of the British Mycological Society** **68** (3): 341-356.
- HALL, I.R.; ABBOTT, L.K. 1984. Some *Endogonaceae* from south western Australia. **Transactions of the British Mycological Society** **83** (2): 203-208.
- HAMMER, Ø.; HARPER, D.A.T.; RYAN, D.T. 2001. PAST: palaeontological statistics software package for education and data analysis. **Palaeontologia Electronica** **4** (1): 1-9.
- HELGASON, T.; FITTER, A. 2005. The ecology and evolution of the arbuscular mycorrhizal fungi. **Mycologist** **19**: 96-101.
- HELGASON, T.; FITTER, A. 2009. Natural selection and the evolutionary ecology of the arbuscular mycorrhizal fungi (Phylum *Glomeromycota*). **Journal of Experimental Botany** **60** (9): 2465-2480.
- HERRERA-PERAZA, R.A, FERRER, R.L, SIEVERDING E. 2003. *Glomus brohultii*: A new species in the arbuscular mycorrhiza forming glomerales. **Journal of Applied Botany** **77** (1): 37-40.

- HERRERA-PERAZA, R.A.; CUENCA, G.; WALKER C. 2001. *Scutellospora crenulata*, a new species of *Glomales* from La Gran Sabana, Venezuela. **Canadian Journal of Botany** **79** (6): 674-678.
- HU, H.T. 2002. *Glomus spinosum* sp. nov. in the *Glomaceae* from Taiwan. **Mycotaxon** **83**: 159-164.
- HYDE, K.D. 1995. Fungi from palms. XVIII. *Appendicospora coryphae*, a new name for *Apiosporella coryphae*. **Sydowia** **47** (1): 31-37.
- IBGE. 1992. **Manual Técnico da Vegetação Brasileira**. Rio de Janeiro, Fundação Instituto brasileiro de geografia e estatística: 94p.
- JOHNSON, N.C.; GRAHAM, J.H.; SMITH, F.A. 1997. Functioning of mycorrhizal associations along the mutualism–parasitism continuum. **New Phytologist** **135**: 575-586.
- JUHÁSZ, C.E.P.; COOPER, M.; CURSI, P.C.; KETZER, A.O.; TOMA, R.S. 2007. Savanna woodland soil micromorphology related to water retention. **Scientia Agricola** **64** (4): 344-354
- KAI, W.; ZHIWEI, Z. 2006. Occurrence of Arbuscular Mycorrhizas and Dark Septate Endophytes in Hydrophytes from Lakes and Streams in Southwest China. *Internat. International Review of Hydrobiology* **91** (1): 29-37
- KERNAGHAN, G. 2005. Mycorrhizal diversity: Cause and effect?. **Pedobiologia** **49**: 511-520.
- KHADE, S.W. 2009. Arbuscular mycorrhizal fungi in wild banana. II: A new species (*Glomus goaensis* Khade sp. nov). **Mycorrhiza News** **20** (4): 21-22.
- KIERS, E.T.; VAN DER HEIJDEN, M.G.A. 2006. Mutualistic stability in the arbuscular mycorrhizal symbiosis: exploring hypotheses of evolutionary cooperation. **Ecology** **87**: 1627-1636.
- KLIRONOMOS, J.N. 2000. Host-specificity and functional diversity among arbuscular mycorrhizal fungi. *In*: Bell, C.R.; Brylinsky, M.; Johnson-Green, P. (Eds.), *Proceedings of the Eighth International Symposium on Microbial Ecology*

- (Microbial Biosystems: New Frontiers). **Atlantic Canada Society for Microbial Ecology**, Halifax, pp. 845-851.
- KOSKE, R.E.; GEMMA, J.N. 1986. *Glomus microaggregatum*, a new species in the *Endogonaceae*. **Mycotaxon 26**: 125-132.
- KOSKE, R.E.; GEMMA, J.N. 1989. *Glomus nanolumen* (*Endogonaceae*), a new species from Hawaii. **Mycologia 81** (6): 935-938.
- KOSKE, R.E.; HALVORSON, W.L. 1989. *Scutellospora arenicola* and *Glomus trimurales*: two new species in the *Endogonaceae*. **Mycologia 81**: 927-933.
- KOSKE, R.E.; WALKER, C. 1986a. Species of *Scutellospora* with smooth-walled spores from maritime sand dunes: two new species and a redescription of the spores of *Scutellospora pellucida* and *Scutellospora calospora*. **Mycotaxon 27**: 219-235.
- KOSKE, R.E.; WALKER, C. 1986b. *Glomus globiferum*, a new species of *Endogonaceae* with a hyphal peridium. **Mycotaxon 26**: 133-142.
- KRAMADIBRATA, K.; WALKER, C.; SCHWARZOTT, D.; SCHUESSLER, A. 2008. A new species of *Scutellospora* with a coiled germination shield. **Annals of Botany 86**: 21-27.
- KUHN, G.; HIJRI, M.; SANDERS, I.R. 2001. Evidence for the evolution of multiple genomes in arbuscular mycorrhizal fungi. **Nature 414**: 745-748.
- KÜTZING, F.T. 1849. **Species algarum**. Lipsiae 922p.
- LEAL, I.R.; TABARELLI, M.; SILVA, J.M.C. 2003. **Ecologia e Conservação da Caatinga**. Editora Universitária. UFPE, Recife, Brasil.
- LEAL, I.R.; SILVA, J.M.C.; TABARELLI, M.; LACHER JR. T.E. 2005. Mudando o curso da conservação da biodiversidade na Caatinga do Nordeste do Brasil. **Megadiversidade 1**: 139-146.

- LIMA, M.F.; LIMA, F.A.M.; TEIXEIRA, M.M.S. 1984. Mapeamento e demarcação definitiva da floresta nacional Araripe - Ceará, Brasil. **Ciencia e Agronomia** **15**: 59-69.
- LIN, T.C.; YEN, C.H. 2011. *Racocetra undulata* sp. nov.; a new species in the *Glomeromycetes* from Taiwan. **Mycotaxon** **116**: 401-406.
- MAFRA, R.C. 2005. Formação de fitomassa no domínio das caatingas: bases teóricas para a implantação de agroecossistemas vegetal e/ou animal. **Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agrônômica**, Recife (2): 73-89.
- MAIA, L.C.; SILVA, G.A.; YANO-MELO, A.M.; GOTO, B.T. 2010. Fungos micorrízicos arbusculares no Bioma Caatinga. In: Siqueira, J.O.; Souza, F.A de; Cardoso, E.J.B.N.; Tsai, S.M. (eds.) **Micorrizas: 30 Anos de Pesquisas no Brasil**. Lavras, Editora UFLA.
- MARX, J. 2004. The roots of plant–microbe collaborations. **Science** **304**: 234-236.
- McGEE, P.A. 1986. Further sporocarpic species of *Glomus* (*Endogonaceae*) from South Australia. **Transactions of the British Mycological Society** **87** (1): 123-129.
- McGEE, P.A.; TRAPPE, J.M. 2002. The Australian zygomycetous mycorrhizal fungi. II. Further Australian sporocarpic *Glomaceae*. **Australian Systematic Botany** **15** (1): 115-124.
- MEHROTRA, V.S. 1997. *Glomus bagyarajii* sp. nov.; a new species of *Glomaceae* (*Glomales*, *Zygomycetes*) from India. **Philippine Journal of Science Section C Botany** **126** (3): 133-242.
- MEI-QING, Z.; YOU-SHAN, W.; LIJUN, X. 1997. *Glomus dolichosporum*, a new species of the *Glomales* from southern China. **Mycosystema** **16** (4): 241.
- MORTON, J.B.; KOSKE, R.E. 1988. *Scutellospora dipurpurescens*, a new species in the *Endogonaceae*. **Mycologia** **80** (4): 520-524.
- MORTON, J.B.; MSISKA, Z. 2010. Phylogenies from genetic and morphological characters do not support a revision of *Gigasporaceae* (*Glomeromycota*) into four families and five genera. **Mycorrhiza** **20**: 483-496.

- MORTON, J.B.; WALKER, C. 1984. *Glomus diaphanum*: a new species in the *Endogonaceae* common in West Virginia. **Mycotaxon** **21**: 431-440.
- MUKERJI, K.G.; BHATTACHARJEE, M.; TEWARI, J.P. 1983. New species of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. **Transactions of the British Mycological Society** **81** (3): 641-643.
- NICOLSON, T.H.; GERDEMANN, J.W. 1968. Mycorrhizal Endogone species. **Mycologia** **60** (2): 313-325.
- NICOLSON, T.N.; SCHENCK, N.C. 1979. Endogonaceous mycorrhizal endophytes in Florida. **Mycologia** **71** (1): 178-198.
- NIELSEN, K.B.; KJØLLER, R.; OLSSON, P.A.; SCHWEIGER, P.F.; ANDERSEN, F.Ø.; ROSENDAHL, S. 2004. Colonization intensity and molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in the aquatic plants *Littorella uniflora* and *Lobelia dortmanna* in southern Sweden. **Mycological Research**, **108**: 616-625.
- NOVAS, M.V.; FRACCHIA, S.; MENÉNDEZ, A.; CABRAL, D.; GODEAS, A. 2005. *Glomus patagonicum* sp. nov. (*Glomerales*), a new arbuscular mycorrhizal fungus from Argentina. **Nova Hedwigia** **80** (3-4): 533-539.
- OEHL, F.; WIEMKEN, A.; SIEVERDING, E. 2002. *Glomus caesaris*, a new arbuscular mycorrhizal fungus from the Kaiserstuhl in Germany. **Mycotaxon** **84**: 379-385.
- OEHL, F.; WIEMKEN, A.; SIEVERDING, E. 2003. *Glomus spinuliferum*, a new ornamented species in the *Glomales*. **Mycotaxon** **86**: 157-162.
- OEHL F.; SIEVERDING E. 2004. *Pacispora* a new vesicular arbuscular mycorrhizal fungal genus in the *Glomeromycetes*. **Journal of Applied Botany** **78**: 72-82.
- OEHL, F.; REDECKER, D.; SIEVERDING, E. 2005. *Glomus badium*, a new sporocarpic mycorrhizal fungal species from European grasslands with higher soil pH. **Journal of Applied Botany** **79**: 38-43.
- OEHL, F.; SOUZA, F.A.; SIEVERDING, E. 2008. Revision of *Scutellospora* and description of five new genera and three new families in the arbuscular mycorrhiza-forming *Glomeromycetes*. **Mycotaxon** **106**: 311-360.

- OEHL, F.; SILVA, G.A.; GOTO, B.T.; SIEVERDING, E. 2011a. *Glomeromycota*: three new genera and glomoid species reorganized. **Mycotaxon 116**: 75-120.
- OEHL, F.; SILVA, D.K.A.; MAIA, L.C.; SOUSA, N.M.F.; VIEIRA, H.E.E.; SILVA, G.A. 2011b. *Orbispora* gen. nov.; ancestral in the *Scutellosporaceae* (*Glomeromycetes*) **Mycotaxon 116**: 161-169.
- OEHL, F.; SILVA, G.A.; GOTO, B.T.; MAIA, L.C.; SIEVERDING, E. 2011c. *Glomeromycota*: two new classes and a new order. **Mycotaxon 116**: 365-379.
- OEHL, F.; SILVA, G.A.; SÁNCHEZ-CASTRO, I.; GOTO, B.T.; MAIA, L.C.; VIEIRA, H.E.E.; BAREA, J.M.; SIEVERDING, E.; PALENZUELA, J. 2011d. Revision of *Glomeromycetes* with entrophosporoid and glomoid spore formation with three new genera. **Mycotaxon 117**: 297-431.
- OEHL, F.; SILVA, G.A.; GOTO, B.T.; SIEVERDING, E. 2011e. New recombinations in *Glomeromycota*. **Mycotaxon 117**: 429-434.
- OEHL, F.; SIEVERDING, E.; PALENZUELA, J.; INEICHEN, K.; SILVA, G.A. 2011f. Advances in *Glomeromycota* taxonomy and classification. **IMA Fungus 2 (2)**: 191-199.
- OEHL, F.; PALENZUELA, J.; SÁNCHEZ-CASTRO, I.; HOUNTONDI, F.; TCHABI, A.; LAWOUIN, L.; BAREA, J.M.; COYNE, D.; ALVES DA SILVA, G. 2011g. *Acaulospora minuta*, a new arbuscular mycorrhizal fungal species from sub-Saharan savannas of West Africa. **Journal of Applied Botany and Food Quality 84**: 213-218.
- OEHL, F.; PALENZUELA, J.; ISÁNCHEZ-CASTRO, I.; CASTILLO, C.; SIEVERDING, E. 2011h. *Acaulospora punctata*, a new fungal species in the *Glomeromycetes* from mountainous altitudes of the Swiss Alps and Chilean Andes. **Nova Hedwigia 93 (3-4)**: 353-362.
- OEHL, F.; SÝKOROVÁ, Z.; BŁASZKOWSKI, J.; SÁNCHEZ-CASTRO, I.; COYNE, D.; TCHABI, A.; LAWOUIN, L.; HOUNTONDI, F.C.C.; SILVA, G.A. 2011i. *Acaulospora sieverdingii*, an ecologically diverse new fungus in the

Glomeromycota, described from lowland temperate Europe and tropical West Africa. **Journal of Applied Botany and Food Quality** **84**: 47-53.

OEHL, F.; PALENZUELA, J.; SÁNCHEZ-CASTRO, I.; KUSS, P.; SIEVERDING, E.; SILVA, G.A. 2012. *Acaulospora nivalis*, a new fungus in the *Glomeromycetes*, characteristic for high alpine and nival altitudes of the Swiss Alps. **Nova Hedwigia** **95 (18)**: 105-122.

OLIVEIRA-FILHO, A.T.; RATTER, J.A. 2002. Vegetation physiognomies and woody flora of the Cerrado biome. In: OLIVEIRA, P.S.; MARQUIS (Ed.) **The cerrados of Brazil: ecology and natural history of a neotropical savanna**. New York: Columbia University, p.91-120.

OLSSON, P.A, JOHANSEN, A. 2000. Lipid and fatty acid composition of hyphae and spores of arbuscular mycorrhizal fungi at different growth stages. **Mycological Research** **104**: 429-434.

OLSSON, P.A.; THINGSTRUP, I.; JAKOBSEN, I.; BAATH, E. 1999. Estimation of the biomass of arbuscular mycorrhizal fungi in a linseed field. **Soil Biology and Biochemistry** **31**: 1879-1887.

ÖPIK, M.; MOORA, M.; ZOBEL, M.; SAKS, U.; WHEATLEY, R.; WRIGHT, F.; DANIELL, T. 2008. High diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in a boreal herb-rich coniferous Forest. **New Phytologist** **179 (3)**: 867-876.

PAGANO, M.C.; UTIDA, M.K.; GOMES, E.A.; MARRIEL, I.E.; CABELLO, M.N.; SCOTTI, M.R. 2011. Plant-type dependent changes in arbuscular mycorrhizal communities as soil quality indicator in semi-arid Brazil. **Ecological Indicators** **11**: 643–650.

PALENZUELA, J.; FERROL, N.; BOLLER, T.; AZCÓN-AQUILAR, C.; OEHL, F. 2008. *Otospora bareai*, a new fungal species in the *Glomeromycetes* from a dolomitic shrub-land in the Natural Park of Sierra de Baza (Granada, Spain). **Mycologia** **99**: 296-305.

- PALENZUELA, J.; BAREA, J.M.; FERROL, N.; AZCÓN-AGUILAR, C.; OEHL, F. 2010. *Entrophospora nevadensis*, a new arbuscular mycorrhizal fungus from alpine altitudes of the Sierra Nevada (Spain). **Mycologia** **102** (3): 624-631.
- PARNISKE, M. 2008. Arbuscular mycorrhiza: the mother of plant root endosymbioses. **Nature Reviews Microbiology** **6**: 763-775.
- PFEIFFER, C.M.; WALKER, C.; BLOSS, H.E. 1996. *Glomus spurcum*: A new endomycorrhizal fungus from Arizona. **Mycotaxon** **59**: 373-382.
- PRADO, D.E. 2003. As Caatingas da América do sul. *In*: Leal, I.R.; Tabarelli, M.; Silva, J.M.C. **Ecologia e a conservação da Caatinga**. Recife: Editora Universitária da UFPE.
- QUILAMBO, A.O. 2003. The vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. **African Journal of Biotechnology** **2** (12): 539-546.
- RANI, S.; KUNWAR, I.K.; PRASAD, G.S.; MANOHARACHARY, C. 2004. *Glomus hyderabadensis*, a new species: its taxonomy and phylogenetic comparison with related species. **Mycotaxon** **84** (2): 245-253.
- RAVEN, J.; EDWARDS D. 2001. Roots: evolutionary origins and biogeochemical significance. **Journal of Experimental Botany** **52**: 381-401.
- REDECKER, D.; KODNER, R.; GRAHAM, L.E. 2000a. Glomalean Fungi from the Ordovician. **Science** **289**: 1920-1930.
- REDECKER, D.; MORTON, J.B.; BRUNS, T.D. 2000b. Molecular phylogeny of the arbuscular mycorrhizal fungi *Glomus sinuosum* and *Sclerocystis coremioides*. **Mycologia** **92**: 282-285.
- RODRIGUES, P.C.G.; CHAGAS, M.G.S.; SILVA, F.B.R.; PIMENTEL, R.M.M. 2008. Ecologia dos brejos de altitude do agreste pernambucano. **Revista de Geografia** **25** n3. Recife: UFPE – DCG/NAPA: 20-34.
- RODRÍGUEZ, Y.; DALPÉ, Y.; SÉGUIN, S.; FERNÁNDEZ, K.; FERNÁNDEZ, F.; RIVERA, R.A. 2011. *Glomus cubense* sp. nov.; an arbuscular mycorrhizal fungus from Cuba. **Mycotaxon** **118**: 337-347.

- ROSE, S.; DANIELS, B.A.; TRAPPE, J.M. 1979. *Glomus gerdemannii* sp.nov. **Mycotaxon 8 (1)**: 297-301.
- ROSE, S.L.; TRAPPE, J.M. 1980. Three new Endomycorrhizae and *Glomus* ssp. associated with actinorhizal shrubs. **Mycotaxon 10 (2)**: 413-420.
- ROTHWELL, F.M.; VICTOR, B.J. 1984. A new species of *Endogonaceae*: *Glomus botryoides*. **Mycotaxon 20 (1)**: 163-167.
- ROWE, A.R.; PRINGLE, A. 2005. Morphological and Molecular Evidence of Arbuscular Mycorrhizal Fungal Associations in Costa Rican Epiphytic Bromeliads. **Biotropica 37 (2)**: 245-250.
- SANTOS, C. A.; FLORENZANO, T. G.; NORA, E. L. D.; 2009 Estudo geológico-geomorfológico da sub-bacia leste do Araripe com aplicação de variáveis morfométricas derivadas a partir de dados SRTM. **Anais XIV Simpósio Brasileiro de Sensoriamento Remoto**, Natal, Brasil, 25-30 abril 2009, INPE,: 3355-3362.
- SCHENCK, N.C.; SMITH, G.S. 1982. Additional new and unreported species of mycorrhizal fungi (*Endogonaceae*) from Florida. **Mycologia 74 (1)**: 77-92.
- SCHENCK, N.C.; SPAIN, J.L.; SIEVERDING, E.; HOWELER, R.H. 1984. Several new and unreported vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi (*Endogonaceae*) from Colombia. **Mycologia 76**: 685-699.
- SCHENCK, N.C.; SPAIN, J.L.; SIEVERDING, E. 1986. A new sporocarpic species of *Acaulospora* (*Endogonaceae*) **Mycotaxon 25 (1)**: 111-117.
- SCHÜBLER, A.; MOLLENHAUER, D.; SCHNEPF, E.; KLEUGE, M. 1994. *Geosiphon pyriforme*, an endosymbiotic association of fungus and cyanobacteria: the spores structure resembles that of arbuscular mycorrhizal (AM) fungi. **Botanica Acta 107**: 36-45.
- SCHÜBLER, A.; SCHWARZOTT, D.; WALKER, C. 2001. A new fungal phylum, the *Glomeromycota*: phylogeny and evolution. **Mycological Research 105**: 1413-1421.

- SCHÜBLER, A.; MARTIN, H.; COHEN, D.; FITZ, M.; WIPF, D. 2006. Characterization of a carbohydrate transporter from symbiotic *Glomeromycotan* fungi. **Nature** **444**: 933-936.
- SCHÜBLER, A.; WALKER, C. 2010. **The *Glomeromycota*. A species list with new families and new genera.** Gloucester, UK. 56 p.
- SIEVERDING, E. 1987. A VA-mycorrhizal fungus, *Glomus glomerulatum* sp.nov.; with two hyphal attachments and spores formed only in sporocarps. **Mycotaxon** **29**: 73-79.
- SIEVERDING, E. 1988. Two new species of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi in the *Endogonaceae* from tropical highlands. **Angewandte Botanik** **62**: 373-380.
- SIEVERDING, E.; OEHL, F. 2006. Revision of *Entrophospora* and description of *Kuklospora* and *Intraspora*, two new genera in the arbuscular mycorrhizal *Glomeromycetes*. **Journal of Applied Botany** **80**: 69-81.
- SIEVERDING, E.; TORO, T.S. 1987. *Entrophospora schenckii*: a new species in the *Endogonaceae* from Colombia. **Mycotaxon** **28** (1): 209-214.
- SILVA, D.K.A.; FREITAS, N.O.; MAIA, L.C.; OEHL, F. 2008. *Scutellospora pernambucana*, a new fungal species in the *Glomeromycetes* with a characteristic germination orb. **Mycotaxon** **106**: 361-370.
- SILVA, J.M.C. 2004. Áreas e ações prioritárias para a conservação da biodiversidade na Caatinga in: Silva, J.M.C.; Tabarelli, M.; Fonseca, M.T.; LINS, L.V. **Biodiversidade da Caatinga: áreas e ações prioritárias para a conservação.** Brasília, DF: Ministério do Meio Ambiente: Universidade Federal de Pernambuco. 349-374.
- SIQUEIRA, J.O. 1994. Micorrizas arbusculares. In **Microrganismos de importância agrícola.** (R.S. Araújo & M. Hungria, eds.). Embrapa-SPI, Brasília, p.235-249.
- SIQUEIRA, J.S.; LAMBAIS, M.R.; STÜRMER, S.L. 2002. Fungos Micorrízicos Arbusculares: Características, associação simbiótica e aplicação na agricultura. **Biotechnology Ciência e Desenvolvimento** **25**: 12-21.

- SKOU, J.P.; JAKOBSEN, I. 1989. Two new *Glomus* species from arable land. **Mycotaxon** **36** (1): 273-282.
- SMITH, G.W.; SCHENCK, N.C. 1985. Two new dimorphic species in the *Edogonaceae*: *Glomus ambisporum* and *Glomus heterosporum*. **Mycologia** **77** (4): 566-574.
- SMITH, S.E.; READ, D. 2008. **Mycorrhizal Symbiosis**. 3rd ed. Academic Press, San Diego. 787p.
- SOUZA, F.A.; SILVA, I.C.L.; BERBARA, R.L.L. 2008. Fungos micorrízicos arbusculares: muito mais diversos do que se imaginava. *In*: Moreira, F. M. S.; Siqueira, J. O.; Brussaard, L. (Ed.) Biodiversidade do solo em ecossistemas brasileiros. Lavras: Editora UFLA, p. 483-536. Parceria: UFRJ; UFRRJ.
- SOUZA, R. G.; MAIA, L.C.; SALES, M.; TRUFEM, S.F.B. 2003. 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** **26** (1): 49-60.
- SOUZA, R.G.; GOTO, B.T.; SILVA, D.K.A.; SILVA, F.S.B.; SAMPAIO, E.V.S.B.; MAIA, L.C. 2010. The role of arbuscular mycorrhizal fungi and cattle manure in the establishment of *Tocoyena selloana* Schum. in mined dune areas. **European Journal of Soil Biology**, 1-6.
- SPAIN, J.L.; MIRANDA, J. 1996. *Glomus brasilianum*: an ornamented species in the *Glomaceae*. **Mycotaxon** **60**: 137-142.
- SPAIN, J.L.; SIEVERDING, E.; SCHENCK, N.C. 1989. *Gigaspora ramisporophora*: a new species with novel sporophores from Brazil. **Mycotaxon** **34** (2): 667-677.
- SPAIN, J.L.; SIEVERDING, E.; OEHL, F. 2006. *Appendicispora*: a new genus in the arbuscular mycorrhiza-forming *Glomeromycetes*, with a discussion of the genus *Archaeospora*. **Mycotaxon** **97**: 163-182.
- TABARELLI, M.; SANTOS, A.M.M. 2004. Uma breve descrição sobre a história natural dos Brejos Nordestinos, p. 17-24. *In*: K.C. Porto; J.J.P. Cabral; M.

- Tabarelli (eds.) **Brejos de Altitude em Pernambuco e Paraíba. Brasília**, Ministério do Meio Ambiente, 324 p.
- TCHABI, A.; HOUNTONDI, F.; LAOUWIN, L.; COYNE, D.; OEHL, F. 2009. *Racocetra beninensis* from sub-Saharan savannas: a new species in the *Glomeromycetes* with ornamented spores. **Mycotaxon 110**: 199-209.
- THAXTER, R. 1922. A revision of the *Endogoneae*. **Proceedings of the American Academy of Arts and Sciences 57**: 289-350.
- TRAPPE, J.M. 1977. Three new *Endogonaceae*: *Glomus constrictus*, *Sclerocystis clavisporea*, and *Acaulospora scrobiculata*. **Mycotaxon 6 (2)**: 359-366.
- TRAPPE, J.M. 1979. *Glomus segmentatus* sp. nov. **Transactions of the British Mycological Society 73 (2)**: 361-362.
- TRAPPE, J.M.; BLOSS, H.E.; MENGE, J.A. 1984. *Glomus deserticola* sp. nov. **Mycotaxon 20 (1)**: 123-127.
- TRUFEM, S.B. 1990. Aspectos ecológicos de fungos micorrízicos vesículo-arbusculares da mata tropical úmida da Ilha do Cardoso, SP, Brasil. *Acta Botanica Brasilica 4*: 31-45.
- TULASNE, L.R.; TULASNE, C. 1845. Fungi nonnulli hipogaei, novi v. minus cognito act. **Giornale Botanico Italiano 2**: 55-63.
- van der HEIJDEN, M.G.A.; BOLLER, T.; WIEMKEN, A.; SANDERS, I.R. 1998. Different arbuscular mycorrhizal fungal species are potential determinants of plant community structure. **Ecology 79**: 2082-2091.
- van der HEIJDEN, M.G.A.; WIEMKEN, A.; SANDERS, I.R. 2003. Different arbuscular mycorrhizal fungi alter coexistence and resource distribution between co-occurring plants. **New Phytologist 157**: 569-578.
- VANZOLINI, P.E.; RAMOS-COSTA, A.M.M.; VITT, L.J. 1980. **Répteis das Caatingas**. Academia Brasileira de Ciências, Rio de Janeiro. 161p.

- VELOSO, H.P.; RANGEL FILHO, A.L.R.R.; LIMA, J.C.A. 1991. **Classificação da vegetação brasileira, adaptada a um sistema universal**. IBGE, Rio de Janeiro.
- VIANA, M.S.; NEUMANN, V.H.L. 1999. O Membro Crato da Formação Santana, CE. *In: SCHOBENHAUS, C.; CAMPOS, D.A.; QUEIROZ, E.T.; WINGE, M.; BERBERT-BORN, M. (Edit.) Sítios Geológicos e Paleontológicos do Brasil*.
- WALKER, C. 1982. Species in the *Endogonaceae*: a new species (*Glomus occultum*) and a new combination (*Glomus geosporum*) **Mycotaxon 15**: 49-61.
- WALKER, C. 2008. *Ambispora* and *Ambisporaceae* resurrected. **Mycological Research 112**: 297 – 298.
- WALKER, C.; GIANINAZZI-PEARSON, V.; MARION-ESPINASSE, H. 1993. *Scutellospora castanea*, a newly described arbuscular mycorrhizal species. **Cryptogamie Mycologie 14 (4)**: 279-286.
- WALKER, C.; BLASZKOWSKI, J.; SCUSSLER, D.; SCHWARZOTT, A. 2004. *Gerdemannia* gen. nov. a genus separated from *Glomus* and *Gerdemanniaceae* fam. nov.; a new family in the *Glomeromycota*. **Mycological Research 108**: 707-718.
- WALKER, C.; KOSKE, R.E. 1987. Taxonomic concepts in the *Endogonaceae*: IV. *Glomus fasciculatum* redescribed. **Mycotaxon 30**: 253-262.
- WALKER, C.; SANDERS, F.E. 1986. Taxonomic concepts in the *Endogonaceae*: III. The separation of *Scutellospora* gen. nov. from *Gigaspora* Gerd.; Trappe. **Mycotaxon 27**: 169-182.
- WALKER, C.; VESTBERG, M.; SCHUESSLER, A. 2007. Nomenclatural clarifications in the *Glomeromycota*. **Mycological Research 111 (3)**: 253-255.
- WANG, F.Y.; LIU, R.J. 2002. *Glomus zaozhuangianus*, a new species of arbuscular mycorrhizal fungi. **Mycosystema 21 (4)**.
- WANG, B.; QIU, Y.L. 2006. Phylogenetic distribution and evolution of mycorrhizas in land plants. **Mycorrhiza 16**: 299-363.

- WRIGHT, S.F.; UPADHYAYA, A. 1998. A survey of soils for aggregate stability and glomalin, a glycoprotein produced by hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi. **Plant and Soil** **198**: 97-107.
- WU, C.G.; CHEN, Z.C. 1986. The *Endogonaceae* of Taiwan I. A preliminary investigation on *Endogonaceae* of bamboo vegetation at Chi-tou areas, central Taiwan. **Taiwania** **31**: 65-88.
- WU, C.G.; CHEN, Z.C. 1987. The *Endogonaceae* of Taiwan. II. Two new species of *Sclerocystis* from Taiwan. **Transactions of the Mycological Society of the Republic of China** **2** (2): 73-83.
- WU, C.G.; LIU, Y.S.; HWUANG, Y.L.; WANG, Y.P.; CHAO, C.C. 1995. *Glomales* of Taiwan: V. *Glomus chimonobambusae* and *Entrophospora kentinensis*, spp. nov. **Mycotaxon** **53**: 283-294.
- YANG, Y.; CHEN, Y.; LI, W. 2008. Arbuscular mycorrhizal fungi infection in desert riparian forest and its environmental implications: A case study in the lower reach of Tarim River. **Progress in Natural Science** **18**: 983-991.
- YAO, Y.J.; PEGLER, D.N.; YOUNG, T.W.K. 1995. Validation of two combinations in *Glomus* (*Endogonales*). **Kew Bulletin** **50** (2): 306.
- ZANGARO, W.; MOREIRA, M. 2010. Micorrizas arbusculares nos Biomas Floresta Atlântica e Floresta de Araucária. In: Siqueira, J.O.; Souza, F.A; Cardoso, E.J.B.N.; Tsai, S.M. (eds.) **Micorrizas: 30 Anos de Pesquisas no Brasil**. Lavras, Editora UFLA. p. 279-310.

ANEXOS

Tabela 4. Espécies de Fungos Micorrízicos Arbusculares descritas na literatura e suas respectivas referências. Legenda: 1: espécies encontradas em áreas de Mata Atlântica (ZANGARO & MOREIRA, 2010); 2: espécies encontradas em áreas de caatinga (MAIA *et al.*, 2010).

***Acaulosporaceae* J.B. Morton & Benny**

<i>Acaulospora</i> Gerdemann & Trappe	
<i>A. alpina</i> Oehl, Sýkorová & Sieverd.	Oehl <i>et al.</i> , (2006)
<i>A. bireticulata</i> F.M. Rothwell & Trappe ^{1,2}	Rothwell & Trappe (1979) Blaszkowski (1997a) Goto <i>et al.</i> , (2008a)
<i>A. capsicula</i> Blaszk.	Blaszkowski (1990)
<i>A. cavernata</i> Blaszk. ¹	Blaszkowski (1989)
<i>A. colliculosa</i> Kaonongbua, J.B. Morton & Bever	Kaonongbua <i>et al.</i> , (2010)
<i>A. colossica</i> P.A. Schultz, Bever & J.B. Morton	Schultz <i>et al</i> (1999)
<i>A. delicata</i> C. Walker, C.M. Pfeiffer & Bloss ^{1,2}	Walker <i>et al.</i> , (1966)
<i>A. denticulata</i> Sieverd. & S. Toro ^{1,2}	Sieverding & Toro (1987a)
<i>A. dilatata</i> J.B. Morton	Morton (1986)
<i>A. elegans</i> Trappe & Gerd. ^{1,2}	Gerdemann & Trappe (1974)
<i>A. entreriana</i> M.S. Velázquez & Cabello	Velázquez <i>et al.</i> , (2008)
<i>A. excavata</i> Ingleby & C. Walker ^{1,2}	Ingleby <i>et al.</i> , (1994)
<i>A. foveata</i> Trappe & Janos ^{1,2}	Janos & Trappe (1982)
<i>A. gedanensis</i> Blaszk.	Blaszkowski (1988b)
<i>A. koskei</i> Blaszk. ^{1,2}	Blaszkowski (1995a) Goto <i>et al.</i> , (2008b)
<i>A. lacunosa</i> J.B. Morton ^{1,2}	Morton (1986)
<i>A. laevis</i> Gerd. & Trappe ^{1,2}	Gerdemann & Trappe (1974)
<i>A. longula</i> Spain & N.C. Schenck ^{1,2}	Schenck <i>et al.</i> , (1984)
<i>A. mellea</i> Spain & N.C. Schenck ^{1,2}	Schenck <i>et al.</i> , (1984)
<i>A. minuta</i> Oehl, Tchabi, Hount., Palenz., I.C. Sánchez & G.A. Silva	Oehl <i>et al.</i> , (2011g)
<i>A. morrowiae</i> Spain & N.C. Schenck ^{1,2}	Schenck <i>et al.</i> , (1984)
<i>A. nivalis</i> Oehl, Palenz., I.C. Sánchez, G.A. Silva & Sieverd.	Oehl <i>et al.</i> , 2012
<i>A. paulineae</i> Blaszk.	Blaszkowski (1988b)
<i>A. polonica</i> Blaszk.	Blaszkowski (1988b)
<i>A. punctata</i> Oehl, Palenz., I.C. Sánchez, G.A. Silva, C. Castillo & Sieverd.	Oehl <i>et al.</i> , (2011h)
<i>A. rehmi</i> Sieverd. & S. Toro ^{1,2}	Sieverding & Toro (1987)

<i>A. rugosa</i> J.B. Morton	Morton (1986)
<i>A. scrobiculata</i> Trappe ^{1,2}	Trappe (1977)
<i>A. sieverdingii</i> Oehl, Sýkorová & Błaszcz.	Oehl <i>et al.</i> , (2011i)
<i>A. soloidea</i> Vaingankar & B.F. Rodrigues	Vaingankar & Rodrigues (2011)
<i>A. spinosa</i> C. Walker & Trappe ^{1,2}	Walker & Trappe (1981)
<i>A. splendida</i> Sieverd., Chaverri & I. Rojas	Sieverding <i>et al.</i> , (1988)
<i>A. sporocarpia</i> S.M. Berch	Berch (1985)
<i>A. taiwania</i> H.T. Hu	Hu (1988)
<i>A. terricola</i> Swarupa, Kunwar & Manohar.	Swarupa Rani <i>et al.</i> , (2003)
<i>A. thomii</i> Błaszcz.	Błaszczowski (1998b)
<i>A. tuberculata</i> Janos & Trappe ^{1,2}	Janos & Trappe (1982)
<i>A. walkeri</i> Kramad. & Hedger	Kramadibrata & Hedger (1990)

***Kuklospora* Oehl & Sieverd.**

<i>K. colombiana</i> (Spain & N.C. Schenck) Oehl & Sieverd. ^{1,2}	Schenck <i>et al.</i> , (1984) Sieverding & Oehl (2006)
<i>K. kentinensis</i> (Wu & Liu) Oehl & Sieverd. ^{1,2}	Wu <i>et al.</i> , (1995) Sieverding & Oehl (2006)

***Ambisporaceae* C. Walker, Vestberg & A. Schüssler**

***Ambispora* C. Walker, Vestberg & A. Schüssler**

<i>A. appendicula</i> (Spain, Sieverd., N.C. Schenck) C. Walker ^{1,2}	Schenk <i>et al.</i> , (1984) Walker (2008)
<i>A. brasiliensis</i> B.T. Goto, L.C. Maia & Oehl	Goto <i>et al.</i> , (2008a)
<i>A. callosa</i> (Sieverd.) C. Walker, Vestberg & A. Schüssler ²	Sieverding (1988) Walker (2008)
<i>A. fecundispora</i> (N.C. Schenck & G.S. Sm.) C. Walker, Vestberg & A. Schüssler	Schenck & Smith (1982) Walker (2008)
<i>A. fennica</i> C. Walker, Vestberg & A. Schüssler	Walker (2008)
<i>A. gerdemannii</i> (S.L. Rose, B.A. Daniels & Trappe) C. Walker, Vestberg & A. Schüssler ²	Rose <i>et al.</i> , (1979) Walker (2008)
<i>A. granatensis</i> J. Palenzuela, N. Ferrol & Oehl	Palenzuela <i>et al.</i> , (2010)
<i>A. jimgerdemannii</i> (N.C. Schenck & T.H. Nicolson) C. Walker ^{1,2}	Nicolson & Schenck (1979) Walker (2008)
<i>A. leptoticha</i> (N.C. Schenck & T.H. Nicolson) Walker, Vestberg & A. Schüssler ^{1,2}	Schenck & Smith (1982) Walker (2008)
<i>A. nicolsonii</i> (C. Walker, L.E. Reed & F.E. Sanders) Oehl, G.A. Silva, B.T. Goto & Sieverd.	Walker <i>et al.</i> , (1984) Oehl <i>et al.</i> , (2011e)

***Archaeosporaceae* J.B. Morton & D. Redecker**

***Archaeospora* Morton & Redecker**

<i>A. myriocarpa</i> (Spain, Sieverd. & N.C. Schenck) Oehl, G.A. Silva, B.T. Goto & Sieverd.	Schenck <i>et al.</i> , (1986) Oehl <i>et al.</i> , (2011e)
--	--

<i>A. trappei</i> (R.N. Ames & Linderman) J.B. Morton & D. Redecker ²	Ames & Linderman (1976) Morton & Redecker (2001)
<i>A. undulata</i> (Sieverd.) Sieverd., G.A. Silva, B.T. Goto & Oehl	Sieverding (1988) Oehl <i>et al.</i> , (2011e)

***Intraspora* Oehl & Sieverd.**

<i>I. schenckii</i> (Sieverd. & S. Toro) Oehl & Sieverd.	Sieverding & Toro (1987) Oehl <i>et al.</i> , (2006b)
--	--

***Dentiscutataceae* Sieverd., F.A. Souza & Oehl**

***Dentiscutata* Sieverd., F.A. de Souza & Oehl**

<i>D. biornata</i> (Spain, Sieverd. & S. Toro) Sieverd., F.A. de Souza & Oehl ^{1,2}	Spain <i>et al.</i> , (1989) Oehl <i>et al.</i> , (2008)
<i>D. cerradensis</i> (Spain & J. Miranda) Sieverd., F.A. de Souza & Oehl ²	Spain & Miranda (1996) Oehl <i>et al.</i> , (2008)
<i>D. colliculosa</i> B.T.Goto & Oehl ²	Goto <i>et al.</i> , (2010)
<i>D. hawaiiensis</i> (Koske & Gemma) Sieverd., F.A. de Souza & Oehl	Koske & Gemma (1995) Oehl <i>et al.</i> , (2008)
<i>D. heterogama</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) Sieverd., F.A. de Souza & Oehl ¹	Koske & Walker (1985) Oehl <i>et al.</i> , (2008)
<i>D. nigerita</i> Khade	Khade (2010)
<i>D. nigra</i> (J.F. Readhead) Sieverd., F.A. de Souza & Oehl ¹	Nicolson & Schenck (1979) Oehl <i>et al.</i> , (2008)
<i>D. reticulata</i> (Koske, D.D. Miller & C. Walker) Sieverd., F.A. de Souza & Oehl ¹	Koske <i>et al.</i> , (1983) Oehl <i>et al.</i> , (2008)
<i>D. scutata</i> (C. Walker & Dieder.) Sieverd., F.A. de Souza & Oehl ²	Walker & Diederichs (1989)

***Fuscutata* Oehl, F.A. de Souza & Sieverd.**

<i>F. aurea</i> Oehl, C.M. Mello & G.A. Silva	Mello <i>et al.</i> , (2012)
<i>F. heterogama</i> Oehl, F.A. de Souza, L.C. Maia & Sieverd. ²	Oehl <i>et al.</i> , (2008)
<i>F. rubra</i> (Stürmer & J.B. Morton) Oehl, F.A. de Souza & Sieverd.	Sturmer & Morton (1999a) Oehl <i>et al.</i> , (2008)
<i>F. savannicola</i> (R.A Herrera & Ferrer) Oehl, F.A. de Souza & Sieverd.	Ferrer & Herrera (1980) Oehl <i>et al.</i> , (2008)
<i>F. trirubiginopa</i> (X.L. Pan & G. Yun Zhang) Oehl, F.A. de Souza & Sieverd.	Pan & Zhang (1997) Oehl <i>et al.</i> , (2008)

***Quatunica* F.A de Souza, Sieverd. & Oehl**

<i>Q. erythropha</i> (Koske & C. Walker) F.A. de Souza Sieverd. & Oehl ^{1,2}	Koske & Walker (1984) Oehl <i>et al.</i> , (2008)
---	--

***Diversisporaceae* C. Walker & A. Schüssler emend. Oehl, G.A. Silva & Sieverd.**

***Diversispora* C. Walker & A. Schüssler emend. G.A. Silva, Oehl & Sieverd.**

<i>D. arenaria</i> (Błaszcz. Tadych & Madej) Oehl, G.A. Silva & Sieverd.	Błaszczkowski <i>et al.</i> , (2001) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)
<i>D. aurantia</i> (Błaszcz., Blanke, Renker & Buscot) C. Walker & Schüssler	Błaszczkowski <i>et al.</i> , (2004) Schuessler <i>et al.</i> , (2010)
<i>D. clara</i> Oehl, B. Estrada, G.A. Silva & Palenz.	Estrada <i>et al.</i> , (2011)
<i>D. eburnea</i> (L.J. Kenn., J.C. Stutz & J.B. Morton) C. Walker & Schüssler	Kennedy <i>et al.</i> , (1999) Schussler <i>et al.</i> , (2010)
<i>D. celata</i> C. Walker, Gamper & A. Schuessler	Gamper <i>et al.</i> , (2008)
<i>D. epigaeae</i> (B.A. Daniels & Trappe) C. Walker & A. Schüssler	Daniels & Trappe (1979) Schussler <i>et al.</i> , (2010)
<i>D. gibbosa</i> (Błaszcz.) Błaszcz. & Kovács	Błaszczkowski (1997b) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)
<i>D. insculpta</i> (Błaszcz.) Oehl, G.A. Silva & Sieverd.	Błaszczkowski <i>et al.</i> , (2004) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)
<i>D. przelewicensis</i> (Błaszcz.) Oehl, G.A. Silva & Sieverd.	Błaszczkowski (1988a) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)
<i>D. pustulata</i> (Koske, Fries, C. Walker & Dalpé) Oehl, G.A. Silva & Sieverd.	Koske <i>et al.</i> , (1986) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)
<i>D. spurca</i> (C.M. Pfeiffer, C. Walker & Bloss) C. Walker & Schüssler ^{1,2}	Pfeiffer <i>et al.</i> , (1996) Walker & Schüssler (2004)
<i>D. tenera</i> (P.A. Tandy emend. McGee) Oehl, G.A. Silva & Sieverd.	Tandy (1975) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)
<i>D. trimurales</i> (Koske & Halvorson) C. Walker & A. Schüssler	Koske & Halvorson (1989) Schussler (2010)
<i>D. versiformis</i> (P. Karst.) Oehl, G.A. Silva & Sieverd.	Berch & Fortin (1983) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)

***Otospora* Oehl, J. Palenzuela & N. Ferrol**

<i>O. bareai</i> J. Palenzuela, N. Ferrol & Oehl	Palenzuela <i>et al.</i> , (2008)
--	-----------------------------------

***Redeckera* C. Walker & A. Schüßler emend. Oehl, G.A. Silva & Sieverd.**

<i>R. avelingiae</i> (R.C. Sinclair) Oehl, G.A. Silva & Sieverd.	Sinclair <i>et al.</i> , (2000) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)
<i>R. canadensis</i> (Thaxt.) Oehl, G.A. Silva & Sieverd.	Thaxter (1922) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)
<i>R. fragilis</i> (Berk. & Broome) Oehl, G.A. Silva & Sieverd.	Gerdemann & Trappe (1974) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)
<i>R. fulvum</i> (Berk. & Broome) C. Walker & A. Schüssler ¹	Thaxter (1922) Schüssler <i>et al.</i> , (2010)
<i>R. megalocarpum</i> (D. Redecker) C. Walker & A.	Redecker <i>et al.</i> , (2007)

Schüssler	Schüssler <i>et al.</i> , (2010)
<i>R. pulvinatum</i> (Henn.) C. Walker & A. Schüssler	Thaxter (1922) Tandy (1975)
<i>Tricispora</i> Oehl, Sieverd., G.A. Silva & Palenz.	
<i>T. nevadensis</i> (Palenzuela, Ferrol, Azcón-Aguilar & Oehl) Oehl, Palenzuela, G.A. Silva & Sieverd.	Oehl <i>et al.</i> , (2011d) Palenzuela <i>et al</i> 2010
<i>Entrophosporaceae</i> Oehl & Sieverd. Emend. Oehl, Sieerd., Palez. & G.A. Silva	
<i>Albahypha</i> Oehl, G.A. Silva, B.T. Goto & Sieverd.	
<i>A. drummondii</i> (Błaszk. & Renker) Sieverd., Oehl, B.T. Goto & G.A. Silva	Błaszkowski <i>et al.</i> , (2006). Oehl <i>et al.</i> , (2011d)
<i>A. walkeri</i> (Błaszk. & Renker) Sieverd., Oehl, B.T. Goto & G.A. Silva	Błaszkowski <i>et al.</i> , (2006) Oehl <i>et al.</i> , (2011d)
<i>Claroideoglomus</i> C. Walker & A. Schüssler emend. Oehl, G.A. Silva & Sieverd.	
<i>C. candidum</i> (Furrazola, Kaonongbua & Bever) Oehl, G.A. Silva & Sieverd.	Furrazola <i>et al.</i> , (2011) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)
<i>C. claroideum</i> (N.C. Schenck & G.S. Sm.) C. Walker & A. Schüssler ^{1,2}	Schenck & Smith (1982) Schüssler <i>et al.</i> , (2010)
<i>C. etunicatum</i> (W.N. Becker & Gerd.) C. Walker & A. Schüssler ^{1,2}	Becker & Gerdemann (1977) Schüssler <i>et al.</i> , (2010)
<i>C. lamellosum</i> (Dalpé, Koske & Tews) C. Walker & A. Schüssler	Dalpé <i>et al.</i> , (1992) Schüssler <i>et al.</i> , (2010)
<i>C. luteum</i> (L.J. Kenn., J.C. Stutz & J.B. Morton) C. Walker & A. Schüssler	Kennedy <i>et al.</i> , (1999) Schüssler <i>et al.</i> , (2010)
<i>Entrophospora</i> Ames & Schneid. emend. Oehl & Sieverd.	
<i>E. infrequens</i> (I.R. Hall) R.N. Ames & R.W. Schneid. ^{1,2}	Hall (1977) Sieverding & Oehl (2006)
<i>Viscospora</i> Sieverd., Oehl & G.A. Silva	
<i>V. viscosa</i> (T.H. Nicolson) Sieverd., Oehl & F.A. Souza	Walker <i>et al.</i> , (1995) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)
<i>Geosiphonaceae</i> Engl. & E. Gilg	
<i>Geosiphon</i> F. Wettst.	
<i>G. pyriformis</i> (Kütz) F. Wettst.	Kützing (1849) Schuesslet <i>et al.</i> , 1997
<i>Glomeraceae</i> Piroz. & Dalpé emend. Oehl, G.A. Silva & Sieverd.	
<i>Funneliformis</i> C. Walker & A. Schüssler emend. Oehl, G.A. Silva & Sieverd.	
<i>F. caesaris</i> (Sieverd. & Oehl) Oehl, G.A. Silva & Sieverd.	Oehl <i>et al.</i> , (2002) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)

<i>F. coronatum</i> (Giovann.) C. Walker & A. Schüssler	Giovannetti <i>et al.</i> , (1991) Schussler <i>et al.</i> , (2010)
<i>F. dimorphicus</i> (Boyetchko & J.P. Tewari) Oehl, G.A. Silva & Sieverd.	Boyetchko & Tewari (1986) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)
<i>F. fragilistratum</i> (Skou & I. Jakobsen) C. Walker & A. Schüssler	Skou & Jakobsen (1989) Schussler <i>et al.</i> , (2010)
<i>F. geosporum</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) C. Walker & A. Schüssler ^{1,2}	Nicholson & Gerdemann (1968) Schussler <i>et al.</i> , (2010)
<i>F. halonatum</i> (S.L. Rose & Trappe) Oehl, G.A. Silva & Sieverd. 2	Rose & Trappe (1980) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)
<i>F. monosporus</i> (Gerd. & Trappe) Oehl, G.A. Silva & Sieverd. ^{1,2}	Gerdemann & Trappe (1974) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)
<i>F. mosseae</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) C. Walker & A. Schüßler ^{1,2}	Nicolson & Gerdemann (1968) Schüßler & Walker (2010)
<i>F. multiforus</i> (Tadych & Blaszk.) Oehl, G.A. Silva & Sieverd.	Blaszkowski & Tadych (1997) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)
<i>F. verruculosum</i> (Blaszk.) C. Walker & A. Schüssler	Blaszkowski & Tadych (1997) Schussler <i>et al.</i> , (2010)

***Glomus* Tul. & Tul. emend. Oehl, G.A. Silva & Sieverd.**

<i>G. achrum</i> Blaszk., D. Redecker, Koegel, Schützek, Oehl & Kovács	Blaszkowski <i>et al.</i> , (2009)
<i>G. aggregatum</i> N.C. Schenck & G.S. Sm. emend. Koske ^{1,2}	Schenck & Smith (1982)
<i>G. ambisporum</i> G.S. Sm. & N.C. Schenck ²	Smith & Schenck (1985)
<i>G. antarcticum</i> Cabello	Cabello <i>et al.</i> , (1994)
<i>G. arborenses</i> McGee ^{1,2}	McGee (1986)
<i>G. atrouva</i> McGee & Pattinson	McGee & Trappe (2002)
<i>G. aureum</i> Oehl & Sieverd.	Oehl <i>et al.</i> , (2003)
<i>G. australe</i> (Berck.) S.M. Berch	Berch & Fortin (1983)
<i>G. badium</i> Oehl, D. Redecker & Sieverd.	Oehl <i>et al.</i> , 2005
<i>G. bagyarajii</i> V.S. Mehrotra	Mehrotra (1997)
<i>G. bistratum</i> Blaszk., D. Redecker, Koegel, Symanczik, Oehl & Kovács	Blaszkowski <i>et al.</i> , (2009)
<i>G. boreale</i> (Thaxt.) Trappe & Gerd.	Thaxter (1922) Gerdemann & Trappe (1974)
<i>G. botryoides</i> F.M. Rothwell & Victor	Rothwell & Victor (1984)
<i>G. brohultii</i> Sieverd. & Herrera ²	Herrera-Peraza <i>et al.</i> , (2003)
<i>G. caledonium</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) Trappe & Gerd.	Nicolson & Gerdemann (1968) Gerdemann & Trappe (1974)
<i>G. canum</i> McGee	McGee & Trappe (2002)
<i>G. cerebriforme</i> McGee	McGee (1986)

<i>G. citricola</i> D.Z. Tang & M. Zang	Tang & Zang (1984)
<i>G. clarum</i> T.H. Nicolson & N.C. Schenck ^{1,2}	Nicolson & Schenck (1979)
<i>G. clavisorum</i> (Trappe) R.T. Almeida & N.C. Schenck ^{1,2}	Trappe (1977) Almeida & Schenck (1990)
<i>G. convolutum</i> Gerd. & Trappe	Gerdemann & Trappe (1974)
<i>G. coremioides</i> (Berk. & Broome) D. Redecker & J.B. Morton ^{1,2}	Berkeley & Broome (1874) Renker <i>et al.</i> , (2000)
<i>G. corymbiforme</i> Błaszcz. ¹	Błaszczkowski (1995b)
<i>G. crenatum</i> Furrázola, R.L. Ferrer, R.A. Herrera & B.T. Goto	Furrázola <i>et al.</i> , (2011)
<i>G. cubense</i> Y. Rodr. & Dalpé	Rodríguez <i>et al.</i> , (2011)
<i>G. cuneatum</i> McGee & A. Cooper	Mcgee & Trappe (2002)
<i>G. custos</i> C. Cano & Y. Dalpé	Cano <i>et al.</i> , (2009)
<i>G. delhiense</i> Mukerji, Bhattacharjee & J.P. Tewari	Mukerji <i>et al.</i> , (1983)
<i>G. diaphanum</i> J.B. Morton & C. Walker ^{1,2}	Morton & Walker (1984)
<i>G. dolichosporum</i> M.Q. Zhang & You S. Wang	Zhang & Wang (1997)
<i>G. fasciculatum</i> (Thaxt.) Gerd. & Trappe emend. C. Walker & Koske ^{1,2}	Thaxter (1922) Walker & Koske (1987) Gerdemann & Trappe (1974)
<i>G. flavisorum</i> (M. Lange & E.M. Lund) Trappe & Gerd.	Lange & Lund (1955) Gerdemann & Trappe (1974)
<i>G. formosanum</i> C.G. Wu & Z.C. Chen	Wu & Chen (1986)
<i>G. fuegianum</i> (Speg.) Trappe & Gerd.	Thaxter (1922) Gerdemann & Trappe (1974)
<i>G. globiferum</i> Koske & C. Walker ¹	Koske & Walker (1986b)
<i>G. glomerulatum</i> Sieverd. ^{1,2}	Sieverding (1987)
<i>G. goaensis</i> Khade	Khade (2009)
<i>G. heterosporum</i> G.S. Sm. & N.C. Schenck ^{1,2}	Smith & Schenck (1985)
<i>G. hyderabadensis</i> Swarupa, Kunwar, G.S. Prasad & Manohar	Swarupa Rani <i>et al.</i> , (2004)
<i>G. indicum</i> Błaszcz., Wubet, Harikumar	Blaskowski <i>et al.</i> , (2010)
<i>G. intraradices</i> N.C. Schenck & G.S. Sm. ^{1,2}	Schenck & Smith (1982)
<i>G. invermaium</i> I.R. Hall ^{1,2}	Hall (1977)
<i>G. iranicum</i> Błaszcz., Kovács & Balázs	Blaskowski <i>et al.</i> , (2010)
<i>G. irregulare</i> Błaszcz., Wubet, Renker & Buscot	Błaszczkowski <i>et al.</i> , (2008)
<i>G. kerguelense</i> Dalpé & Strullu	Dalpé <i>et al.</i> , (2002)
<i>G. liquidambaris</i> (C.G. Wu & Z.C. Chen) R.T. Almeida & N.C. Schenck ex Y.J. Yao	Wu & Chen. (1986) Almeida & Schenck (1990) Yao <i>et al.</i> , (1995)
<i>G. macrocarpum</i> Tul. & C. Tul. ^{1,2}	Thaxter (1922)

	Berch & Fortin (1983)
<i>G. magnicaule</i> Hall	Hall (1977)
<i>G. majewskii</i> Błaszowski	Błaszowski (2010)
<i>G. manihotis</i> Howeler, Sieverd. & N.C. Schenck	Schenck <i>et al.</i> , (1984)
<i>G. melanosporum</i> Gerd. & Trappe	Gerdemann & Trappe (1974)
<i>G. microaggregatum</i> Koske, Gemma & P.D. Olexia ¹	Koske & Gemma (1986)
<i>G. microcarpum</i> Tul. & C. Tul. ¹	Thaxter (1922) Gerdemann & Trappe (1974)
<i>G. minutum</i> Błasz., Tadych & Madej	Błaszowski <i>et al.</i> , (2000)
<i>G. mortonii</i> Bentiv. & Hetrick	Bentivenga & Hetrick (1991)
<i>G. multicaule</i> Gerd. & B.K. Bakshi	Gerdemann & Bakshi (1976)
<i>G. nanolumem</i> Koske & Gemma	Koske & Gemma (1989)
<i>G. pachycaule</i> (C.G. Wu & Z.C. Chen) Sieverd. & Oehl	Wu & Chen (1986) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)
<i>G. pallidum</i> I.R. Hall ^{1,2}	Hall (1977)
<i>G. pansihalos</i> S.M. Berch & Koske ¹	Berch (1986)
<i>G. pellucidum</i> McGee & Pattinson	Mcgee & Trappe (2002)
<i>G. perpusillum</i> Błasz. & Kovács	Błaszowski & Kovács (2009)
<i>G. proliferum</i> Dalpé & Declerck	Declerck <i>et al.</i> , (2000)
<i>G. pubescens</i> (Sacc. & Ellis) Trappe & Gerd.	Gerdemann & Trappe (1974)
<i>G. radiatum</i> (Thaxt.) Trappe & Gerd.	Thaxter (1922) Gerdemann & Trappe (1974)
<i>G. reticulatum</i> Bhattacharjee & Mukerji	Bhattacharjee & Mukerji (1980)
<i>G. rubiforme</i> (Gerd. & Trappe) R.T. Almeida & N.C. Schenck ^{1,2}	Gerdemann & Trappe (1974) Almeida & Schenck (1990)
<i>G. segmentatum</i> Trappe, Spooner & Ivory	Trappe (1979)
<i>G. sinuosum</i> (Gerd. & B.K. Bakshi) R.T. Almeida & N.C. Schenck ^{1,2}	Gerdemann & Bakshi (1976)
<i>G. spinosum</i> H.T. Hu	Hu (2002)
<i>G. spinuliferum</i> Sieverd. & Oehl	Oehl <i>et al.</i> , (2003)
<i>G. taiwanense</i> (C.G. Wu & Z.C. Chen) R.T. Almeida & N.C. Schenck ex Y.J. Yao ²	Wu & Chen (1987) Almeida & Schenck (1990) Yao <i>et al.</i> , (1995)
<i>G. tenebrosum</i> (Thaxt.) S.M. Berch ¹	Thaxter (1922) Berch & Fortin (1983)
<i>G. tenue</i> (Greenall) I.R. Hall ¹	Greenall (1963) Hall (1977)
<i>G. tortuosum</i> N.C. Schenck & G.S. Sm. ^{1,2}	Schenck & Smith (1982)
<i>G. truffemii</i> B. T. Goto, G. A. Silva & Oehl ²	Goto <i>et al.</i> , (2012b)
<i>G. vesiculiferum</i> (Thaxt.) Gerd & Trappe ¹	Thaxter (1922)

	Gerdemann & Trappe (1974)
<i>G. warcupii</i> McGee	McGee (1986)
<i>G. zaozhuangianum</i> F.Y. Wang & R.J. Liu	Wang & Liu (2002)

***Septoglomus* Sieverd., G.A. Silva & Oehl**

<i>S. africanum</i> (Błaszk. & Kovács) Sieverd., G.A. Silva & Oehl	Błaszkowski <i>et al.</i> , (2010) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)
<i>S. constrictum</i> (Trappe) Sieverd., G.A. Silva & Oehl ^{1,2}	Trappe (1977) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)
<i>S. deserticola</i> (Trappe, Bloss & J.A. Menge) G.A. Silva, Oehl & Sieverd. ^{1,2}	Trappe <i>et al.</i> , (1984) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)
<i>S. furcatum</i> Błaszk., Chwat & Kovács, Ryszka	Błaszkowski <i>et al.</i> , (2012)
<i>S. fuscum</i> Błaszk., Chwat & Kovács, Ryszka	Błaszkowski <i>et al.</i> , (2012)
<i>S. xanthium</i> (Błaszk., Blanke, Renker & Buscot) G.A. Silva, Oehl & Sieverd.	Błaszkowski <i>et al.</i> , (2004) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)

***Simiglomus* Sieverd., G.A. Silva & Oehl**

<i>S. hoi</i> (S.M. Berch & Trappe) G.A. Silva, Oehl & Sieverd. ¹	Berch & Trappe (1985) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)
--	---

***Gigasporaceae* Morton & Benny emend. Sieverd., F.A. Souza & Oehl**

***Gigaspora* Gerdemann & Trappe emend. Oehl, F.A. de Souza & Sieverd.**

<i>G. albida</i> N.C. Schenck & G.S. Sm. ^{1,2}	Schenck & Smith (1982)
<i>G. aubourantia</i> Chou	Chou <i>et al.</i> , (1991)
<i>G. candida</i> Brattacharjee, Mukerji, J.P. Tewari & Skoropad	Bhattacharjee <i>et al.</i> , (1982)
<i>G. decipiens</i> I.R. Hall & L.K. Abbott ^{1,2}	Hall & Abbott (1984)
<i>G. gigantea</i> (T.H. Nicholson & Gerd.) Gerd. & Trappe ²	Nicolson & Gerdemann (1968) Nicolson & Gerdemann (1968)
<i>G. margarita</i> W.N. Becker & I.R. Hall ^{1,2}	Becker & Hall (1976)
<i>G. ramisporophora</i> Spain, Sieverd. & N.C. Schenck ^{1,2}	Spain <i>et al.</i> , (1989)
<i>G. rosea</i> T.H. Nicolson & N.C. Schenck ^{1,2}	Nicolson & Schenck (1979)

***Intraornatosporaceae* B.T. Goto & Oehl**

***Intraornatospora* B.T. Goto, Oehl & G.A. Silva**

<i>I. intraornata</i> (B.T. Goto & Oehl) B.T. Goto, Oehl & G.A. Silva ^{1,2}	Goto <i>et al.</i> , 2009 Goto <i>et al.</i> , 2012
--	--

***Paradentiscutata* B.T. Goto, Oehl & G.A. Silva**

<i>P. baiana</i> Oehl, Magna, B.T. Goto & G.A. Silva, ²	Goto <i>et al.</i> , 2012
<i>P. maritima</i> B.T. Goto, D.K. Silva, Oehl & G.A. Silva	Goto <i>et al.</i> , 2012

***Pacisporaceae* C. Walker, Błaszk., A. Schüßler & Schwarzott**

***Pacispora* Sieverd. & Oehl**

<i>P. boliviana</i> Sieverd. & Oehl ¹	Oehl & Sieverding (2004)
<i>P. chimonobambusae</i> (C.G. Wu & Y.S. Liu) Sieverd. & Oehl ex C Walker, Vestberg & Schuessler	Oehl & Sieverding (2004) Walker <i>et al.</i> , (2007b)
<i>P. coralloidea</i> Sieverd. & Oehl	Oehl & Sieverding (2004)
<i>P. franciscana</i> Sieverd. & Oehl	Oehl & Sieverding (2004)
<i>P. patagonica</i> (Novas & Francchia) C Walker, Vestberg & Schüssler	Novas <i>et al.</i> , (2005) Walker <i>et al.</i> , (2007b)
<i>P. robigina</i> Sieverd. & Oehl	Oehl & Sieverding (2004)
<i>P. scintillans</i> (S.L. Rose & Trappe) Sieverd. & Oehl ex C Walker, Vestberg & Schuessler ¹	Oehl & Sieverding (2004) Walker <i>et al.</i> , (2007b)

Paraglomeraceae J.B. Morton & D. Redecker

Paraglomus Morton & Redecker

<i>P. albidum</i> (C. Walker & L.H. Rhodes) Oehl, F.A. Souza, G.A. Silva & Sieverd. ^{1,2}	Walker & Rhodes (1961) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)
<i>P. laccatum</i> (Błaszk.) C. Renker, Błaszk. & F. Buscot ²	Błaszkowski (1988) Renker <i>et al.</i> , (2007)
<i>P. lacteum</i> (S.L. Rose & Trappe) Oehl, F.A. Souza, G.A. Silva & Sieverd.	Rose & Trappe (1980) Oehl <i>et al.</i> , (2011a)
<i>P. brasilianum</i> (Spain & J. Miranda) J.B. Morton & D. Redecker ²	Spain & Miranda (1986) Morton & Redecker (2001)
<i>P. majewskii</i> Błaszk. & Kovács	Błaszkowski <i>et al.</i> , (2012)
<i>P. occultum</i> (C. Walker) J.B. Morton & D. Redecker ²	Walker (1982) Morton & Redecker (2001)

Racocetraceae Oehl, Sieverd. & F.A. Souza

Cetraspora Oehl, F.A. de Souza & Sieverd.

<i>C. armeniaca</i> (Błaszk.) Oehl, F.A. de Souza & Sieverd.	Błaszkowski (1992) Oehl <i>et al.</i> , (2008)
<i>C. nodosa</i> (Błaszk.) Oehl, G.A. Silva, B.T. Goto & Sieverd.	Oehl <i>et al.</i> , (2011e)
<i>C. gilmorei</i> (Trappe & Gerd.) Oehl, F.A. de Souza & Sieverd. ^{1,2}	Gerdemann & Trappe (1974) Oehl <i>et al.</i> , (2008)
<i>C. helvetica</i> Oehl, J. Jansa, F.A. Souza, G.A. Silva	Oehl <i>et al.</i> , (2010)
<i>C. pellucida</i> (T.H. Nicolson & N.C. Schenck) Oehl, F.A. de Souza & Sieverd. ^{1,2}	Nicolson & Schenck (1979) Oehl <i>et al.</i> , (2008)
<i>C. spinosissima</i> (C. Walker & Cuenca) Oehl, F.A. de Souza & Sieverd.	Walker <i>et al.</i> , (1998) Oehl <i>et al.</i> , (2008)
<i>C. striata</i> (Cuenca & R.A. Herrera) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.	Cuenca & Herrera-Peraza (2008) Oehl <i>et al.</i> , (2011)

Racocetra Oehl, F.A. de Souza & Sieverd.

<i>R. alborosea</i> (Ferrer & R.A. Herrera) Oehl, F.A. de Souza	Ferrer & Herrera (1980)
---	-------------------------

& Sieverd.	Oehl <i>et al.</i> , (2008)
<i>R. beninensis</i> Oehl, Tchabi & Lawouin	Tchabi <i>et al.</i> , (2009)
<i>R. castanea</i> (C. Walker) Oehl, F.A. de Souza & Sieverd. ²	Walker <i>et al.</i> , (1993) Oehl <i>et al.</i> , (2008)
<i>R. coralloidea</i> (Trappe, Gerd. & I. Ho) Oehl, F.A. de Souza & Sieverd. ²	Koske & Walker (1985) Gerdemann & Trappe (1974)
<i>R. fulgida</i> (Koske & C. Walker) Oehl, F.A. de Souza & Sieverd. ^{1,2}	Koske & Walker (1986a) Oehl <i>et al.</i> , (2008)
<i>R. gregaria</i> (N.C. Schenck & T.H. Nicolson) Oehl, F.A. de Souza & Sieverd. ^{1,2}	Nicolson & Schenck (1979) Oehl <i>et al.</i> , (2008)
<i>R. minuta</i> (Ferrer & R.A. Herrera) Oehl, F.A. de Souza & Sieverd.	Ferrer & Herrera (1980) Oehl <i>et al.</i> , (2008)
<i>R. persica</i> (Koske & C. Walker) Oehl, F.A. de Souza & Sieverd. ^{1,2}	Koske & Walker (1985) Oehl <i>et al.</i> , (2008)
<i>R. tropicana</i> , Oehl, B.T.Goto & G.A.Silva	Goto <i>et al.</i> , (2011)
<i>R. undulata</i> T.C. Lin & C.H. Yen	Chao-Lin & Her Yen (2011)
<i>R. verrucosa</i> (Koske & C. Walker) Oehl, F.A. de Souza & Sieverd. ^{1,2}	Koske & Walker (1985) Oehl <i>et al.</i> , (2008)
<i>R. weresubiae</i> (Koske & C. Walker) Oehl, F.A. de Souza & Sieverd. ^{1,2}	Koske & Walker (1986a) Oehl <i>et al.</i> , (2008)
Saculosporaceae Oehl, Sieverd., G.A. Silva, B.T. Goto, I.C. Sánchez & Palenzuela	
Saculospora Oehl, Sieverd., G.A. Silva, B.T. Goto, I.C. Sánchez & Palenzuela	
<i>S. baltica</i> (Blaszk., Madej & Tadych) Oehl, Palenzuela, I.C. Sánchez, B.T. Goto, G.A. Silva & Sieverd.	Blaszkowski <i>et al.</i> , (1998) Oehl <i>et al.</i> , (2011d)
Scutellosporaceae Sieverd., F.A. Souza & Oehl	
Orbispora Oehl, G.A. Silva & D.K. Silva	
<i>O. pernambucana</i> (Oehl, D.K. Silva, N. Freitas, L.C. Maia) Oehl, G.A.Silva & D.K. Silva ^{1,2}	Alves da Silva <i>et al.</i> , (2008) Oehl <i>et al.</i> , (2011b)
<i>O. projecturata</i> (Kramad. & C. Walker) Oehl, G.A. Silva & D.K. Silva	Kramadibrata <i>et al.</i> , (2000) Oehl <i>et al.</i> , (2011b)
Scutellospora (Walker & Sanders) emend. Oehl, F.A. de Souza & Sieverd.	
<i>S. arenicola</i> Koske & Halvorson	Koske & Halvorson (1989)
<i>S. aurigloba</i> (I.R. Hall) C.Walker & F.E. Sanders ^{1,2}	Hall (1977) Walker & Sanders (1986)
<i>S. calospora</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) C. Walker & F.E. Sanders ^{1,2}	Nicolson & Gerdemann (1968) Koske & Walker (1986a)
<i>S. crenulata</i> R.A. Herrera-Peraza, Cuenca & C. Walker ¹	Herrera-Peraza <i>et al.</i> , (2001)

<i>S. dipapillosa</i> (C. Walker & Koske) C. Walker & F.E. Sanders	Koske & Walker (1985) Walker & Sanders (1986)
<i>S. dipurpurescens</i> J.B. Morton & Koske ^{1,2}	Morton & Koske (1988)
<i>S. tricalypta</i> (R.A. Herrera & Ferrer) C. Walker & F.E. Sanders	Ferrer & Herrera (1980) Walker & Sanders (1986)