

Renata Gomes de Souza

**DIVERSIDADE E POTENCIAL DE INFECTIVIDADE DE FUNGOS
MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM ÁREAS DE CAATINGA, NA
REGIÃO DE XINGÓ, ESTADO DE ALAGOAS, BRASIL**

Recife

2002

Renata Gomes de Souza

**DIVERSIDADE E POTENCIAL DE INFECTIVIDADE DE FUNGOS
MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM ÁREAS DE CAATINGA, NA
REGIÃO DE XINGÓ, ESTADO DE ALAGOAS, BRASIL**

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

Orientadora: Leonor Costa Maia.

Conselheira: Sandra Farto Botelho Trufem.

Recife

2002

FICHA DE APROVAÇÃO

Dissertação Defendida e Aprovada pela Banca Examinadora

Dr^a . Leonor Costa Maia (Orientadora)
(Dept^o de Micologia - UFPE)

Dr^a . Sandra Farto Botelho Trufem
(Instituto de Botânica de São Paulo)

Dr. Delson Laranjeira
(Dept^o de Agronomia - UFRPE)

Aprovada em ___ / ___ /2002

“O CATADOR

Um homem catava pregos no chão.

Sempre os encontrava deitados de comprido,

ou de lado,

ou de joelhos no chão.

Nunca de ponta.

Assim eles não furam mais – o homem pensava.

Eles não exercem mais a função de pregar.

São patrimônios inúteis da humanidade.

Ganharam o privilégio do abandono.

O homem passava o dia inteiro nessa função de catar
pregos enferrujados.

Acho que essa tarefa lhe dava algum estado.

Estado de pessoas que se enfeitam de trapos.

Catar coisas inúteis garante a soberania do Ser.

Garante a soberania de Ser mais do que Ter.”

Manoel de Barros

AGRADECIMENTOS

A tudo e a todos, especialmente aos meus pais.

À Prof^a .Leonor Costa Maia pela orientação e apoio no desenvolvimento do trabalho.

À Prof^a . Sandra F. B. Trufem, pela ajuda na identificação das espécies de FMA.

À Prof^a . Margareth Sales pela identificação das espécies vegetais.

Aos bolsistas Joana Angélica C. Brandão e Nicácio de Freitas pela ajuda na avaliação das amostras.

A Gladstone Alves da Silva pela grande ajuda em todas as etapas do trabalho.

A Adriana Y. Melo e Bruno Tomio, pelo auxílio na identificação das espécies de FMA.

À equipe do laboratório, pelo apoio e sugestões.

Aos amigos do curso de Pós-Graduação.

Aos professores do programa de Pós-Graduação em especial as Prof^{as} s. Maria Auxiliadora Q. Cavalcanti e Luzinete A. Queiroz.

À equipe do Programa de Biodiversidade e da Sementeira do Projeto Xingó, pelo auxílio na definição das áreas e coletas das amostras.

Aos professores: Everardo Sampaio (Dept^o de Energia Nuclear -UFPE), Luiz Bezerra (EMBRAPA – SOLOS, PE) e Uided Maaze T. Cavalcante (Dept^o de Microbiologia -UFRPE) pelas sugestões ao trabalho.

Lista de Tabelas

	Pág.
Tabela 1. Características químicas e físicas de solos das áreas experimentais, nos municípios de Piranhas e Olho d'Água do Casado, Alagoas.....	47
Tabela 2. Plantas coletadas nos municípios de Piranhas e Olho d'Água do Casado nos períodos seco (PS) e chuvoso (PC), com respectivos percentuais de colonização e número de esporos de FMA na rizosfera.....	48
Tabela 3. Densidade de esporos de FMA nas subáreas dos municípios de Piranhas e Olho d'Água do Casado, Alagoas, nos períodos seco e chuvoso.....	50
Tabela 4. Número Mais Provável (NMP) de propágulos infectivos de FMA.g ⁻¹ de solo nas subáreas dos municípios de Piranhas e Olho d'Água do Casado, Alagoas, nos períodos seco e chuvoso.....	51
Tabela 5. Espécies de FMA isoladas do solo das áreas experimentais nos municípios de Piranhas e Olho d'Água do Casado, Alagoas, nos períodos seco (PS) e chuvoso (PC).....	51
Tabela 6. Índice de similaridade de espécies de FMA entre as áreas experimentais nos municípios de Piranhas e de Olho d'Água do Casado, Alagoas.....	53
Tabela 7. Registro de ocorrência das espécies identificadas nas áreas de Piranhas e Olho d'Água do Casado, em outros ecossistemas do Brasil.....	59

Lista de Figuras

	Pág.
Figura 1. Precipitação média mensal (mm) no período de março/2000 a março/2001, nos municípios de Piranhas e Olho d'Água do Casado, Alagoas.....	43
Figura 2. Colonização micorrízica em raízes de plantas coletadas nos municípios de Piranhas e Olho d'Água do Casado, Alagoas.....	49
Figura 3. Fotomicrografias de esporos de FMA.....	52

SUMÁRIO

	Pág.
Agradecimentos	v
Lista de Figuras	vi
Lista de Tabelas	vii
Resumo	09
Introdução	10
Revisão de Literatura	12
Referências Bibliográficas	25
Artigo – Diversidade e potencial de infectividade de fungos micorrízicos arbusculares em áreas de caatinga na região de Xingó, Estado de Alagoas, Brasil	
Abstract.....	39
Resumo.....	40
Introdução.....	41
Material e métodos.....	42
Resultados.....	47
Discussão.....	53
Conclusões.....	63
Agradecimentos.....	63
Referências Bibliográficas.....	64
Anexos	

RESUMO

Para avaliação da diversidade e potencial de infectividade de fungos micorrízicos arbusculares (FMA) em áreas de caatinga, foram definidas subáreas com vegetação típica, em duas fazendas, Piranhas e Olho d'Água do Casado (Alagoas). Foram avaliados número de esporos, número mais provável (NMP) de propágulos infectivos de FMA, colonização das plantas e identificados os FMA. Coletas de solo e plantas foram realizadas em agosto/2000 (período seco) e março/2001 (período chuvoso). Para identificação e determinação da riqueza de espécies de FMA foram realizados ciclos de multiplicação de esporos em cultura armadilha. As subáreas de Piranhas apresentam solos mais pobre em fósforo (5 e 6 mg.dm⁻³) do que as de Olho d'Água do Casado (P >40 mg.dm⁻³). Foram identificados 24 táxons de FMA, com maior representatividade de Acaulosporaceae e Glomaceae. O índice de similaridade de espécies de FMA entre as áreas foi de $\cong 53$ %. Nas subáreas de Piranhas houve maior densidade de esporos no período seco, menor NMP de propágulos infectivos nos dois períodos e maior riqueza de espécies de FMA (19), em relação a Olho d'Água do Casado, possivelmente devido ao elevado nível de P neste local. A colonização micorrízica das plantas não variou entre os períodos, mantendo-se em torno de 20%. Relação inversa entre número de esporos e de propágulos infectivos foi observada em Olho d'Água do Casado, sugerindo a existência de diferentes mecanismos de sobrevivência dos FMA. Fatores edafoclimáticos, juntamente com a cobertura vegetal, estão relacionados com a adaptação e/ou tolerância dos FMA às condições semi-áridas.

INTRODUÇÃO

As micorrizas arbusculares são associações simbióticas formadas entre plantas dos grupos das angiospermas, gimnospermas, pteridófitas e algumas briófitas e fungos micorrízicos arbusculares (FMA) (Harrison, 1999). A história evolutiva desta associação foi evidenciada com a descoberta de fóssil do período Ordoviciano, de 460 milhões de anos atrás, sugerindo que a origem dos FMA coincide com a colonização da terra pelas plantas (Stürmer, 1999).

Os FMA constituem a ordem Glomales (Zygomycetes) caracterizada pelo hábito simbiótico obrigatório e a formação de arbúsculos no interior das células corticais de raízes das plantas hospedeiras (Morton & Benny, 1990). A simbiose é estabelecida quando ocorre a troca bidirecional de nutrientes entre o fungo e o hospedeiro, este fornecendo fotossintatos em troca de nutrientes, absorvidos do solo pelo fungo (Smith & Read, 1997). Embora o principal efeito da micorriza sobre o hospedeiro seja nutricional, a interação entre FMA e hospedeiro é um processo complexo que envolve outros fatores tais como clima, principalmente temperatura e umidade, e as condições químicas, físicas e microbiológicas dos solos (Miller & Kling, 2000).

As regiões semi-áridas são caracterizadas pela flutuação sazonal do regime de chuvas, com períodos prolongados de seca afetando o crescimento das plantas e a conseqüente diminuição da biomassa verde (Schmidt & Karnieli, 2000). Nestas regiões, a baixa fertilidade dos solos e o déficit hídrico acarretam elevada dependência das plantas aos FMA (Roldan-Fajardo, 1994), estando a eficiência da simbiose relacionada com o grau de dependência micorrízica das plantas, com a densidade de propágulos de FMA no solo e as condições ambientais (Siqueira & Klauberg Filho, 2000).

Foi objetivo deste trabalho verificar a ocorrência de FMA em áreas de caatinga do semi-árido brasileiro, determinando a riqueza e a similaridade das espécies entre as áreas, a densidade de esporos, o potencial de infectividade de propágulos e a colonização micorrízica das plantas, verificando a influência das condições edafoclimáticas sobre a distribuição desses fungos.

REVISÃO DE LITERATURA

Micorrizas arbusculares

Micorrizas são associações entre fungos do solo e raízes de plantas. Na simbiose ocorre transferência bi-direcional de nutrientes entre a planta e o fungo; este absorve nutrientes do solo e os transfere para as raízes, em troca de fotossintatos (Harrison, 1999). Dentre os benefícios produzidos pelas micorrizas este pode ser o mais importante para a sobrevivência e o desenvolvimento da comunidade vegetal, principalmente quando o fator limitante é a fertilidade do solo (Pedersen & Sylvia, 1996), sendo poucos os tipos de sistemas que podem suportar plantas não micorrizadas (Fitter & Merryweather, 1992).

As micorrizas são importantes não só por promover a interface entre a planta e o ambiente físico (fonte de minerais essenciais), mas também entre a planta e o ambiente biológico, conferindo às plantas maior resistência e tolerância a estresses bióticos e abióticos (Schreiner *et al.*, 1997). Além disso, influenciam a ciclagem de nutrientes e a estrutura dos solos, bem como a diversidade das plantas (Miller & Kling, 2000). Entre os diversos tipos de micorrizas, as arbusculares, formadas por fungos da ordem Glomales (Zygomycetes), são de particular importância nos trópicos, onde estão melhor distribuídas e ocorrem com maior frequência (Smith & Read, 1997).

Vários estudos mostram a história evolutiva das micorrizas arbusculares (MA) e sua importância na colonização da terra pelas plantas (Stürmer, 1999; Wilkinson, 2001). A descoberta de fóssil do período Ordoviciano há 460 milhões de anos, com presença de hifas e esporos semelhantes os do atual gênero *Glomus*, sugere a antecedência destes

fungos às primeiras plantas vasculares. É provável que desde então, os FMA tenham estabelecido associação micorrízica com as briófitas, que foram as primeiras plantas terrestres (Stürmer, 1999). Reforçando esta hipótese, Simon *et al.* (1993), com base na seqüência de nucleotídeos do DNAr 18s de algumas espécies de FMA, sugerem que a origem desses fungos coincide com o período em que teve início a colonização da terra pelas plantas.

Usando evidências de um fóssil do período Ordoviciano, Redecker e colaboradores sugeriram, com base na construção de uma árvore filogenética, que os Glomales surgiram há cerca de 600 milhões de anos, salientando o papel importante do mutualismo na ecologia e evolução das plantas terrestres (Wilkinson, 2001).

Estudando aspectos filogenéticos e ecológicos do micotrofismo em angiospermas, Trappe (1987) estimou que 95% das famílias de plantas vasculares têm representantes formando micorrizas e levantou três hipóteses em relação à evolução do micotrofismo das plantas: a) as associações simbióticas arbusculares, formadas por Zygomycetes, são mais primitivas e as associações endo-ectomicorrízicas, formadas por Ascomycetes e Basidiomycetes, são mais evoluídas, devido à presença destas associações em hospedeiros mais desenvolvidos; b) o micotrofismo facultativo e o autotrofismo presentes nas espécies de *Gramíneas* conferem a estas um caráter mais evoluído, pelo fato de apresentarem sistema radicular bem desenvolvido e freqüente ausência de colonização fúngica; c) as plantas vasculares terrestres evoluíram por meio de uma associação trófica com fungos primitivos e seguem no processo de evolução com tipos mais avançados de associação fúngica, para uma definitiva independência dos fungos.

Para Allen (1991), os habitats com maior presença de associações endo-ectomicorrízicas e plantas não micotróficas tendem a ser mais especializados e são mais recentes na história evolutiva da terra, sendo o micotrofismo de certos grupos de plantas influenciado pelos fatores do ambiente e competitividade nutricionais. No processo de sucessão da vegetação, as plantas não micotróficas possuem superioridade adaptativa

pela sua habilidade de viverem sem os FMA, porém apresentam relativa inabilidade de competir em ecossistemas naturais (Reeves *et al.*, 1979).

A importância ecológica das micorrizas se dá preferencialmente pela proteção aos indivíduos e aos ecossistemas em estágios avançados de sucessão vegetal, do que pelo aumento da produtividade de uma planta individual ou de um ecossistema, sendo a atividade micorrízica considerada mais importante para a produtividade dos ecossistemas em estágio inicial de sucessão (Pankow *et al.*, 1991). Segundo Johnson *et al.* (1991), a interação entre propriedades do solo, produtividade de plantas e densidade de FMA está relacionada com o estágio de sucessão vegetal.

O micotrofismo de certas plantas parece ser de natureza evolucionária ainda desconhecida. No entanto, alguns fatores responsáveis pelo não micotrofismo podem ser resultado de produção e acúmulo de compostos fungistáticos no córtex das raízes, como compostos aromáticos em leguminosas e glicosinolatos nas crucíferas; quantidade insuficiente de exudatos ou de alguns componentes destes; ausência de fatores químicos estimulantes que atuam como sinais moleculares ou mediadores nutricionais; barreira física ou química na parede celular, impedindo o reconhecimento e aderência do fungo às raízes (Siqueira, 1994).

Os FMA são cosmopolitas de larga distribuição no globo terrestre, porém a temperatura parece ser um dos fatores limitante na ocorrência destes fungos. Acredita-se que a existência de um gradiente latitudinal atue como regulador de distribuição, considerando-se também o pH, a fertilidade do solo e a cobertura vegetal (Stürmer, 1999).

De acordo com Allen *et al.* (1995), a riqueza de espécies de plantas aumenta ao longo do gradiente dos pólos para os trópicos, porém a distribuição e a diversidade de espécies de FMA não estão necessariamente relacionadas com a diversidade de plantas. Esses autores sugerem que os fungos ectomicorrízicos e micorrízicos arbusculares estão distribuídos de acordo com o bioma, predominando as micorrizas arbusculares nas regiões tropicais e subtropicais, e as ectomicorrizas nas regiões temperadas.

Diversidade Vegetal e de FMA

Os FMA estabelecem associação simbiótica com raízes de angiospermas, gimnospermas e pteridófitas (Harley & Smith, 1983), e são considerados importantes organismos da microbiota do solo, pois desempenham papel importante na funcionalidade e sustentabilidade de diversos ecossistemas (Allen *et al.*, 1995; van der Heijden *et al.*, 1998).

A atividade micorrízica é essencial para a manutenção da diversidade de plantas, pois favorece o aumento da biomassa das plantas não dominantes, contribuindo assim para a estabilidade e manutenção dos ecossistemas naturais (Grime *et al.*, 1988).

Segundo Bowen (1980), a metade da região tropical é marcada por áreas com estações de chuva e seca bem definidas, um quarto apresenta áreas com elevada distribuição de chuvas e o restante é árido ou semi-árido. As regiões semi-áridas são caracterizadas pela flutuação sazonal do regime de chuvas com períodos prolongados de seca afetando o crescimento das plantas e a conseqüente diminuição da biomassa verde (Schmidt & Karnieli, 2000).

Nas regiões áridas e semi-áridas, a baixa fertilidade dos solos acarreta elevada dependência das plantas aos FMA (Roldan-Fajardo, 1994). O estresse hídrico e a deficiência de nutrientes no solo são fatores limitantes para o crescimento das plantas. Assim, o micélio extracelular dos FMA tem função direta na absorção e translocação de nutrientes e água para as plantas, possibilitando o estabelecimento da vegetação (Tarafdar & Praveen-Kumar, 1996), favorecendo a retenção de umidade, estabilidade e agregação das partículas do solo e reduzindo os riscos de erosão (Pankow *et al.*, 1991; Sylvia, 1992; Augé *et al.*, 2001). Como evidenciado por Ruiz-Lozano & Azcón (1995), as MA são mais importantes para o crescimento das plantas em condições de baixa umidade do solo do que em solos de umidade adequada, trazendo assim maior benefício em ambientes áridos e semi-áridos.

No mundo, vários ecossistemas encontram-se em estádios avançados de degradação, causados pelo desmatamento das florestas, práticas

agrícolas intensivas e uso contínuo e inadequado dos recursos naturais. Portanto, as comunidades de microrganismos e os processos por elas desencadeados, precisam ser estudados não apenas para se conhecer os indivíduos e respectivas funções, mas também os efeitos dos distúrbios ou estresses ambientais sobre tais comunidades (Kennedy & Smith, 1995).

Atualmente tem sido dada a devida atenção aos FMA pelo potencial que estes apresentam em aumentar a resistência e/ou a tolerância das plantas a solos contaminados com metais pesados e na recuperação de ecossistemas naturais degradados (Dodd, 1999). Por outro lado, o papel ecológico da diversidade dos FMA em ecossistemas naturais continua pouco estudado (Sanders *et al.*, 1996).

No Nordeste do Brasil, a região semi-árida ocupa cerca de 800.000 km², totalizando 11% do território nacional (Drumond *et al.*, 2000). Nesta região prevalece o clima semi-árido que é caracterizado pelo alto potencial de evapotranspiração (2000 mm por ano), precipitação média de 700 mm por ano (mínima de 300 e máxima de 1000 mm) concentradas em 3 a 5 meses do ano e temperatura média de 23 a 27 °C (Sampaio, 1995). A região situa-se sobre um complexo mosaico geológico cristalino (50% da área) e sedimentar, com tipos de solos com características extremamente diferentes (Sampaio, 1995). A vegetação típica é a caatinga, caracterizada pela formação de floresta seca composta de vegetação xerófila de porte arbóreo, arbustivo e herbáceo, com grande variação de fisionomia e flora. A flora nativa inclui elevada diversidade de espécies, predominando representantes das famílias Caesalpinaceae, Mimosaceae, Euphorbiaceae, Fabaceae e Cactaceae (Drumond *et al.*, 2000). Na caatinga, 80% da vegetação está em processo sucessional e cerca de 40% das plantas estão em estado pioneiro de sucessão secundária (Drumond *et al.*, 2000). Segundo Sampaio *et al.* (1994), a riqueza florística da região semi-árida nordestina pode ficar entre 4000 e 5300 espécies.

A caatinga, bioma único no mundo, encontra-se hoje em acentuado processo de desertificação e comprometimento da biodiversidade, ocasionado principalmente pelo modelo extrativista predatório e uso inadequado dos recursos naturais (Drumond *et al.*, 2000). Segundo o mesmo autor, a desertificação no semi-árido nordestino já está presente em

aproximadamente 15% da área. O processo de desertificação resulta da redução de produção vegetal, acarretando mudanças no clima e nas mais variadas interações que ocorrem no solo com conseqüente e muitas vezes irreparável perda da biodiversidade (Skujins & Allen, 1986).

Os FMA são classificados como Zygomycetes da ordem Glomales, a qual abriga todos os fungos simbióticos do solo que formam arbúsculos no interior de células corticais de raízes de plantas terrestres (Morton & Benny, 1990). O número de espécies em Glomales, aproximadamente 150 (Schenck & Pérez, 1990), é considerado baixo, quando comparado com o de outros fungos simbiontes e espécies de plantas. Esta diferença pode ser atribuída aos aspectos de: evolução; reprodução assexuada; dependência do fungo pela raiz da planta para completar o ciclo de vida; não especificidade dos FMA em relação ao hospedeiro e, possivelmente, aos poucos estudos de diversidade destes fungos (Allen *et al*, 1995; Siqueira & Klauberg Filho, 2000).

Quando revisaram taxonomicamente os FMA, Morton & Benny (1990) dividiram a ordem em duas subordens, três famílias e seis gêneros levando em consideração a gênese dos esporos: Gigasporaceae (*Gigaspora* e *Scutellospora*); Acaulosporaceae (*Acaulospora* e *Entrophospora*) e Glomaceae (*Glomus* e *Sclerocystis*). Morton & Redecker (2001) propuseram modificações com base no polifiletismo dos componentes deste grupo, considerando as seguintes subordens, famílias e gêneros: a) Glomineae, com as famílias Paraglomaceae (*Paraglomus*), Archaeosporaceae (*Archaeospora*), Acaulosporaceae (*Entrophospora* e *Acaulospora*), Glomaceae (*Glomus*) e b) Gigasporineae, com a família Gigasporaceae (*Gigaspora* e *Scutellospora*). O gênero *Sclerocystis* foi extinto, com as suas espécies colocadas em sinónmia ou passando para o gênero *Glomus*.

Atualmente a classificação taxionômica das espécies de Glomales tem sido fundamentada nas características morfológicas, bioquímicas e moleculares das estruturas subcelulares dos esporos. No entanto, vários pontos devem ser considerados quando a identificação taxionômica, baseada apenas na morfologia dos esporos, é usada para descrever a diversidade de FMA. Primeiramente, a densidade relativa dos esporos não reflete a importância funcional e a biomassa relativa destes fungos no solo,

ou seja, a densidade de esporos não está necessariamente relacionada com o nível de colonização das raízes, quantidade e distribuição das hifas no solo (Douds Jr & Millner, 1999). Outros aspectos importantes considerados por Morton (1993) são as dificuldades para se identificar esporos recém coletados do campo, devido à baixa esporulação de algumas espécies e quando as paredes dos esporos estão deterioradas ou parasitadas por outros microrganismos.

Vários são os métodos para detectar táxons ou grupos taxionômicos de FMA nas raízes e no solo. Para determinação da composição de espécies são necessárias repetidas coletas de solo e multiplicação dos esporos para aumento de esporulação, principalmente nas regiões áridas, onde altos percentuais de espécimes não esporulantes podem ocorrer (Stutz *et al.*, 2000). Para melhor identificação de esporos coletados diretamente do campo, esses devem ser isolados, agrupados e multiplicados. Entretanto, alguns problemas podem surgir: falha na germinação, na colonização das raízes e colonização sem esporulação. Outro ponto importante quanto à multiplicação dos esporos em potes é que os dados obtidos só produzem a informação da presença das espécies no solo, não fornecendo índice de abundância relativa dos mesmos em campo.

Para Allen *et al.* (1995), o padrão de diversidade de FMA não segue o padrão de diversidade das plantas, estando a adaptação destes fungos ao ambiente muitas vezes relacionada com a planta hospedeira, sugerindo que aspectos da fisiologia e genética, juntamente com a planta e o ambiente, regulam essa diversidade.

O papel dos FMA em diversos ecossistemas ainda é pouco estudado devido à carência de bases teóricas quanto à diversidade e similaridade destes fungos nas diversas interações biológicas que ocorrem na natureza (Morton, 1990). A diversidade de espécies de FMA é maior em ecossistemas naturais, devido à grande variedade de espécies vegetais, estando a manutenção da diversidade relacionada com a dependência das plantas à micorrização e à taxa de crescimento do fungo (Bever *et al.*, 1996). Em agrossistemas a diversidade é menor, em razão das intensivas práticas agronômicas, caracterizadas pela predominância da monocultura, uso intensivo do solo e retirada da cobertura vegetal (Sieverding, 1991).

Mesmo assim foram registradas: 15 espécies de FMA na rizosfera de bananeira, *Musa* sp. (Melo *et al.*, 1997), 16 na de milho, *Zea mays* L. (Maia & Trufem, 1990), 20 espécies em cafezais, *Coffea arábica* L. (Bolaños *et al.*, 2000), 11 associadas a uma cultivar de limão, *Citrus volkameriana* Tan. e Pasq. (Fidelibus *et al.*, 2000), 12 associadas a culturas de mandioca, *Manihot esculenta* Crantz e laranja, *Citrus sinensis* L., 15 a cana-de-açúcar, *Saccharum officinarum* L. e algodão, *Gossypium hirsutum* L. (Trufem & Bononi, 1985), 17 em plantações de *Terminalia* sp., no Cameroon (Mason *et al.*, 1992) e 15 em solos agrícolas, na Pensilvânia, associados a milho e soja, *Glycine max* (L.) Merr.(Snyder *et al.*, 2001).

A diversidade de FMA em ecossistemas naturais também vem sendo registrada. No Brasil, foram identificadas 21 espécies em área de caatinga degradada ou não por mineração, na Bahia (Silva *et al.*, 2001), 16 espécies associadas à vegetação de cerrado (Schenck & Siqueira, 1987), 12 em solos de dunas na ilha de Santa Catarina (Stürmer & Bellei, 1993), 21 na Ilha dos Eucaliptos, represa do Guarapiranga, São Paulo (Gomes & Trufem, 1998) e 22 em áreas de mata ciliar na região de São Paulo (Carrenho *et al.* 2001). Em áreas pertencentes ao Parque Estadual da Ilha do Cardoso, 24 espécies foram registradas no litoral arenoso (Trufem *et al.*, 1994), 35 em mata tropical úmida (Trufem, 1990), 14 em solos de dunas (Trufem *et al.*, 1989) e 47 em área de restinga (Trufem, 1995).

No Japão, 13 morfotipos de esporos de FMA foram associados à vegetação de pasto (Murakoshi *et al.*, 1998). Nos Estados Unidos, Bever *et al.* (1996) encontraram 23 espécies de FMA associadas à vegetação de pasto, Walker *et al.* (1982) registraram respectivamente 10 e 12 espécies de FMA em diferentes locais do Estado de Iowa e Koske & Halvorson (1980) mencionaram seis espécies em dunas, na Ilha de Rhode. Na Venezuela, 24 espécies foram identificadas em áreas impactadas e revegetadas (Cuenca *et al.*, 1998). Allen *et al.* (1998) encontraram 15 espécies de FMA associadas a florestas decíduas no México, dentre elas *Glomus tenebrosum* (Thaxter) Berch, *G. magnicaule* Hall, *G. gerdemannii* Rose, Daniels & Trappe, *G. geosporum* (Nicolson & Gerdemann) Walker, *Sclerocystis rubiformis* Gerdemann & Trappe, *S. clavisporea* Trappe, *Scutellospora pellucida* (Nicolson & Schenck) Walker & Sanders, além de outras espécies de

Glomus, *Scutellospora* e *Acaulospora* não identificadas. Em Cuba, Herrera & Ferrer (1980) encontraram, em ecossistemas naturais ou modificados pelo homem, 18 tipos de esporos de FMA, sendo reconhecidos entre outros, *G. mosseae* (Nicolson & Gerdemann) Gerdemann & Trappe, *G. microcarpum* Tul. & Tul, *G. fasciculatum* (Thaxter) Gerdemann & Trappe emend. Walker & Koske, *G. macrocarpum* Tul. & Tul, *G. caledonium* (Nicolson & Gerdemann) Trappe & Gerdemann, *Scutellospora calospora* (Nicolson & Gerdemann) Walker & Sanders, *S. heterogama* (Nicolson & Gerdemann) Walker & Sanders e *Sclerocystis cereioides* Berk & Broone.

Em áreas desérticas da Califórnia, Bethlenfalvay *et al.* (1983) registraram seis espécies de *Glomus* (*G. fasciculatum*, *G. epigaeum* Daniels & Trappe, *G. mosseae*, *G. intraradices* Schenck & Smith e duas novas espécies), enquanto Rose (1980) citou apenas *Glomus microcarpum*, *G. geosporum* e *G. fasciculatum*.

Em áreas semi-áridas do Senegal, Diallo *et al.* (1999) registraram nove espécies de FMA dentre elas *Glomus claroideum* Schenck & Smith, *G. intraradices*, *G. mosseae*, *Gigaspora albida* Schenck & Smith, *Scutellospora gregaria* (Schenck & Nicolson) Walker & Sanders, *S. verrucosa* (Koske & Walker) Walker & Sanders e uma *Acaulospora* sp., enquanto Diem *et al.* (1981) observaram oito espécies, dentre elas uma de *Sclerocystis*, quatro de *Gigaspora* e três de *Glomus*, não mencionando espécies de Acaulosporaceae.

Stutz & Morton (1996) encontraram 10 espécies de FMA em sucessivos potes de cultura armadilha com solos de ecossistemas áridos, sendo identificados *Glomus etunicatum* Becker & Gerdemann, *G. mosseae*, *G. spurcum* Pfeiffer, Walker & Bloss, *G. intraradices*, *G. microaggregatum* Paraglomus *occultum* (Walker) Morton & Redecker, e *Entrophospora infrequens* entre outros. Stutz *et al.* (2000) registraram 21 espécies de FMA em regiões semi-áridas da América do Norte e África, entre as quais *Acaulospora morrowiae* Spain & Schenck, *A. trappei* Ames & Linderman, *Entrophospora infrequens* (Hall) Ames & Schneider, *Gigaspora rosea* Nicolson & Schenck, *Glomus etunicatum*, *G. eburneum* Kennedy, Stutz & Morton, *G. macrocarpum*, *G. mosseae*, *G. occultum*, *G. spurcum*, *G.*

intraradices, *G. fasciculatum*, *G. microaggregatum*, sugerindo que a diversidade de FMA nessas regiões pode ser maior que a prevista.

Para a utilização efetiva dos FMA com fins agrônômicos ou conservacionistas, faz-se necessário o conhecimento sobre a diversidade e a biologia destes fungos, especialmente nos locais onde serão aplicados (Jarstfer & Sylvia, 1992). Rossman *et al.* (1998) e Palm (1999) destacam a importância do estudo da sistemática dos fungos, pois muitas vezes os resultados de pesquisas micológicas refletem decisões importantes quanto ao comércio mundial das plantas e seus produtos.

A formação e a eficiência das micorrizas arbusculares estão estritamente relacionadas com a diversidade vegetal e de FMA e com as condições ambientais (Janos, 1992), atribuindo-se aos fungos a importante função de mediadores da interação planta-solo (Schereiner *et al.*, 1997).

As características físicas e químicas dos solos são importantes fatores influenciando a composição de espécies de FMA. O alto nível de fósforo no solo pode ser fator limitante para o estabelecimento e a eficiência da simbiose, podendo influenciar negativamente a efetividade destes fungos (Vierheilig *et al.*, 2000). No entanto, Sylvia & Schenck (1983) observaram que em alguns casos a adição de fósforo pode estimular a esporulação do fungo e que algumas espécies de FMA estabelecem simbiose em ambientes com alto nível deste nutriente.

A associação entre baixo pH e fósforo no solo, sugere que a acidificação do solo na rizosfera contribui para maior absorção de fósforo pelas raízes das plantas e hifas do fungo (Xiao-Lin *et al.*, 1991). Assim, o pH do solo tem importante função na disponibilidade do fósforo do solo e sua absorção pelas plantas, além de influenciar a distribuição e a efetividade dos FMA. Hayman & Tavares (1985) observaram que algumas espécies de FMA têm distribuição limitada relacionada com determinadas faixas de pH. Green *et al.* (1976) sugeriram que a temperatura e o pH do solo são fatores limitantes da distribuição dos FMA.

Potencial de Infectividade dos FMA

O potencial de infectividade dos FMA pode ser definido como a capacidade de seus propágulos em colonizar as raízes de plantas, podendo ser mensurado pela taxa de colonização nas raízes dos hospedeiros (Brundrett & Abbott, 1995).

O grau de dependência micorrízica das plantas, a densidade de propágulos do fungo e as condições ambientais são fatores que podem interferir no estabelecimento e eficiência da simbiose (Siqueira & Klauberg Filho, 2000). A diversidade de plantas, as condições do solo e as espécies de FMA, também influenciam a formação da simbiose (Sieverding 1991).

Estudando os FMA em culturas introduzidas no cerrado, Trufem & Bononi (1985) sugeriram que as condições ecológicas são determinantes para a sobrevivência dos propágulos, que são encontrados no solo sob três formas: esporos, fragmentos de raízes micorrizadas e hifas do fungo, sendo todos importantes para a formação da micorriza (Silveira, 1992).

A densidade e o potencial de infectividade dos propágulos de FMA no solo estão relacionados indiretamente com as condições ecológicas de cada ecossistema (Maia & Trufem, 1990) e diretamente com a fisiologia do fungo (Morton, 1993).

A formação da simbiose é um processo dinâmico, onde diferentes combinações planta-fungo podem produzir efeitos diversos no desenvolvimento das plantas e na colonização das raízes. Os percentuais de colonização são obtidos pela quantidade de estruturas do fungo (vesículas, arbúsculos, hifas e esporos) no interior do córtex da raiz, sendo muitas vezes influenciados pelo grau de susceptibilidade da planta, taxa de crescimento e morfologia das raízes, assim como pelas diferentes estratégias de sobrevivência do fungo, variações ambientais e fertilidade de solo (Smith & Read, 1997).

O micélio externo do fungo é responsável não só pela absorção e transporte de nutrientes do solo para a planta, como pelo início de estabelecimento da simbiose e a produção de novos esporos (Friese & Allen, 1991; Harrison, 1999). Em ecossistemas naturais, Brundrett & Abbott (1994) atribuem a colonização das plantas à infectividade das hifas,

envolvendo uma complexa composição de espécies de FMA na formação da micorriza (McGonigle & Fitter, 1990; Clapp *et al.*, 1995). A infectividade dos fragmentos de raízes micorrizadas é influenciada pela idade e capacidade metabólica da raiz, assim como pela quantidade e presença de vesículas e esporos intra-radiculares (Silveira, 1992).

Fatores como temperatura e estresse hídrico influenciam a germinação dos esporos e podem afetar o crescimento das hifas, retardando a colonização de raízes (Jarstfer & Sylvia, 1992). Por outro lado, a presença de outros microrganismos na rizosfera também pode influenciar positiva ou negativamente a germinação dos esporos e o crescimento hifálico (Cardoso & Freitas, 1992).

O método para determinação do número mais provável (NMP) de propágulos infectivos de FMA, em solos de campo, foi utilizado por Porter (1979) como uma possível solução para os problemas encontrados quando da utilização de outros métodos para determinação de propágulos infectivos de FMA no solo. Este método possibilita quantificar o número de propágulos infectivos, consistindo na diluição em série dos propágulos de uma amostra até sua extinção completa e da observação de colonização micorrízica nas raízes (Souza & Guerra, 1998).

A extração de esporos do solo pelo método de peneiramento em via úmida (Gerdmann & Nicolson, 1963) possibilita estimar o número de esporos de FMA, porém a densidade de esporos não está diretamente correlacionada ao nível de atividade infectiva, pois muitos podem estar dormentes ou parasitados (Brundrett & Abbott, 1994). Aplicando os métodos citados, em dois tipos de solos, Porter (1979) obteve valores significativamente distintos; para um tipo de solo foram estimados 95 esporos e 279 propágulos.50.g⁻¹ de solo, para o outro foram observados 449 esporos e 752 propágulos.50.g⁻¹ de solo. O autor concluiu que esporos viáveis não dormentes, vesículas infectivas e fragmentos de hifas podem ser estimados quando se utiliza o método do NMP. No entanto, os bioensaios de NMP utilizados para determinação do total de propágulos infectivos baseados apenas na colonização das raízes do hospedeiro teste, podem falhar na detecção de esporos dormentes (An *et al.*, 1990). Embora o método do NMP forneça a densidade de propágulos infectivos de FMA de

um determinado solo, as estimativas são também dependentes das condições experimentais utilizadas, como temperatura e tempo de colheita, pois estes fatores podem afetar os resultados (Wilson & Trinick, 1982).

Avaliando a colonização e a densidade de esporos em solos tropicais de floresta úmida, Louis & Lim (1987) obtiveram maior número de esporos na estação seca, enquanto o percentual de colonização das raízes de espécies das famílias Araceae, Melastomataceae e Dennstaedtiaceae foi maior na estação chuvosa. Os autores sugeriram que a variação nos percentuais de colonização pode ser influenciada pela interação entre o estado nutricional dos solos tropicais, a planta hospedeira e o ciclo de vida dos FMA, salientando também que condições ambientais desfavoráveis podem afetar a colonização e a densidade de esporos. Trabalhando em florestas decíduas tropicais do México, Allen *et al.* (1998) observaram que as 12 espécies de plantas amostradas apresentaram atividade micorrízica arbuscular variando de acordo com a estação. Alto percentual de colonização das raízes (85%) foi observado durante a estação chuvosa, embora algumas espécies tenham apresentado elevado percentual na estação seca. Os autores observaram também diminuição na densidade de esporos (1 a $2.g^{-1}$ de solo) durante a estação seca, o que foi atribuído à baixa capacidade de sobrevivência destes durante este período. Porém, no início da estação chuvosa foi observado aumento do número de esporos (3 a $28.g^{-1}$ de solo), sugerindo a ocorrência de variação sazonal na dinâmica micorrízica em florestas decíduas.

Avaliando os efeitos da atividade mineradora sobre os FMA em área de caatinga, através do método do NMP, Silva *et al.* (2001) observaram que em geral, o número de esporos e de propágulos infectivos no solo foi inferior a $2.g^{-1}$ de solo, não ocorrendo diferenças significativas na densidade de esporos entre os períodos seco e chuvoso.

Estimando o NMP de propágulos infectivos de FMA em solos da Costa Rica, utilizando *Psidium guajava* L. e *Allium cepa* L. como hospedeiros, Fischer *et al.* (1994) obtiveram em média 57 e 63 propágulos. $100.g^{-1}$ de solo de pasto e 0,2 a 10 propágulos. $100.g^{-1}$ de solo desprovido de vegetação. Assim, o potencial de infectividade foi baixo para solos desprovidos de vegetação e médio para solos de pastos abandonados,

confirmando que a presença de FMA no solo também está relacionada com a cobertura vegetal.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALLEN, M. F. **The Ecology of Mycorrhizae**. Cambridge: Cambridge Studies in Ecology. Cambridge University Press, 1991. 184p.

ALLEN, E.B.; ALLEN, M.F.; HELM D.J.; TRAPPE, J.M.; MOLINA, R.; RINCON, E. Patterns and regulation of mycorrhizal plant and fungal diversity. **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 170, p. 47-62, 1995.

ALLEN, E.B.; RINCON, E.; ALLEN, M.F.; JIMENEZ, A.P.; HUANTE, P. Disturbance and seasonal dynamics of mycorrhizae in a tropical deciduous forest in México. **Biotropica**, Washington, v. 30, n. 2, p. 261-274, 1998.

AN, Z.-Q., HENDRIX, J.W., HERSHMAN, D.E., HENSON, G.T. Evaluation of the “most probable number” (MPN) and wet-sieving methods for determining soil-borne populations of endogonaceous mycorrhizal fungi. **Mycologia**, New York, v. 85, n. 5, p. 576-581, 1990.

AUGÉ, R.M.; STODOLA, A.J.W.; TIMS, J.E.; SAXTON, A.M. Moisture retention properties of a mycorrhizal soil. **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 230, p. 87-97, 2001.

BETHLENFALVAY, G.J.; DAKESSIAN, S.; PACOVSKY, R. S. Mycorrhizae in a southern California desert: ecological implications. **Canadian Journal of Botany**, Ottawa, v. 62, p. 519-524, 1983.

BEVER, J.D.; MORTON, J.B.; ANTONOVICS, J.; SCHULTZ, P.A. Host-dependent sporulation and species diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in a mown grassland. **Journal of Ecology**, London, v. 84, p. 71-82, 1996.

BOLAÑOS, B.M.M.; RIVILLAS, O.C.A.; SUÁREZ, V.S. Identificación de micorrizas arbusculares en suelos de la zona cafetera colombiana.

Cenicafé, Chinchina. v. 51, n. 4, p. 245-262, 2000.

BOWEN, G.D. Mycorrhizal roles in tropical plants and ecosystems. In: MIKOLA, P. **Tropical Mycorrhiza Research**. Oxford: Oxford University Press, 1980. cap. 21, p. 165-190.

BRUNDRETT, M.C.; ABBOTT, L.K. Mycorrhizal fungus propagules in the jarrah forest. I. Seasonal study of inoculum levels. **New Phytologist**, Cambridge, v. 127, p. 539-546, 1994.

BRUNDRETT, M.C.; ABBOTT, L.K. Mycorrhizal fungus propagules in the jarrah forest. II. Spatial variability in inoculum levels. **New Phytologist**, Cambridge, v. 131, p. 461-469, 1995.

CARDOSO, E.J.B.N.; FREITAS, S.S. A Rizosfera. In: CARDOSO, E.J. B.N.; TSAI, S.M.; NEVES, M.C.P. **Microbiologia do solo**. Campinas: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo 1992. cap. 4, p. 41-58.

CARRENHO, R.; TRUFEM, S.F.B.; BONONI, V.L.R. Fungos micorrízicos arbusculares em rizosferas de três espécies de fitobiontes instaladas em áreas de mata ciliar revegetada. **Acta Botanica Brasilica**, São Paulo, v. 15, n. 1, p. 115-124, 2001.

CLAPP, J.P.; YOUNG, J.P.W.; MERRYWEATHER, J.W. Diversity of fungal symbionts in arbuscular mycorrhizas from a natural community. **New Phytologist**, Cambridge, v. 130, p. 259-265, 1995.

CUENCA, G.; ANDRADE, Z.; ESCALANTE, G. Diversity of Glomalean spores from natural disturbed and revegetated communities growing on nutrient-poor tropical soil. **Soil Biology and Biochemistry**, Oxford, v. 30, p. 711-719, 1998.

DIALLO, A.T.; SAMB, P.I.; DUCOUSSO, M. Arbuscular mycorrhizal fungi in the semi-árida areas of Senegal. **European Journal of Soil Biology**, Montrouge, v. 35, n. 2, p. 65-75, 1999.

DIEM, H.G.; GUEYE, I.; GIANINAZZI-PEARSON, V.; FORTIN, J.A.; DOMMERGUES, Y.R. Ecology of VA mycorrhizae in the tropics: the semi-arid zone of Senegal. **Acta Ecologica/Ecology Plantarum**, v. 2, n. 1, p. 53-62, 1981.

DODD, J.C. Recent advances in understanding the role of arbuscular mycorrhizas in plant production. In: SIQUEIRA, J.O.; MOREIRA, F.M.S.; LOPES, A.S.; GUILHERME, L.R.G.; FAQUIN, V.; FURTINI NETO, A.E.E; CARVALHO J.G. **Inter-Relação Fertilidade, Biologia do Solo e Nutrição de Plantas** . Lavras: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 1999. p. 687- 703.

DOUDS JR, D.D.; MILLNER, P.D. Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in agroecosystems. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v. 74, p. 77-93, 1999.

DRUMOND, M.A.; KIILL, L.H.P.; LIMA, P.C.F.; OLIVEIRA, M.C.; OLIVEIRA, V.R.; ALBUQUERQUE, S.G.; NASCIMENTO, C.E.S.; CAVALCANTE, J. Estratégias para uso sustentável da biodiversidade da caatinga. In: **Workshop de avaliação e identificação de ações prioritárias para a conservação, utilização sustentável e repartição de benefícios da biodiversidade do bioma Caatinga**. 21 a 26, Maio, 2000. Petrolina, PE, 2000. 23p.

FIDELIBUS, M.W.; MARTIN, C.A.; WRIGHT, G.C.; STUTZ, J.C. Effect of arbuscular mycorrhizal (AM) fungal communities on growth of 'Volkamer' lemon in continually moist or periodically dry soil. **Scientia Horticulturae** , Amsterdam, v. 84, p. 127-140, 2000.

FISCHER, C.R.; JANOS, D.P.; PERRY, D.A.; LINDERMAN, R.G.; SOLLINS P. Mycorrhiza inoculum potentials in tropical secondary succession. **Biotropica**, Washington, v. 26, n. 4, p. 369-377, 1994.

FITTER, A.H.; MERRYWEATHER, J.W. Why are some plants more mycorrhizal than others? An ecological enquiry. In: READ, D.J.; LEWIS, D.H.; FITTER, A.H. FITTER; ALEXANDER, I. J. **Mycorrhizas in Ecosystems**. CAB Internacional, Cambridge, 1992. cap.3, p. 27-36.

FRIESE, C.F.; ALLEN, M.F. The spread of VA mycorrhizal fungal hyphae in the soil: Inoculum types and external hyphal architecture. **Mycologia**, New York, v. 83, n. 4, p. 409-418, 1991.

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

GREEN, N.E.; GRAHAM, S.O.; SCHENCK, N.C. The influence of pH on the germination of vesicular-arbuscular mycorrhizal spores. **Mycologia**, New York, v. 68, p. 929-933, 1976.

GRIME, J.P.; MACKAY, J.M.; HILLIER, S.H.; READ, D.J. Mycorrhizal infection and plant species diversity. **Nature**, London, v. 334, p. 202, 1988.

GOMES, S.P.; TRUFEM, S.F.B. Fungos micorrízicos arbusculares (Glomales, Zygomycota) na Ilha dos Eucaliptos, Represa do Guarapiranga, São Paulo, SP. **Acta Botanica Brasilica**, São Paulo, v. 12, n. 3, p. 395-401, 1998.

HARLEY, J.L.; SMITH, S.E. **Mycorrhizal Symbiosis**. London: Academic Press, 1983. 463p.

HARRISON, M.J. Molecular and cellular aspects of the arbuscular mycorrhizal symbiosis. **Annual Review of Plant Physiology & Plant Molecular Biology**, Palo Alto, v. 50, p. 361-389, 1999.

HAYMAN, D.S.; TAVARES, M. Plant growth responses to vesicular-arbuscular mycorrhiza. XV. Influence of soil pH on the symbiotic efficiency of different endophytes. **New Phytologist**, Cambridge, v. 100, p. 367-377, 1985.

HERRERA, R.A.; FERRER, R.L. Vesicular-arbuscular mycorrhiza in Cuba. In: MIKOLA, P. **Tropical Mycorrhiza Research**. Oxford: Oxford University Press, 1980. cap. 20, p. 157-162.

JANOS, D.P. Heterogeneity and scale in tropical vesicular-arbuscular mycorrhiza formation. In: READ, D.J.; LEWIS, D.H.; FITTER, A.H. FITTER; ALEXANDER, I.J. **Mycorrhizas in Ecosystems**. Cambridge: CAB International, 1992. cap. 37, p. 276-282.

JARSTFER, A.G.; SYLVIA, D.M. Inoculum production and inoculum strategies for vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. In: BLAINE METTING, F. Jr. **Soil Microbial Ecology: Application in agricultural and environmental management**. New York: Marcel Dekker, 1992. cap. 13, p. 349-377.

JOHNSON, N.C.; ZAK, D.R.; TILMAN, D.; PFLEGER, F.L. Dynamics of vesicular-arbuscular mycorrhizae during old field succession. **Oecologia**, Berlin, v. 80, p. 349-358, 1991.

KENNEDY, A.C.; SMITH, K.L. Soil microbial diversity and the sustainability of agricultural soils. **Plant and Soil**. Dordrecht, v. 170, p. 75-86, 1995.

KOSKE, R.E.; HALVORSON, W.L. Ecological studies of vesicular-arbuscular mycorrhizae in a barrier sand dune. **Canadian Journal of Botany**, Ottawa, v.59, p. 1413-1422, 1980.

LOUIS, I.; LIM, G. Spore density and root colonization of vesicular-arbuscular mycorrhizas in tropical soil. **Transactions British Mycological Society**, Cambridge, v. 88, n.2, p. 207-212, 1987.

MAIA, L.C.; TRUFEM, S.F.B. Fungos micorrízicos vesículo-arbusculares em solos cultivados no Estado de Pernambuco, Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 13, p. 89-95, 1990.

MASON, P.A.; MUSOKO, M.O.; LAST, F.T. Short-term changes in vesicular-arbuscular mycorrhizal spore populations in *Terminalia* plantations in Cameroon. In: READ, D.J.; LEWIS, D.H.; FITTER, A.H. FITTER ; ALEXANDER, I.J. **Mycorrhizas in Ecosystems**. Cambridge: CAB Internacional, 1992. cap. 35, p. 261-267.

McGONIGLE, T.P.; FITTER, A.H. Ecological specificity of vesicular-arbuscular mycorrhizal associations. **Mycological Research**, Cambridge, v. 94, n. 1, p. 120-122, 1990.

MELO, A.M.Y.; MAIA, L.C.; MORGADO, L.B. Fungos micorrízicos arbusculares em bananeiras cultivadas no vale do submédio São Francisco. **Acta Botanica Brasilica**, São Paulo, v. 11, n. 2, p. 115-121, 1997.

MILLER, R.M.; KLING, M. The importance of integration and scale in the arbuscular mycorrhizal symbiosis. **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 226, p. 295-309, 2000.

MORTON, J.B. Species and clones of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomales, Zygomycetes): their role in macro and microevolutionary processes. **Mycotaxon**, Ithaca, v. 37, p. 493-515, 1990.

MORTON, J.B.; BENNY, G.L. Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zygomycetes): a new order, Glomales, two new suborders, Glomineae and Gigasporineae, and two families, Acaulosporaceae and Gigasporaceae, with an emendation of Glomales. **Mycotaxon**, Ithaca, v. 37, p. 471-491, 1990.

MORTON, J.B. 1993. Problems and solutions for the integration of glomalean taxonomy, systematic biology, and the study of endomycorrhizal phenomena. **Mycorrhiza**, Heidelberg, v. 2, p. 97-109, 1993.

MORTON, J.B.; REDECKER, D. Two new families of Glomales, Archaeosporaceae and Paraglomaceae, with two new genera *Archaeospora* and *Paraglomus*, based on concordant molecular and morphological characters. **Mycologia**, New York, v. 93, n. 1, p. 181-195, 2001.

MURAKOSHI, T.; TOJO, M.; WALKER, C.; SAITO, M. Arbuscular mycorrhizal fungi on adjacent semi-natural grasslands with different vegetation in Japan. **Mycoscience**, Tokyo, v. 39, p. 455-462, 1998.

PALM, M.E. Mycology and world trade: a view from the front line. **Mycology**, New York, v. 91, n. 1, p. 1-12, 1999.

PANKOW, W.; BOLLER, T.; WIEMKEN, A. The significance of mycorrhizas for protective ecosystems. **Experientia**, Basel, v. 47, p. 391-394, 1991.

PEDERSEN, C.T.; SYLVIA, D.M. Mycorrhiza: ecological implications of plant interactions. In: MUKERJI, K.G. **Concepts in Mycorrhizal Research**. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers, 1996. p. 195-222.

PORTER, W.M. The most probable number method for enumerating infective propagules of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in soil. **Australian Journal of Soil Research**, Melbourne, v. 17, n. 3, p. 515-519, 1979.

REEVES, F.B.; WAGNER, D.; MOORMAN, T.; KIEL, J. The role of endomycorrhizae in revegetation practices in the semi-arid West. I. A comparison of incidence of mycorrhizae in severely disturbed vs. natural environments. **American Journal of Botany**, Columbus, v. 66, n.1, p. 6-13, 1979.

ROLDAN-FAJARDO, B.E. Effect of indigenous arbuscular mycorrhizal endophytes on the Development of six wild plants colonizing a semi-arid area in south-east Spain. **New Phytologist**, Cambridge, v. 127 p. 115-121, 1994.

ROSE, S.L. Vesicular-arbuscular endomycorrhizal associations of some desert plants of Baja California. **Canadian Journal of Botany**, Ottawa, v. 59, p. 1056-1060, 1980.

ROSSMAN, A.Y.; TULLOSS, R.E.; O'DELL, T.E.; THORN, R.G. **Protocols for an All Taxa Biodiversity Inventory of Fungi in a Costa Rican Conservation Area**. Boone, Parkway Publishers, Inc, 1998. 195p.

RUIZ-LOSANO, J.M.; AZCÓN, R. Hyphal contribution to water uptake in mycorrhizal plants as affected by the fungal species and water status. **Physiologia Plantarum**, Copenhagen, v. 95, p. 472-478, 1995.

SAMPAIO, E.V.S.B.; SOUTO, A.; RODAL, M.J.N.; CASTRO, A.A.J.F.;HAZIN, C. Caatingas e cerrados do NE – biodiversidade e ação antrópica. In: **Conferência Nacional e Seminário Latino-Americano da desertificação**. 3/1994. Fortaleza-CE. Brasília: Fundação Esquel Brasil, 1994. p. 260-275.

SAMPAIO, E.V.S.B. Overview of the Brazilian caatinga. In: BULLOCK, S.H; HAROLD, A.M.; MEDINA, E. **Seasonally dry tropical forests**. Cambridge: Cambridge University Press, 1995. cap. 3, p. 35-63.

SANDERS, I.R.; CLAPP, J.P.; WIEMKEN, A. The genetic diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in natural ecosystems – a key to understanding the ecology and functioning of the mycorrhizal symbiosis. **New Phytologist**, Cambridge, v. 133, p. 123-134, 1996.

SCHMIDT, H.; KARNIELI, A. Remote sensing of the variability of vegetation in a semi-arid environment. **Journal of Arid Environment**, London, v.45, p. 43-59, 2000.

SCHREINER, R.P.; MIHARA, K.L.; McDANIEL, H.; BETHLENFALVAY, G.J. Mycorrhizal fungi influence plant and soil functions and interations. **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 188, p. 199-209, 1997.

SCHENCK, N.C.; PÉREZ, Y. **Manual for the identification of VA mycorrhizal fungi**. Gainesville: 3 ed. Synergistic Publ., 1990. 286 p.

SCHENCK, N.C.; SIQUEIRA, J.O. Ecology of VA mycorrhizal fungi in temperate agroecosystems. In: SYLVIA, D.M.; HUNG, L.L.; GRAHAM, J.H. **Mycorrhizae in the Next Decade**. Gainesville: 7^a North American Conference on Mycorrhizae, 1987. cap. 1, p. 2-4.

SIEVERDING, E. **Vesicular-Arbuscular Mycorrhiza Management in Tropical Agrosystems**. Eschborn: Deutsche Gesellschaft Technische Zusammenarbeit (GTZ) GmbH, 1991. 371 p.

SILVA, G.A.; MAIA, L.C.; SILVA, F.S.B.; LIMA, P.C.F. Potencial de infectividade de fungos micorrízicos arbusculares oriundos de área de caatinga nativa e degradada por mineração, no Estado da Bahia, Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 24, n. 2, p. 135-143, 2001.

SILVEIRA, A.P.D. Micorrizas. In: CARDOSO, E.J.B N.; TSAI, S.M.; NEVES, M.C.P. **Microbiologia do Solo**. Campinas: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 1992. p. 257-282.

SIMON, L.; BOUSQUET, J.; LÉVESQUE, R.C.; LALONDE, M. Origin and diversification of endomycorrhizal fungi and coincidence with vascular land plants. **Nature**, London, v. 363, p. 67-69, 1993.

SIQUEIRA, J.O. Micorrizas arbusculares. In: Araújo, R.S.; Hungria, M. **Microrganismos de importância agrícola**. Brasília-DF: EMBRAPA-SPI, 1994. cap. 5, p. 152-194.

SIQUEIRA, J.O.; KLAUBERG FILHO, O. Micorrizas Arbusculares: A Pesquisa Brasileira em Perspectiva. In: NOVAIS, R.F.; ALVAREZ, V.H.; SCHAEFER, C.G.R. **Tópicos em Ciência do Solo**. Viçosa: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2000. p. 235-263.

SKUJINS, J.; ALLEN, M.F. Use of mycorrhizae for land rehabilitation. **Mircen Journal**, Oxford, v. 2, p. 161-176, 1986.

SMITH, S.E. & READ, D.J. **Mycorrhizal Symbiosis**. San Diego: 2 ed. Academic Press, Inc., 1997. 589p.

SNYDER, M.F.; DOUDS Jr., D.D.; GALVEZ, L.; PHILLIPS, J.G.; WAGONER, P.; DRINKWATER, L. MORTON, J.B. Diversity of communities of arbuscular mycorrhizal (AM) fungi present in conventional versus low-input agricultural sites in eastern Pennsylvania, USA. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 16, p. 35-48, 2001.

SOUZA, F.A.; GUERRA, J.G.M. Emprego da Técnica do Número Mais Provável (NMP) no Estudo de Populações de Fungos Micorrízicos Arbusculares (FMAs). Seropédica: Embrapa Agrobiologia, CNPAB, 1998. 34 p. (Circular Técnica, 2).

STÜRMER, S.L.; BELLEI, M.M. Composition and seasonal variation of spore populations of arbuscular mycorrhizal fungi in dune soils on the Island of Santa Catarina, Brazil. **Canadian Journal of Botany**, Ottawa, v. 72, p. 359-363, 1993.

STÜRMER, S.L. Evolução, classificação e filogenia dos fungos micorrízicos arbusculares. In: SIQUEIRA, J.O.; MOREIRA, F.M.; LOPES, S.A.; S., GUILHERME, L.R.G.; FAQUIN, V.; FURTINI NETO, A.E.; CARVALHO, J.G. **Inter-Relação Fertilidade, Biologia do Solo e Nutrição de Plantas**. Lavras: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 1999. p. 797-817.

STUTZ, J.C ; MORTON, J.B. Successive pot cultures reveal high species richness of arbuscular endomycorrhizal fungi in arid ecosystems. **Canadian Journal of Botany**, Ottawa, v. 74, p. 1883-1889, 1996.

STUTZ, J.C.; COPEMAN R.; MARTIN, C.A.; MORTON, J.B. Patterns of species composition and distribution of arbuscular mycorrhizal fungi in arid regions of Southwestern North America and Namibia, África. **Canadian Journal of Botany**, Ottawa, v. 78, p. 237-245, 2000.

SYLVIA, D.M.; SCHENCK, N.C. Application of superphosphate to mycorrhizal plants stimulates sporulation of phosphorus-tolerant vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. **New Phytologist**, Cambridge, v. 95, p. 655-661, 1983.

SYLVIA, D.M. Quantification of external hyphae of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. In: NORRIS, J.R.; READ, D.J.; VARMA, A.K. **Methods in Mycology: Techniques for the Study of Mycorrhiza**. New York: Academic Press, 1992. cap. 3, p. 53-65.

TARAFDAR, J.C.; PRAVEEN-KUMAR. The role of vesicular arbuscular fungi on crop, tree and grasses grown in an arid environment. **Journal of Arid Environment**, London, v. 34, p. 197-203, 1996.

TRAPPE, J.M. Phylogenetic and ecological aspects of mycotrophy in the Angiosperms from an evolutionary standpoint. In: SAFIR, G. R. **Ecophysiology of VA Mycorrhizal Plants**. Boca Raton: CRC Press, 1987. cap.1, p. 5-25.

TRUFEM, S.B. Aspectos ecológicos de fungos micorrízicos vesículo-arbusculares da mata tropical úmida da Ilha do Cardoso, SP, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, São Paulo, v. 4, n. 2, p. 31-45, 1990.

TRUFEM, S.B. Aspectos ecológicos de fungos micorrízicos arbusculares na rizosfera de plantas de restinga da Ilha do Cardoso, SP, Brasil. **Revista Brasileira Botânica**, São Paulo, v. 18, n. 1, p. 51-60, 1995.

TRUFEM, S.B.; BONONI, V.L. Micorrizas vesículo-arbuscular de culturas introduzidas em área de cerrado. **Rickia**, São Paulo, v. 12, p.165-187, 1985.

TRUFEM, S.B.; MALATINSZKY, S.M.M.; OTOMO, H.S. 1994. Fungos micorrízicos arbusculares em rizosfera de plantas do litoral arenoso do Parque Estadual da Ilha do Cardoso, SP, Brasil. 2. **Acta Botanica Brasilica**, São Paulo, v. 8, n. 2, p. 219-229, 1994.

TRUFEM, S.B.; OTOMO, H.S.; MALATINSZKY, S.M.M. Fungos micorrízicos vesículo-abusculares em rizosfera de plantas em dunas do Parque Estadual da Ilha do Cardoso, São Paulo, Brasil. (1) Taxonomia. **Acta Botanica Brasilica**, São Paulo, v. 3, n. 2, p. 141-152, 1989.

Van der HEIJDEN, M.G.A.; KLIRONOMOS, JN.; URSIC, M.; MOUTOGLIS, P.; STRITWOF-ENGEL, R.; BOLLER; T.; WIEMKEN, A.; SANDERS, I.R. Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. **Nature**, London, v. 396, n. 5, p. 69-72, 1998.

VIERHEILIG, H.; GARCIA-GARRIDO, J.M.; WYSS, U.; PICHE, Y. Systemic suppression of mycorrhizal colonization of barley roots already colonized by AM fungi. **Soil Biology & Biochemistry**, Oxford, v. 32, p. 589-595, 2000.

WALKER, C.; MIZE, C.W.; MCNABB, H.S.Jr. Populations of endogonaceous fungi at two locations in central Iowa. **Canadian Journal of Botany**, Ottawa, v. 60, p. 2518-2529, 1982.

WILKINSON, D.M. Mycorrhizal Evolution. **Research Update**, Ann Arbor, v. 16, n. 2, p. 64-65, 2001.

WILSON, J.; TRINICK, M. J. Factors affecting the estimation of numbers of infective propagules of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi by the most probable number method. **Australian Journal of Soil Research**, Melbourne, v. 21, p. 73-81, 1982.

XIAO-LIN, L.; GEORGE, E.; MARSCHNER, H. Phosphorus depletion and pH decrease at the root-soil and hyphae-soil interfaces of VA mycorrhizal white clover fertilized with ammonium. **New Phytologist**, Cambridge, v. 119, p. 397-404, 1991.

**Diversidade e potencial de infectividade de fungos
micorrízicos arbusculares em área de caatinga, na
Região de Xingó, Estado de Alagoas, Brasil**

**Artigo enviado para publicação na Revista Brasileira de
Botânica.**

Diversidade e potencial de infectividade de fungos micorrízicos arbusculares em área de caatinga, na Região de Xingó, Estado de Alagoas, Brasil¹

RENATA GOMES DE SOUZA², LEONOR COSTA MAIA²
MARGARETH FERREIRA SALES³ e SANDRA FARTO BOTELHO TRUFEM⁴

¹ Parte da Dissertação de Mestrado da 1ª autora (Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos/UFPE, bolsista CAPES)

² Departamento de Micologia/Centro de Ciências Biológicas/Universidade Federal de Pernambuco, 50670-420 Recife, PE (Bolsa de PesquisaCNPq). E-mail: leonorcmaia@hotmail.com

³ Departamento de Biologia/Área Botânica, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Dois Irmãos, Recife, PE.

⁴ Aposentada pelo Inst. Botânica, São Paulo. End. atual: R. Brig. Jordão 566/195, CEP 04210-000 São Paulo, SP

ABSTRACT (Diversity and potential of infectivity of arbuscular mycorrhizal fungi in an area of “caatinga” at the Xingó Region, State of Alagoas, Brazil). The region of Xingó occupies 2800 km², in the States of Pernambuco, Alagoas, Sergipe, and Bahia, and constitutes a preserved part of the Northeast semi-arid. For evaluation of the diversity and density of propagules of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) in the soil, as well as of the mycorrhizal colonization in plants of the area, collections of soil and roots were made in the dry (August/2000) and raining (March/2001) seasons in two subareas of Piranhas and Olho d’Água do Casado, of Alagoas. More than 95% of the plants, among 71 examined, formed arbuscular mycorrhiza (5-80% colonization). From the 30 phanerogamic species, of 14 families, only *Pilosocereus* sp. was not mycorrhizal. The average percentages of colonization (\cong 16-20%) were similar in both collect periods. There was inverse relation between number of spores and the most probable number (MPN) of infective propagules in Olho d’Água do Casado, with lower density of spores ($< 2.g^{-1}$ of soil) and higher MPN of propagules (4.7 and $11.6.g^{-1}$ of soil, in the raining and dry periods). Number of spores and MPN of propagules were similar in Piranhas during the raining season; in the dry season the number of spores was 1.5 times higher than the MPN of propagules. Twenty four taxons of AMF mostly Acaulosporaceae and Glomaceae, were identified. The AMF are well represented, forming mycorrhizal association with most “caatinga” plants, even with the climatic limitations found in the area.

RESUMO (Diversidade e Potencial de Infectividade de Fungos Micorrízicos Arbusculares em Área de Caatinga na Região de Xingó, Estado de Alagoas, Brasil). A região de Xingó ocupa 2800 km², em Pernambuco, Alagoas, Sergipe e Bahia, constituindo parte ainda conservada do semi-árido nordestino. Para avaliação da diversidade e da densidade de propágulos de FMA no solo, e da colonização micorrízica em plantas da área, foram realizadas coletas de solo e raízes na estação seca (agosto/2000) e chuvosa (março/2001), em duas subáreas de Piranhas e Olho d'Água do Casado, em Alagoas. Mais de 95% das plantas, dentre as 71 examinadas, apresentaram micorriza arbuscular (5% a 80%). Das 30 espécies de fanerógamas, correspondentes a 14 famílias, apenas *Pilosocereus* sp. não estava associado com FMA. Os percentuais médios de colonização (\cong 16-20%) foram semelhantes nos dois períodos. Houve relação inversa entre o número de esporos e o número mais provável (NMP) de propágulos infectivos em Olho d'Água do Casado, com menor densidade de esporos ($< 2.g^{-1}$ de solo) e maior NMP de propágulos (4,7 e 11,6.g⁻¹ de solo), nos períodos chuvoso e seco, respectivamente. Em Piranhas o número de esporos e o NMP de propágulos foram similares no período chuvoso, enquanto no período seco houve 1,5 vezes mais esporos do que propágulos infectivos. Foram identificados 24 táxons de FMA, com maior representatividade de Acaulosporaceae e Glomaceae. Os FMA estão bem representados, formando associação com a maioria das espécies de caatinga, apesar das limitações climáticas da região.

Key words: arbuscular mycorrhiza, most probable number, semiarid, Brazil.

Introdução

Como simbioses obrigatórios os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) trazem benefícios à comunidade vegetal e ao ambiente, fornecendo nutrientes e água às plantas, assim como favorecendo a retenção de umidade, a agregação e a estabilidade dos solos (Sylvia 1992, Augé et al. 2001).

Na simbiose ocorre troca de nutrientes entre a planta e o fungo; este absorve nutrientes do solo e os transfere às raízes, em troca de fotossintatos. Dentre os benefícios produzidos pelas micorrizas este pode ser o mais importante para a sobrevivência e o desenvolvimento da comunidade vegetal, principalmente quando o fator limitante é a fertilidade do solo (Pedersen & Sylvia 1996).

As micorrizas arbusculares são importantes não só por promover a interface entre a planta e o ambiente físico, mas também com o ambiente biológico, conferindo às plantas maior resistência e tolerância a estresses bióticos e abióticos (Schreiner et al. 1997), além de influenciar a diversidade vegetal (Miller & Kling 2000). Entre os diversos tipos de micorrizas, as arbusculares, formadas por fungos Glomales (Zygomycetes), são de particular importância nos trópicos, onde estão melhor distribuídas e ocorrem com maior frequência (Smith & Read 1997).

A região semi-árida do Brasil ocupa cerca de 800.000 km², totalizando 11% do território nacional (Drumond et al. 2000). Nesta região prevalece o clima semi-árido, caracterizado pelo elevado potencial de evapotranspiração (2000 mm.ano⁻¹), precipitação média anual de 700 mm (mínima de 300 e máxima de 1000 mm) concentradas em 3 a 5 meses do ano e temperatura média anual de 23 a 27° C (Sampaio 1995). A vegetação típica é a caatinga, bioma único no mundo, caracterizado pela formação de floresta seca composta de vegetação xerófila de porte arbóreo, arbustivo e herbáceo, com ampla variação de fisionomia e flora e elevada diversidade de espécies, predominando representantes de Caesalpinaceae, Mimosaceae, Euphorbiaceae, Fabaceae e Cactaceae (Drumond et al. 2000).

A caatinga encontra-se hoje em acentuado processo de desertificação, ocasionado principalmente, pelo desmatamento e uso inadequado dos recursos naturais (Drumond et al. 2000). A desertificação resulta na redução de produção vegetal, acarretando mudanças nas interações que ocorrem no solo, com a conseqüente e muitas vezes irreversível perda da biodiversidade (Skujins & Allen 1986). Nas regiões áridas e semi-áridas a baixa fertilidade dos solos gera elevada dependência das plantas pelos FMA (Roldan-Fajardo 1994), que minimizam os estresses hídricos e a deficiência de nutrientes (Tarafdar & Praveen-Kumar 1996), sendo importante, portanto, conhecer os fungos micorrízicos presentes nessas áreas.

A diversidade, a densidade e o potencial de infectividade dos propágulos de FMA no solo estão relacionados indiretamente com as condições ecológicas de cada ecossistema (Maia & Trufem 1990) e diretamente com a fisiologia do fungo (Morton 1993), estando a colonização micorrízica ligada ao genótipo da planta e do fungo, assim como ao ambiente.

O método do “número mais provável” (NMP) de propágulos infectivos possibilita quantificar os propágulos de FMA nos solos; embora forneça a densidade de propágulos de um determinado solo, as estimativas são também dependentes das condições experimentais utilizadas, como temperatura e tempo de colheita.

Considerando o relevante papel desempenhado pelos fungos micorrízicos arbusculares, procurou-se neste estudo conhecer a diversidade, similaridade de espécies e densidade de propágulos de FMA, bem como a colonização micorrízica de plantas em área de caatinga.

Material e métodos

Áreas de estudo – Após a construção da hidroelétrica de Xingó, em 1994, a área circunvizinha passou a ser objeto de estudo, entre os quais o da biodiversidade animal, vegetal e de fungos. Neste contexto, foram selecionadas quatro subáreas, em duas fazendas: Baixa da Légua (Latitude 9°62'44”S e Longitude 37°75'69”W) e Capelinha (Latitude 9°50'83”S e

Longitude 37°83'22"W) situadas respectivamente nos municípios de Piranhas e Olho d'Água do Casado, Estado de Alagoas (Anexo 1).

O clima local é característico do semi-árido, com precipitação e temperaturas médias anuais de 500 mm e 24 a 26°C, respectivamente. De acordo com os dados de precipitação média mensal dos dois municípios (Figura 1), a média de precipitação no período de março/2000 a março/2001 foi 427,2 mm no município de Piranhas e 596,3 mm em Olho d'Água do Casado. As áreas experimentais do município de Piranhas estão situadas em área de domínio de Planossolo, caracterizado por solos de textura franco-arenosa, pouco profundos, de textura média no horizonte A e argilosa no horizonte B apresentando drenagem imperfeita. As do município de Olho d'Água do Casado estão situadas em área de domínio de Regossolo, caracterizado por solos de textura franco-arenosa, de profundidade média, excessivamente drenados, apresentando minerais primários de fácil intemperização (Jacomine et al. 1975, Rezende 1999).

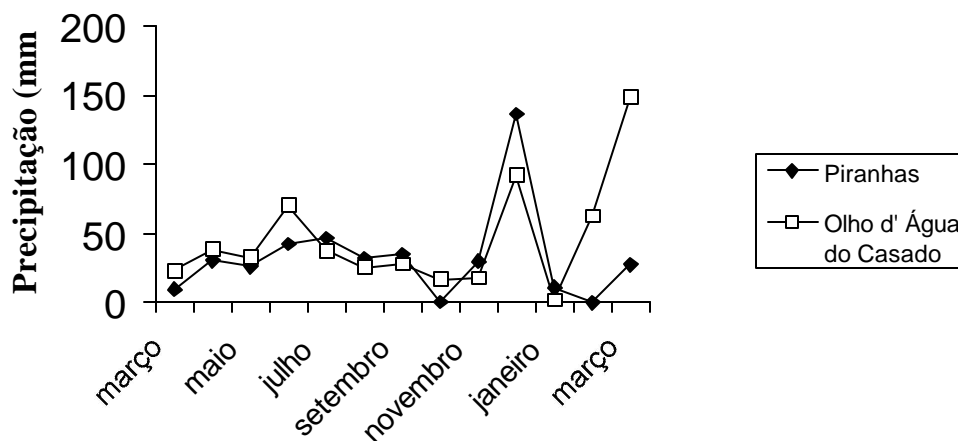


Figura 1. Precipitação média mensal (mm) no período de março/2000 a março/2001, nos municípios de Piranhas e Olho d'Água do Casado², Alagoas.

² Dados do município de Piranhas fornecidos pela Divisão de Gestão de Recursos Hídricos DORH-CHESF-PE e do município de Olho d'Água do Casado, referentes aos do município de Delmiro Gouveia, fornecidos pela Secretaria de Estado de Recursos Hídricos e Irrigação de Alagoas (SERHI).

A área é coberta por vegetação caducifolia espinhosa (caatinga), arbustivo-arbórea em geral aberta, entremeada por poucos indivíduos arbóreos, emergentes na paisagem geral. O estrato herbáceo é quase ausente no período seco. Na flora destacam-se espécies das leguminosas *Caesalpinia*, *Mimosa*, *Anadenanthera*, *Bauhinia* e *Pithecellobium*, entre outros. Compondo o estrato arbustivo dominam Euphorbiaceae (*Croton*, *Cnidocolus* e *Jatropha*); também são freqüentes indivíduos arbóreos de *Zizyphus joazeiro* Mart.e *Spondias tuberosa* Arr. Cam. e, sobre os afloramentos rochosos são comuns espécies de Cactaceae e Bromeliaceae. De acordo com Sampaio (1995), as plantas de maior densidade na caatinga são, de porte arbóreo, *Caesalpinia pyramidales* Tull. e *Aspidosperma pyriformium* Mart.; de porte arbustivo, espécies de *Croton* e *Mimosa* e, do baixo estrato, *Bromelia laciniosa* Mart. ex Schultes f.

Coletas - Foram realizadas no período seco (Agosto/2000) e chuvoso (Março/2001), sendo escolhidas duas subáreas em Piranhas (PA e PB) e duas em Olho d'Água do Casado (OA e OB), com vegetação típica de caatinga. Para cada subárea, com dimensão de 1000 m², foram definidos nove pontos aleatórios, traçados em zig-zag. Em cada ponto foi selecionada uma planta e efetuada coleta de aproximadamente 1kg de solo da rizosfera até a profundidade de 20 cm. As amostras foram acondicionadas em sacos plásticos para posterior determinação da densidade de esporos, número de propágulos infectivos e identificação das espécies de FMA. Das plantas foram coletados: fragmentos de raízes, inflorescências e parte vegetativa para identificação das espécies. Exsicatas dessas plantas foram depositadas no Herbário Professor Vasconcelos Sobrinho, da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE).

Avaliação da colonização micorrízica - As raízes foram lavadas, diafanizadas com KOH (10%) e H₂O₂, acidificadas com HCl (1%) e coradas com azul de Tripiano em lactoglicerol (0,05%) (Phillips & Hayman 1970). Para verificação dos percentuais de colonização foi utilizado o método de interseção dos quadrantes (Giovannetti & Mosse 1980), sendo realizadas

três observações por raiz e o percentual de colonização de cada amostra obtido pela média aritmética.

Determinação da densidade de esporos - As amostras de solo foram peneiradas (malha de 5 mm) e homogeneizadas, sendo retiradas duas subamostras de 50 g para extração dos esporos de FMA pelo método de peneiramento em via úmida (Gerdemann & Nicolson 1963), seguido de centrifugação em água e sacarose (Jenkins 1964, modificado pelo uso de sacarose a 40% e centrifugação a 2500 rpm) e contagem direta em placas canaletadas. A densidade de esporos em cada área foi obtida pela média do número de esporos de cada ponto de coleta. Para análise estatística, os números de esporos foram transformados em $\log(x+1)$ para comparação das médias pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade, usando o programa Statistica (1995).

Determinação do Número Mais Provável (NMP) de propágulos infectivos - Para avaliação do NMP de propágulos de FMA foi utilizada a técnica descrita em Sieverding (1991). Para cada período (seco e chuvoso) foram montados quatro bioensaios. As amostras teste (350 g de solo) foram obtidas a partir da homogeneização de subamostras dos nove pontos de coleta de cada subárea. Além da coleta de solo das amostras teste, foi realizada coleta de solo em cada uma das áreas, para ser usado como diluente e na composição dos potes do bioensaio. Este solo foi peneirado (malha de 5 mm) e autoclavado por 1 h a 120°C a 1 atm por dois dias consecutivos e seco em estufa a 105°C. Foi utilizado o fator 4 como base de diluição 3:1 (diluente: amostra), com 5 repetições para cada nível, totalizando 9 níveis, de 4^0 a 4^{-8} . Para cada bioensaio foram preparados 45 potes, com capacidade para 270 g. Cada pote foi preenchido com 150 g do substrato B (solo autoclavado) + 50 g do substrato A (solo autoclavado + solo teste) + 50 g do substrato B + 20 g de areia lavada e autoclavada. Vinte sementes de *Panicum miliaceum* L., desinfestadas com NaOCl a 10% foram colocadas em cada pote. Após 15 dias da germinação, foi feito o desbaste mantendo-se 10 plantas por pote, que permaneceram em telado durante dois meses. A temperatura e a umidade relativa do ar foram

medidas diariamente em termohigrômetro (TFA, Alemanha), variando de 23°C a 32°C e 50% a 81%, respectivamente. No final do período, as plantas foram colhidas e as raízes separadas, lavadas e mantidas em álcool a 50%, para serem depois diafanizadas e coradas como mencionado. O solo retirado dos potes (níveis 0, 1, 2, 3, e 4) foi homogeneizado e acondicionado em sacos plásticos, para obtenção do segundo ciclo de multiplicação dos esporos, com o objetivo de identificar posteriormente as espécies de FMA.

Para avaliação do potencial de infectividade de FMA no solo, foram atribuídos os sinais (+) para presença e (-) para ausência de estruturas típicas de FMA, quando da observação das raízes, em estereomicroscópio. Para cálculo do NMP de propágulos infectivos foi utilizada a fórmula:

$\log \Omega = x \log a - K$ onde:

Ω = número de propágulos infectivos;

x = número total de potes infectados/ número de repetições por diluições;

a = fator de diluição;

K = constante encontrada na tabela VIII de Fisher & Yates (1970), determinada pelos valores de x e y, onde $y = s - x$, sendo s o número do nível de diluição.

Identificação das espécies de FMA - Para identificação das espécies foram retiradas amostras do solo nativo, do solo usado nos bioensaios do NMP e ainda do solo proveniente de culturas armadilhas, as quais foram preparadas com os solos de cada subárea, usando como hospedeiro *P. miliaceum*, e mantidas em casa de vegetação por três meses. Os esporos foram extraídos, montados em lâminas com PVLG (álcool-polivinílico em lactoglicerol) ou com reagente de Melzer's + PVLG (1:1) e observados ao microscópio. Para identificação foram consultados o Manual para Identificação de FMA (Schenck & Pérez 1990), a home page <http://invam.caf.wvu.edu> e publicações com a descrição de novas espécies. A similaridade de espécies de FMA entre as áreas, foi avaliada pelo Índice de Sorensen (Brower & Zar 1984).

Análises físicas e químicas do solo - De cada amostra composta, constituída por solo dos nove pontos de coleta em cada subárea, foram retiradas amostras e encaminhadas para análise química (Empresa Pernambucana de Pesquisa Agropecuária – IPA) e física (Laboratório de Física do Solo – UFRPE) (Tabela1).

Tabela 1. Características químicas e físicas de solos das áreas experimentais, nos municípios de Piranhas e Olho d'Água do Casado, Alagoas.

ÁREA	pH H ₂ O	P mg.dm ⁻³	K ----- cmolc.dm ⁻³	Al	Ca	Mg -----	ANÁLISE TEXTURAL		
							AREIA -----%	ARGILA	SILTE -----
PA	5.80	5	0.25	0.00	4.70	2,75	62,5	15,5	22,0
PB	5.60	6	0.21	0.05	2.85	1,30	74,5	10,5	15,0
OA	5.20	>40	0.24	0.10	4.00	1,35	77,5	10,5	12,0
OB	6.20	>40	0.34	0.00	6.40	2,40	72,5	12,5	15,0

PA e PB = áreas de Piranhas e OA e OB = áreas de Olho d'Água do Casado.

Resultados

Características dos solos - Comparando com o referido por Tomé Jr. (1997), os solos apresentam as seguintes características: acidez da solução aquosa de média (5,2; 5,6 e 5,8) a fraca (6,2); teores de fósforo baixos para as subáreas de Piranhas (< 7 mg.dm⁻³) e altos para as de Olho d'Água do Casado (> 40 mg.dm⁻³); cálcio e potássio variando de médio a alto; magnésio com alto teor, variando de 1,3 a 2,75 cmolc.dm⁻³.

Colonização micorrízica - Foram observados representantes de 14 famílias, com maior ocorrência de Leguminosae (sete gêneros e sete espécies) e Euphorbiaceae (cinco gêneros e sete espécies) (Tabela 2).

Tabela 2 - Plantas coletadas nos municípios de Piranhas e Olho d'Água do Casado nos períodos seco (PS) e chuvoso (PC), com respectivos percentuais de colonização e número de esporos de FMA na rizosfera

Famílias/Espécie	Nome vulgar	Colonização %				Esporos/g de solo			
		Piranhas		Olho d'Água		Piranhas		Olho d'Água	
		PS	PC	PS	PC	PS	PC	PS	PC
Anacardiaceae									
<i>Spondias tuberosa</i> Aruda	Umbuzeiro	-	-	30,6	18,0	-	-	1,28	0,82
Apocynaceae									
<i>Aspidosperma pyrifolium</i> Mart.	Pereiro	9,2	18,6	-	-	2,22	0,84	-	-
<i>A. pyrifolium</i>	Pereiro	-	16,6	-	-	-	0,84	-	-
<i>A. pyrifolium</i>	Pereiro	7,2	13,1	-	-	3,06	1,52	-	-
Bombacaceae									
<i>Ceiba glaziovii</i> (O. Kuntze) K. Schum.	Imbira	10,4	7,6	-	-	8,58	4,38	-	-
Boraginaceae									
<i>Heliotropium angiospermum</i> Murr.	Crista de galo	-	-	-	21,0	-	-	-	0,5
<i>H. angiospermum</i>	Crista de galo	31,0	-	-	-	2,32	-	-	-
<i>H. angiospermum</i>	Crista de galo	13,0	-	-	-	0,8	-	-	-
Bromeliaceae									
<i>Bromelia laciniosa</i> Mart. ex Schultes f.	Macambira	-	-	13,7	20,0	-	-	2,24	1,82
<i>B. laciniosa</i>	Macambira	-	-	19,3	-	-	-	0,9	-
<i>B. laciniosa</i>	Macambira	-	-	38,0	23,9	-	-	5,54	4,04
<i>B. laciniosa</i>	Macambira	51,3	45,6	-	-	6,38	1,46	-	-
<i>Encolirium spectabile</i> Mart. ex Schultes f.	Macam. de flecha	44,3	46,3	-	-	0,8	0,88	-	-
Cactaceae									
<i>Opuntia inamoena</i> K. Schum.	Quipá	20,0	5,3	-	-	2,66	1,02	-	-
<i>Pilosocereus gounellei</i> Weber	Xique-xique	5,6	9,8	-	-	5,54	3,1	-	-
<i>Pilosocereus</i> sp.	Faxeiro	-	-	0,0	0,0	-	-	0,34	0,42
<i>Pilosocereus</i> sp.	Faxeiro	-	0,0	-	-	-	0,84	-	-
<i>Pilosocereus</i> sp.	Faxeiro	0,0	-	-	-	2,56	-	-	-
Compositae									
<i>Bidens pilosa</i> L.	Carrapicho	-	-	5,6	-	-	-	1,98	-
Euphorbiaceae									
<i>Cnidocolus obtusifolius</i> Pohl	Favela	-	-	10,3	0,0	-	-	3,32	4
<i>Croton rhamnifolius</i> (Baill.) Müll. Arg.	Velame	20,6	12,6	-	-	2,4	1,6	-	-
<i>Croton</i> sp.	Marmeleiro	-	-	8,1	14,7	-	-	1,16	0,96
<i>Diaxis desertorum</i> (Müll. Arg.) Pax & Hoff.	Vara branca	-	-	9,0	7,0	-	-	2,06	2,48
<i>Jatropha mollissima</i> (Pohl) Baill.	Pinhão bravo	0,0	37,6	-	-	6,48	1,66	-	-
<i>J. ribifolia</i> (Pohl) Baill.	Pinhão branco	-	-	16,1	48,3	-	-	1,04	0,84
<i>J. ribifolia</i>	Pinhão branco	25,6	-	-	-	4,06	-	-	-
<i>Sapium glandulosum</i> (L.) Morong	Burra leiteira	-	-	-	47,0	-	-	-	1,94
<i>S. glandulosum</i>	Burra leiteira	80,4	-	-	-	2,34	-	-	-
Lamiaceae									
<i>Ocimum campechianum</i> Mill.	Pissarra	-	-	5,5	20,6	-	-	2,04	0,98
Leguminosae Caesalpinioideae									
<i>Bauhinia cheilantha</i> (Bong.) Steud.	Mororó	-	-	14,9	-	-	-	0,4	-
<i>Caesalpinia pyramidales</i> Tuill.	Catingueira	-	-	25,8	-	-	-	0,52	-
<i>C. pyramidales</i>	Catingueira	-	-	-	24,0	-	-	-	0,44
<i>C. pyramidales</i>	Catingueira	-	-	9,7	10,6	-	-	0,92	1,26
<i>C. pyramidales</i>	Catingueira	9,5	40,6	-	-	3,54	3,58	-	-
<i>C. pyramidales</i>	Catingueira	-	19,6	-	-	-	1,56	-	-
<i>Chamaecrista</i> sp.	Relógio	-	12,0	-	-	-	1,8	-	-
Leguminosae Mimosoideae									
<i>Anadenanthera colubrina</i> (Vell.) Brenan	Angico	-	-	10,7	19,1	-	-	0,36	2,64
<i>Mimosa</i> sp.	Jurema	-	-	18,6	31,6	-	-	1,34	1,1
<i>Piptadenia</i> sp.	Espinheiro	18,6	17,7	-	-	3,28	1,3	-	-
Leguminosae Papilionoideae									
<i>Aeschynomene</i> (Vell.) Brenan	Anil do brejo	25,5	-	-	-	3,16	-	-	-
Malvaceae									
<i>Herissantia eriopae</i> (L.) Brizcky	Rabo de Besta	-	27,6	-	-	-	0,64	-	-
<i>H. tiubae</i> (K. Schum.) Brizcky	Mela Bode	-	-	5,3	20,0	-	-	1,2	0,66
Myrtaceae									
<i>Eugenia uvalha</i> Comb.	Ubaia	-	-	31,3	18,5	-	-	1,46	0,86

Nyctaginaceae										
<i>Guapira laxa</i> (Netto) Furlan	Pau piranha	11,6	10,0	-	-	3,14	0,88	-	-	
Oxalidaceae										
<i>Oxalis insipida</i> A. St.-Hil.	Umbuzeirinho	-	-	-	27,0	-	-	-	-	1,12

Das 30 espécies registradas, apenas cinco (*Caesalpinia pyramidales*, *Bromelia laciniosa*, *Jatropha ribifolia*, *Sapium grandulosum* e *Heliotropium angiospermum*) foram comuns às duas áreas. Entre as plantas coletadas, três têm potencial madeireiro (catingueira, angico e jurema), duas potencial forrageiro (catingueira e mororó), quatro medicinais (catingueira, velame, marmeleiro e angico) e uma tem potencial frutífero (umbuzeiro), segundo Drumond et al. (2000).

O percentual de colonização micorrízica variou de 5% a 80%. Dos 71 espécimes observados, apenas oito apresentaram percentual de colonização superior a 40%. Não se observou formação de micorriza em *Pilosocereus* sp. nos dois períodos de coleta.

De modo geral, os percentuais médios de colonização foram semelhantes nos dois períodos (\cong 20%), exceção apenas em plantas de Olho d'Água do Casado, que apresentaram menor colonização (\cong 16%), no período seco (Figura 2).

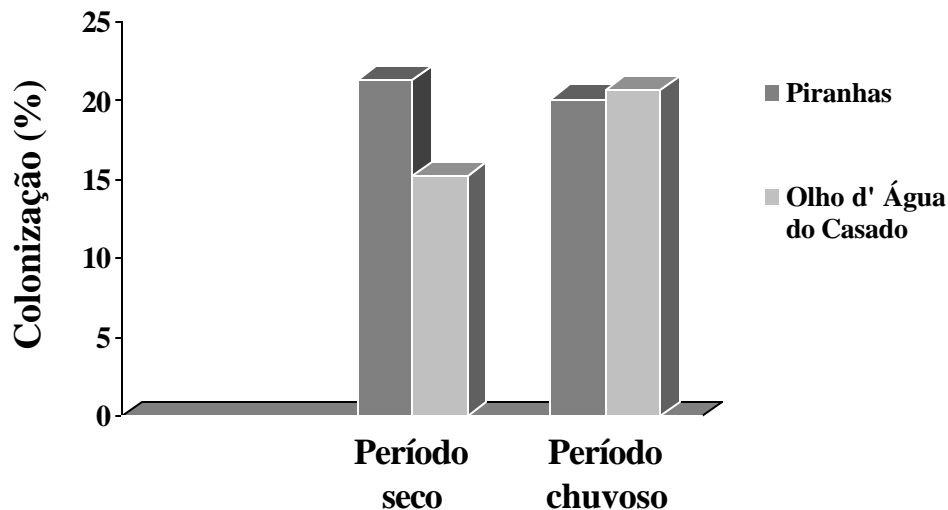


Figura 2. Colonização micorrízica em raízes de plantas coletadas nos municípios de Piranhas e Olho d'Água do Casado, Alagoas.

Densidade de propágulos de FMA no solo - A densidade de esporos na rizosfera das plantas variou de 0,34 a 8,6 esporos.g⁻¹ de solo (Tabela 2). Em Olho d'Água do Casado, apenas uma amostra apresentou densidade igual ou superior a 4 esporos.g⁻¹ de solo, no período seco; no chuvoso a densidade foi sempre menor que 4,1 esporos.g⁻¹ de solo. Em Piranhas, a maior densidade de esporos foi encontrada na rizosfera de imbirá (8,5.g⁻¹ de solo), no período seco. Não foi observada relação entre as espécies de plantas, percentuais de colonização e a densidade de esporos na rizosfera

No município de Piranhas, a densidade de esporos de FMA em cada área foi significativamente maior no período seco do que no chuvoso; por outro lado, não houve diferença entre as subáreas (Tabela 3).

Tabela 3. Densidade de esporos de FMA nas subáreas dos municípios de Piranhas e Olho d'Água do Casado, Alagoas, nos períodos seco e chuvoso.

Períodos	Densidade de esporos.g ⁻¹ de solo*					
	Áreas					
	PA	PB	Média	OA	OB	Média
Seco	3,76Aa	3,27Aa	3,51	1,41Bb	1,70Bb	1,55
Chuvoso	1,58Bb	1,82Bb	1,70	1,58Bb	1,40Bb	1,49
Média geral			2,61			1,52

Médias seguidas da mesma letra, maiúscula nas linhas, e minúsculas nas colunas, não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%. PA e PB = áreas de Piranhas, OA e OB = áreas de Olho d'Água do Casado. * Dados originais de número de esporos transformados em log (x+1).

Em Olho d'Água do Casado a densidade de esporos foi menor do que em Piranhas (Tabela 3) enquanto o NMP de propágulos infectivos foi maior e se observou relação inversa entre densidade de esporos e número de propágulos infectivos (Tabelas 3 e 4).

Diversidade de FMA - Foram verificados 24 táxons de FMA (Tabela 5); maior diversidade ocorreu no período seco, com as subáreas de Piranhas apresentando maior riqueza de espécies de FMA. Para algumas espécies foram feitas fotomicrografias de alguns esporos (Figura 3).

Tabela 4. Número Mais Provável (NMP) de propágulos infectivos de FMA.g⁻¹ de solo nas subáreas dos municípios de Piranhas e Olho d'Água do Casado, Alagoas, nos períodos seco e chuvoso.

Períodos	NMP de propágulos infectivos					
	Áreas					
	PA	PB	Média	OA	OB	Média
Seco	0,82	1,88	1,35	10,00	13,18	11,60
Chuvoso	1,40	2,39	1,90	3,44	5,97	4,70
Média geral			1,62			8,15

PA e PB = subáreas de Piranhas, OA e OB = subáreas de Olho d'Água do Casado.

Tabela 5. Espécies de FMA isoladas do solo das áreas experimentais nos municípios de Piranhas e Olho d'Água do Casado, Alagoas, nos períodos seco (PS) e chuvoso (PC).

Espécies de FMA	Piranhas		Olho d'Água	
	PS	PC	PS	PC
<i>Acaulospora denticulata</i> Sieverding & Toro	x	x	-	x
<i>Acaulospora excavata</i> Ingleby, Walker & Mason	x	x	x	x
<i>Acaulospora lacunosa</i> Morton	-	x	-	-
<i>Acaulospora longula</i> Spain & Schenck	-	x	-	-
<i>Acaulospora rehmii</i> Sieverding & Toro	x	-	-	-
<i>Acaulospora scrobiculata</i> Trappe	x	x	x	x
<i>Acaulospora</i> sp1.	-	-	-	x
<i>Archaeospora leptoticha</i> (Schenck & Smith) Morton & Redecker	x	x	x	-
<i>Entrophospora kentinensis</i> Wu & Liu	x	-	-	-
<i>Gigaspora albida</i> Schenck & Smith	-	-	x	x
<i>Gigaspora margarita</i> Becker & Hall	-	x	x	x
<i>Glomus etunicatum</i> Becker & Gerd.	x	x	x	x
<i>Glomus geosporum</i> (Nicol. & Gerd.) Walker	x	-	-	-
<i>Glomus macrocarpum</i> Tulasne & Tulasne	x	x	x	x
<i>Glomus mosseae</i> (Nicol. & Gerd.) Gerd. & Trappe	x	x	x	x
<i>Glomus spurcum</i> Pfeiffer, Walker & Bloss	x	-	-	-
<i>Glomus sinuosum</i> (Gerd. & Bakshi) Almeida & Schenck	x	-	-	-
<i>Glomus</i> sp1.	-	-	x	-
<i>Glomus</i> sp2.	-	x	-	-
<i>Paraglomus occultum</i> (Walker) Morton & Redecker	x	x	-	-
<i>Scutellospora heterogama</i> (Nicol. & Gerd.) Walker & Sanders	x	x	x	x
<i>Scutellospora pellucida</i> (Nicol. & Schenck) Walker & Sanders	-	-	x	x
<i>Scutellospora weresubiae</i> Koske & Walker	x	-	-	-
<i>Scutellospora</i> sp1.	-	-	-	x
Total	15	13	11	12

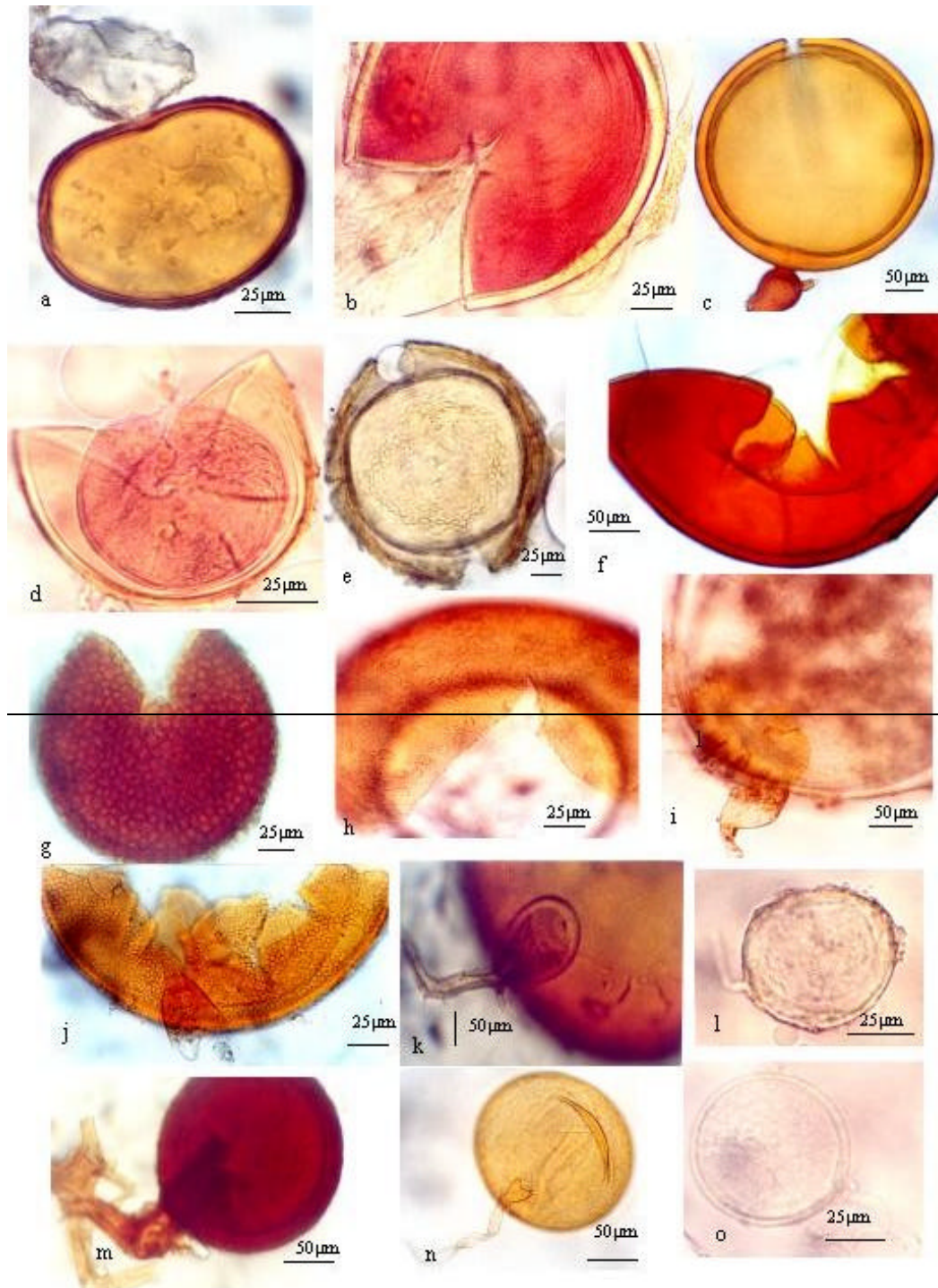


Figura 3. Fotomicrografias de esporos de FMA: a) *Acaulospora* sp1.; b) *A. scrobiculata*; c) *Scutellospora* sp1.; d) *Acaulospora longula*; e) *Archaeospora leptoticha*; f) *Scutellospora heterogama*; g) *Acaulospora excavata*; h) *A. lacunosa*; i) *Scutellospora pellucida*; j) *Acaulospora denticulata*; k) *Gigaspora albida*; l) *Paraglomus occultum*; m) *Glomus geosporum*; n) *G. mosseae*; o) *G. spurcum*.

O índice de similaridade das espécies de FMA entre os dois municípios foi 55%. Foi observada maior similaridade de espécies entre as subáreas PB e OB (75%), e menor entre PA e OA (46%) (Tabela 6).

Tabela 6. Índice de similaridade (*) de espécies de FMA entre as áreas experimentais nos municípios de Piranhas e de Olho d'Água do Casado, Alagoas.

SUBÁREAS	PA	PB	OA	OB	OLHO D'ÁGUA DO CASADO
PA		64,2	46,0	61,5	
PB			58,3	75,0	
OA				72,0	
OB					
PIRANHAS					54,5

PA e PB = subáreas de Piranhas, OA e OB = subáreas de Olho d'Água do Casado.

* Índice de Similaridade de Sorensen (Brower & Zar 1984).

Discussão

Mais de 95% dos hospedeiros examinados apresentavam associação com FMA, não sendo observada relação entre o número de esporos e o percentual de colonização das plantas.

Em pesquisa com monocotiledôneas em Pernambuco, Santos et al. (2000) verificaram que, de 24 espécies, 15 estavam micorrizadas, com o índice de colonização por FMA variando de 17% a 77%. Por outro lado, em outras 14 espécies de monocotiledôneas coletadas no mesmo Estado, Silva et al. (2001b) observaram que 11 apresentavam percentuais de colonização também muito variáveis (4% a 68%).

Quando compararam a incidência de micorriza arbuscular em áreas semi-áridas naturais, Reeves et al. (1979) encontraram mais de 90% das plantas micorrizadas. Segundo Miller (1979), a ocorrência de plantas não

micorrizadas em ecossistemas naturais associados às regiões semi-áridas constitui exceção, sendo a formação da simbiose parte da estratégia de tolerância das plantas aos estresses ambientais. Hartnett & Wilson (1999) observaram que a redução de FMA numa determinada área produziu mudanças significantes na composição de espécies vegetais.

O grau de dependência micorrízica de plantas de caatinga pode estar relacionado ao micotrofismo facultativo das plantas de regiões áridas e semi-áridas (Allen et al. 1995). Além desse, outros fatores tais como fisiologia da raiz, susceptibilidade e competitividade nutricional das plantas hospedeiras e diferentes mecanismos de sobrevivência dos FMA, interferem na colonização micorrízica.

As raízes de *Pilosocereus* sp., não apresentaram colonização micorrízica. Segundo Bashan et al. 2000, plântulas de cactos desenvolvem muito lentamente suas raízes até que essas possam ser colonizadas por FMA. No entanto, Bethlenfalvay et al. (1983) encontraram espécies de Cactaceae altamente colonizadas por FMA em região desértica da Califórnia.

A densidade de FMA na rizosfera está relacionada com a forma agregada como os esporos são encontrados no solo em função da distribuição, morfologia e idade fisiológica das raízes (Anderson et al. 1983), assim como depende de outros fatores que influenciam a esporulação: pluviometria, temperatura, período de insolação e espécies de FMA (Maia & Trufem 1990, Brundrett et al. 1996). Para os diferentes sistemas, a densidade é tida como alta ou baixa em função das necessidades dos hospedeiros. Sieverding (1991) considerou como nível crítico de deficiência de propágulos de FMA no solo aquele abaixo do qual não há resposta do hospedeiro; assim, esse nível varia de acordo com o grau de dependência da planta à micorrização. O autor encontrou que o nível desejável para inoculação de plantas de mandioca com *Glomus manihotis* Howeler, Sieverding & Schenck era de 12 a 36 esporos.100g⁻¹ de solo, enquanto para utilizar *Acaulospora appendicula* Spain, Sieverding & Schenck, eram necessários entre 50 e 80 esporos.100g⁻¹ de solo para obtenção da mesma resposta, evidenciando que a espécie de fungo também é importante para definir a densidade ideal de propágulos num ambiente.

Na verdade, os fatores interagem de tal forma que é difícil separar os mais importantes, embora esteja definido que, no campo, as concentrações de propágulos de FMA são correlacionadas principalmente com a cobertura vegetal, assim como com as condições do solo e práticas agrônômicas, quando existentes (Sieverding 1991).

Em área de caatinga, Silva et al. (2001a) encontraram densidade média inferior a 2 esporos.g⁻¹ de solo, sem variação entre período seco e chuvoso. Bashan et al. (2000) sugerem que a baixa densidade de esporos pode ser comum em algumas regiões áridas, devido à presença de espécies de FMA não esporulantes; talvez seja esta a razão da baixa densidade encontrada também nos solos amostrados. Alguns dos FMA não foram identificados por não produzirem quantidade suficiente de esporos que permitisse estudos morfológicos e taxionômicos conclusivos, embora tenham sido mantidos em potes de cultura por mais de dois ciclos da planta isca.

Sieverding (1991) menciona que as áreas semi-áridas dos trópicos estão entre as que têm menor cobertura vegetal, estando por isso entre as mais deficientes em FMA. Segundo generalização feita com base em estudos com mandioca, o autor considera que 900 propágulos infectivos.100g⁻¹ de solo pode ser o nível crítico de FMA no campo. Mesmo levando em conta que a referência é relativa a área cultivada, pode ser feita relação entre esse valor e o encontrado neste trabalho. Assim, no período seco, em Olho d'Água do Casado, o nível de propágulos estaria dentro do desejável, enquanto no período chuvoso nas duas áreas, e também no período seco, em Piranhas, esse número seria insuficiente para atender a possível demanda da vegetação.

De acordo com Jasper et al. (1993), as hifas de algumas espécies de FMA podem permanecer infectivas em solos secos se a esporulação não for iniciada, sugerindo uma interação entre a infectividade da hifa e o momento da esporulação. Sieverding (1991) menciona que os menores números de propágulos de FMA são encontrados em áreas com vegetação degradada, pois esta afeta negativamente a densidade, considerando que o fungo depende dos produtos da fotossíntese providos pela planta. Além disso, em áreas de savana foi evidenciado que a densidade de propágulos de

FMA está relacionada com a textura do solo, com os mais arenosos apresentando menores densidades, em virtude das plantas, nestes solos, sofrerem mais os efeitos da seca prolongada (Sieverding 1991). Os solos das duas áreas estudadas eram predominantemente arenosos, tendo o de Olho d'Água do Casado percentagem média de 75% de areia e apenas 11% de argila.

O baixo nível de fósforo do solo pode influenciar positivamente a esporulação dos FMA (Siqueira 1994). Nas subáreas de Piranhas, é possível que o baixo teor deste nutriente no solo ($5-6 \text{ mg.dm}^{-3}$), associado ao período seco, tenha favorecido a esporulação dos fungos, enquanto em Olho d'Água do Casado esta pode ter sido prejudicada pelo elevado teor de fósforo ($>40 \text{ mg.dm}^{-3}$ de solo) (Tabela 1).

An et al. (1990) consideram que o número de propágulos pode ser maior ou menor que o de esporos, dependendo das espécies de FMA. Menor densidade de esporos e maior número de propágulos infectivos observados nas subáreas de Olho d'Água do Casado, pode estar relacionada com a existência de diferentes mecanismos de sobrevivência dos FMA. Esta hipótese procura explicar porque algumas espécies de FMA não esporulam da mesma forma em condições ambientais semelhantes, sugerindo uma ligação entre a formação de esporos e a estratégia de sobrevivência do fungo (McGee 1989). Avaliando a dinâmica sucessional dos FMA, Hart et al. (2001) sugerem que estes fungos utilizam duas estratégias para sobreviver num ambiente: a estratégia de colonização e a de persistência. No primeiro caso se enquadram as espécies mais hábeis em colonizar novos hospedeiros e no segundo, as que conseguem permanecer no sistema (solo / raiz) mesmo sob condições adversas.

De acordo com Smith & Read (1997), maior produção de esporos pode ocorrer na fase de crescimento final do hospedeiro e no período de floração. Também se pode considerar que a produção de esporos pode ser ativada quando a planta entra em estado de dormência ou reduz a atividade fisiológica em decorrência de estresses ambientais (Braunberger et al. 1994). É possível que algumas espécies de FMA que não produzam esporos com longo período de dormência, germinem nesse período e, não

encontrando hospedeiro disponível, acabem morrendo. Desse modo, o potencial de infectividade dos seus propágulos fica reduzido.

A habilidade dos FMA em persistir no solo e colonizar as raízes depende, em parte, do tipo de propágulos formados (Powell & Bagyaraj 1984) e, sendo o número de esporos baixo, como constatado em Olho d'Água do Casado (< 2 esporos.g⁻¹ de solo), as hifas e/ou fragmentos de raízes colonizadas podem responder por maior potencial de infectividade (Jasper et al. 1993, Brundrett & Abbott 1994). É possível sugerir portanto, que esses tipos de inóculo tenham contribuído para maior obtenção de propágulos infectivos nas subáreas OA e OB (10 e 13 propágulos.g⁻¹ de solo no período seco e 3,4 e 5,9 no chuvoso) (Tabela 4).

A variação encontrada no número de propágulos de FMA também pode estar relacionada com as características físico-químicas dos solos. Rathore & Singh (1995) observaram correlação positiva entre o número de propágulos infectivos e o nível de fósforo em diferentes tipos de solos. Tanto em Piranhas, com baixo nível de P, quanto em Olho d'Água do Casado, com teor de P quase dez vezes maior (Tabela 1), foi encontrada correlação significativa ($r^2 = 0,60$, $P = 0,02$) entre o nível de fósforo no solo e o número de propágulos infectivos. O mesmo não ocorreu em relação ao pH. Em área de caatinga nativa preservada, Silva et al. (2001a) não obtiveram mais do que dois propágulos.g⁻¹ de solo franco arenoso, com pH 6,2 e elevado nível de fósforo (141 mg.dm⁻³), o que sugere que o fósforo, quando em níveis elevados, pode inibir a interação planta x fungo. Johnson et al. (1991) observaram correlação negativa entre o fósforo e a infectividade de propágulos, mencionando também que esta correlação se torna insignificante com pH constante e sugerindo que a interação de pH e fósforo do solo pode favorecer a maior ou menor infectividade dos propágulos.

Abbott & Robson (1991) sugerem que o aumento do nível de fósforo no solo pode influenciar o desenvolvimento de espécies de FMA hábeis a colonizar as raízes das plantas e que a técnica do NMP pode ativar alguns propágulos que nas condições de campo não seriam infectivos. Estas hipóteses também podem justificar os diferentes números de propágulos encontrados nas áreas.

De acordo com Allen et al. (1995), cada espécie de planta e de fungo apresenta respostas específicas às condições do ambiente e, havendo interação entre os simbioss, diferentes efeitos podem ser observados.

Das 24 espécies de FMA verificadas, apenas seis têm ocorrência registrada em regiões áridas da África (Diem et al. 1981; Diallo et al. 1999; Stutz et al. 2000) e da América do Norte (Stutz et al. 2000): *Glomus mosseae*, *G. etunicatum*, *G. occultum*, *G. spurgum*, *G. macrocarpum* e *Gigaspora albida*. Em relação à ocorrência no semi-árido brasileiro, haviam sido citados: *Glomus mosseae*, *G. etunicatum*, *G. occultum*, *G. macrocarpum*, *Gigaspora margarita*, *Acaulospora scrobiculata* e *A. leptoticha* em área de caatinga, na Bahia (Silva 2000), *Acaulospora scrobiculata*, *A. excavata*, *A. leptoticha*, *A. rehmii*, *A. longula*, *Glomus mosseae*, *G. etunicatum*, *G. occultum*, *G. macrocarpum*, *G. sinuosum*, *Gigaspora albida*, *G. margarita*, *Scutellospora heterogama* e *S. pellucida* em perímetro irrigado no vale do submédio São Francisco, em Pernambuco (Yano-Melo 2002) e *Glomus mosseae*, *Acaulospora scrobiculata* e *A. leptoticha* em agrossistemas no sertão de Pernambuco (Maia & Trufem 1990). Não se encontrou registro de *Acaulospora denticulata* e *Glomus spurgum* em levantamentos da diversidade de FMA no Brasil (Tabela 7).

A dificuldade para se estabelecer um padrão de distribuição dos FMA pode estar associada aos diversos fatores bióticos e abióticos relacionados aos ambientes, como também às diferentes estratégias de sobrevivência destes fungos. Muitas espécies de FMA são de ocorrência generalizada em regiões de clima similar, indicando que a distribuição das espécies de FMA é mais influenciada pelos fatores ambientais do que pela planta hospedeira (Allen et al. 1995).

A distribuição das espécies de Acaulosporaceae e Glomaceae, em relação a algumas características químicas e físicas do solo, mostrou que a maioria delas ocorreram em solos com baixo pH e/ou fósforo. Das 9 espécies de Acaulosporaceae, cinco tiveram ocorrência mais restrita, enquanto o restante foi de ocorrência geral. Johnson et al. (1991) observaram que a abundância de espécies de *Acaulospora* era inversamente relacionada com o pH. Zambolin & Siqueira (1985) mencionam que as espécies de *Glomus* prevalecem em solos com pH neutro a alcalino.

Considerando a distribuição de FMA em agrossistemas temperados, Schenck & Siqueira (1987) referiram que espécies de *Glomus* e *Acaulospora* ocorrem em solos com pH \geq 6,1. No entanto, Trufem (1990) observa que estes gêneros foram bem representados em solos de mata tropical com pH ácido (3,9 a 4,5).

Tabela 7. Registro de ocorrência das espécies identificadas nas áreas de Piranhas e Olho d'Água do Casado, em outros ecossistemas* do Brasil.

Espécies FMA	Caatinga	Cerrado	Mata	Restinga	Dunas	Agric.	Reveg.
<i>Acaulospora excavata</i>	-	-	-	-	-	-	x
<i>A. denticulata</i>	-	-	-	-	-	-	-
<i>A. lacunosa</i>	-	-	x	x	-	-	-
<i>A. longula</i>	-	-	-	-	-	x	x
<i>A. rehmi</i>	-	-	-	-	-	x	-
<i>A. scrobiculata</i>	x	x	x	x	x	x	x
<i>Archaeospora leptoticha</i>	x	x	x	x	-	x	x
<i>Entrophospora kentinensis</i>	-	-	-	-	-	-	x
<i>Gigaspora albida</i>	-	-	-	x	x	x	-
<i>Gigaspora margarita</i>	x	x	-	-	-	-	x
<i>Glomus etunicatum</i>	x	x	x	x	x	x	x
<i>G. geosporum</i>	-	-	x	x	-	x	x
<i>G. macrocarpum</i>	x	-	x	x	-	x	x
<i>G. mosseae</i>	x	x	-	-	-	x	-
<i>G. sinuosum</i>	x	-	-	x	x	x	-
<i>G. spurcum</i>	-	-	-	-	-	-	-
<i>Paraglomus occultum</i>	x	-	-	-	-	x	x
<i>Scutellospora heterogama</i>	-	-	-	-	-	x	x
<i>S. pellucida</i>	-	x	-	-	-	x	-
<i>S. weresubiae</i>	-	-	-	-	x	-	-

* Ecossistemas: Caatinga, PE (Silva et al. 2000); Cerrado, MG (Schenck & Siqueira 1987); Mata, SP (Trufem 1990); Restinga, SP (Trufem 1995); Dunas, SP e SC (Trufem et al. 1989, Stürmer & Bellei 1993); Agrícolas, PE, PE, MG (Trufem & Bononi 1985, Maia & Trufem 1990, Melo et al. 1997); Mata revegetada, SP (Gomes & Trufem 1998, Carrenho et al. 2001).

De acordo com Stürmer (1999), as espécies de *Acaulospora* são mais frequentemente encontradas em solos ácidos (pH < 6,2). Trufem (1990, 1995) encontrou 12 e 13 espécies de *Acaulospora* associadas a solos com

pH variando entre 3,5 a 5,8 e sugeriu que essas espécies são mais adaptadas a tais condições, o que indica que os níveis de pH no solo das áreas estudadas favorecem a ocorrência deste gênero. Reforçando este fato, Gomes & Trufem (1998) encontraram 10 espécies de *Acaulospora* e seis de *Glomus*, num total de 21 espécies de FMA associadas a solos ácidos (pH 3,2 e 3,4), na Ilha dos Eucaliptos (Estado de São Paulo), confirmando a ocorrência de espécies de *Acaulospora* e *Glomus* em pH ácido.

Siqueira (1994) menciona que as espécies de Gigasporaceae são mais comuns em solos ácidos. No entanto, Melo et al. (1997) registraram a ocorrência de *Gigaspora* em solos alcalinos. Em dunas, Trufem et al. (1989) encontraram maior número de espécies de *Acaulospora*, *Gigaspora* e *Scutellospora*. Em outra área de dunas, Stürmer & Bellei (1993) referiram a presença desses gêneros, com predominância de *A. scrobiculata*, *G. albida* e *G. etunicatum*, enquanto Koske (1987) mencionou também a ocorrência de *Scutellospora weresubiae* Koske & Walker, nas áreas mais quentes de dunas da Costa Atlântica dos Estados Unidos, sugerindo que a temperatura pode atuar como regulador de distribuição desta espécie. O fato sugere também que algumas espécies destes gêneros são facilmente adaptadas a solos de textura mais arenosa, podendo o fato estar relacionado com a quantidade de matéria orgânica no solo (Johnson et al. 1991).

O nível de fósforo presente no solo influencia a esporulação, a colonização e o número de espécies de fungos micorrízicos (Siqueira 1994). O registro de maior diversidade de FMA (19 espécies) encontrada nas áreas de Piranhas, caracterizada por baixo nível de fósforo, de certo modo pode estar relacionada com a maior esporulação, que favoreceu a identificação dessas espécies. Nos solos do município de Olho d'Água do Casado houve baixa esporulação e também menor diversidade de FMA (14 espécies) o que pode estar relacionado com a maior concentração deste nutriente no solo ($> 40 \text{ mg.dm}^{-3}$).

Em uma floresta tropical decídua, no México, Allen et al. (1998) registraram maior ocorrência de espécies de *Glomus* e *Acaulospora*. O mesmo foi mencionado por Wilson et al. (1992), em plantações de *Terminalia* spp., numa reserva florestal tropical, localizada na Costa do Marfim. As temperaturas médias anuais (26 a 27°C) nestes locais são

semelhantes às da região semi-árida do Nordeste, sugerindo para os resultados aqui obtidos, que um gradiente latitudinal de temperatura, associado a fatores edáficos, como baixo pH, podem ter influenciado a maior ocorrência de espécies de *Glomus* e *Acaulospora*.

A composição de espécies observadas nas subáreas sugere que os fatores edáficos influenciaram a distribuição dos FMA. Desse modo, o índice de similaridade das espécies de FMA entre os dois municípios não passou de 55% (Tabela 5). As características do solo da subárea PA, tais como menor teor de fósforo no solo e maior percentagem de argila e silte podem ter concorrido para menor similaridade desta subárea, em termos de FMA, com as demais. Porém, em relação às plantas coletadas, a subárea OB foi a que apresentou maior diferença em relação às outras subáreas.

De acordo com Stutz et al. (2000), a diversidade de FMA em regiões áridas pode ser limitada, mesmo quando se utiliza cultura armadilha para ajudar a detectar melhor a riqueza de espécies. No entanto, em relação a outros trabalhos em ambientes áridos (Rose 1980, Diem et al. 1981, Bethlenfalvay et al. 1983, Diallo et al. 1999), a riqueza de espécies encontrada nas áreas de caatinga foi relativamente alta, sendo semelhante ao referido por Silva et al. (2001a) e Yano-Melo (2002) também em área de caatinga (21 espécies de FMA). É possível que a riqueza de FMA na caatinga seja maior que a encontrada, considerando-se que a multiplicação de esporos em potes de cultura, embora ajude a recuperar os fungos de determinado local, não possibilita o isolamento e a identificação de todas as espécies, pois a taxa de esporulação do fungo depende, além de outros fatores, da planta hospedeira (Bever et al. 1996). Além do mais, a produção apenas eventual de esporos por alguns FMA e a presença de esporos inviáveis, dificultam a identificação e melhor descrição das espécies encontradas.

Poucos esporos de *Acaulospora* sp1. foram isolados do solo, no 3º ciclo de multiplicação. Estes eram de coloração castanho amarelado e subglobosos (84 - 118 x 64 - 90 µm). O gênero foi determinado pela presença de cicatriz e sáculo esporífero hialino. Esporos de *Scutellospora* sp1., (307 a 326 µm) foram isolados apenas no 2º ciclo de multiplicação, e o gênero determinado pela presença de 2 grupos de parede: a externa de

coloração amarela esverdeada e a interna hialina, com 13 μm e 3,7 μm de espessura, respectivamente. A célula suspensoróide era de coloração castanha, não sendo observada placa germinativa. *Glomus* sp1. apresentava esporos amarelos, globosos a subglobosos (58 - 94 x 73 - 101 μm), com hifa de sustentação hialina. *Glomus* sp2., era caracterizado por esporos branco leitosos, globosos a subglobosos (116 - 186 x 109 - 160 μm), hifa de sustentação hialina, semelhante em alguns aspectos a *Glomus albidum* Walker & Rhodes. Essas espécies não puderam ser identificadas pela escassez de esporos; a presença está sendo registrada para melhor caracterizar a diversidade de FMA nas áreas estudadas.

A diversidade e a identidade dos FMA, mais do que apenas ausência ou presença desses fungos, são determinantes da diversidade e produção de biomassa vegetal em certas comunidades, uma vez que o crescimento das diferentes plantas é estimulado por diferentes espécies de FMA (van der Heijden et al. 1998). Desse modo, é importante também conhecer as espécies presentes na comunidade, para melhor entendimento da dinâmica do ecossistema estudado. Convém mencionar a necessidade de relacionar a riqueza de espécies com o funcionamento ecológico das mesmas, traduzindo assim a verdadeira importância da biodiversidade. No entanto, essa não é uma tarefa fácil, dada a complexidade dos componentes a serem estudados, considerando os FMA e os hospedeiros assim como as condições ambientais.

Finalizando, foi observado que nas áreas estudadas a riqueza de espécies de FMA é representativa para ambiente semi-árido, que a maioria das espécies vegetais estão associadas a FMA e que estes, possivelmente, concorrem para o estabelecimento dessas plantas neste ecossistema.

Conclusões

- Mais de 95% das espécies de fanerógamas estudadas formam associação micorrízica arbuscular.
- Em princípio, a colonização micorrízica não é afetada pela mudança de estação (seca/chuvosa), embora a esporulação e a infectividade dos propágulos possam ser influenciados por esse fator.
- O número de esporos e o NMP de propágulos infectivos nem sempre estão relacionados.
- Em comparação com outras áreas de regiões áridas e semi-áridas do mundo, a caatinga do semi-árido nordestino é mais rica em espécies de FMA.
- Espécies de *Acaulospora* e *Glomus* são as mais comumente encontradas nas áreas pesquisadas.

Agradecimentos

À equipe do Programa de Biodiversidade do Projeto Xingó, pelo apoio na escolha das áreas e nas coletas. À Diretoria de Hidrometeorologia da Secretaria de Estado de Recursos Hídricos e Irrigação de Alagoas (SERHI-AL) e à Divisão de Gestão de Recursos Hídricos (CHESF-PE), pelo fornecimento dos dados de precipitação. Aos Colegas Joana Angélica C. Brandão, Nicácio de Oliveira Freitas e Bruno Tomio Goto, (bolsistas PIBIC/UFPE) e à equipe do Laboratório de Micorrizas (Departamento de Micologia-UFPE), pela colaboração durante o desenvolvimento deste trabalho. Ao Dr. Everardo Valadares de S. B. Sampaio (UFPE), pelo auxílio na análise estatística e discussão dos resultados. Ao CNPq e à CAPES, pelo apoio financeiro.

Referências Bibliográficas

ABBOTT, L.K. & ROBSON, A.D. 1991. Factors influencing the occurrence of vesicular-arbuscula mycorrhizae. *Agric., Ecosyst. Environ.* 35:121-150.

ALLEN, E.B., ALLEN, M.F., HELM D.J., TRAPPE, J.M., MOLINA, R., RINCON, E. 1995. Patterns and regulation of mycorrhizal plant and fungal diversity. *Plant Soil* 170:47-62.

ALLEN, E.B., RINCON, E., ALLEN, M.F., JIMENEZ, A.P., HUANTE, P. 1998. Disturbance and seasonal dynamics of mycorrhizae in a tropical deciduous forest in México. *Biotropica* 30: 261-274.

AN, Z.-Q., HENDRIX, J.W., HERSHMAN, D.E., HENSON, G.T. 1990. Evaluation of the “most probable number” (MPN) and wet-sieving methods for determining soil-borne populations of endogonaceous mycorrhizal fungi. *Mycologia* 85:576-581.

ANDERSON, R.C., LIBERTA, A.E., DICKMAN, L.A., KATZ, A.J. 1983. Spatial variation in vesicular-arbuscular mycorrhiza spore density. *Torrey Bot. Club* 110:519-525.

AUGÉ, R.M., STODOLA, A.J.W., TIMS, J.E., SAXTON, A.M. 2001. Moisture retention properties of a mycorrhizal soil. *Plant Soil* 230:87-97.

BASHAN, Y., DAVIS, E.A., CARRILLO-GARCIA, A, LINDERMAN, R.G. 2000. Assessment of mycorrhizal inoculum potential in relation to the establishment of cactus seedlings under mesquite nurse-trees in the Sonoran Desert. *Appl. Soil Ecol.* 14:165-175.

BETHLENFALVAY, G.J., DAKESSIAN, S., PACOVSKY, R.S. 1983. Mycorrhizae in a southern California desert: ecological implications. *Can. J. Bot.* 62:519-524.

BEVER, J.D., MORTON, J.B., ANTONOVICS, J., SCHULTZ, P.A. 1996. Host-dependent sporulation and species diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in a mown grassland. *J. Ecol.* 84:71-82.

BRAUNBERGER, P.G., ABBOTT, L.K., ROBSON, A.D. 1994. The effect of rain in the dry-season on the formation of vesicular-arbuscular mycorrhizas in the growing season of annual clover-based pastures. *New Phytol.* 127:107-114.

BROWER, J.E. & ZAR, J.H. 1984. Community similarity. In *Field & Laboratory for General Ecology*. (J.E. Brower & J.H. Zar, eds.). Win C. Brown Publishers. Dubuque, p. 161-164.

BRUNDRETT, M.C. & ABBOTT, L.K. 1994. Mycorrhizal fungus propagules in the Jarrah forest. I. Seasonal study of inoculum levels. *New Phytol.* 127:539-546.

BRUNDRETT, M.C., ASHWATH, N., JASPER, D.A. 1996. Mycorrhizas in the Kakadu region of tropical Australia. *Plant Soil* 184:173-184.

CARRENHO, R., TRUFEM, S.F.B., BONONI, V.L.R. 2001. Fungos micorrízicos arbusculares em rizosferas de três espécies de fitobiontes instaladas em áreas de mata ciliar revegetada. *Acta bot. bras.* 15:115-124.

DIALLO, A.T., SAMB, P.I., DUCOUSSO M. 1999. Arbuscular mycorrhizal fungi in the semi-árida areas of Senegal. *Eur. J. Soil Biol.* 35:65-75.

DIEM, H.G., GUEYE, I., GIANINAZZI-PEARSON, V., FORTIN, J.A., DOMMERGUES, Y.R. 1981. Ecology of VA mycorrhizae in the tropics: the semi-arid zone of Senegal. *Acta Ecol./ Ecol. Plant.* 2: 53-62.

DRUMOND, M.A., KIILL, L.H.P., LIMA, P.C.F., OLIVEIRA, M.C., OLIVEIRA, V.R., ALBUQUERQUE, S.G., NASCIMENTO, C.E.S., CAVALCANTE, J. 2000. Estratégias para uso sustentável da biodiversidade da caatinga. In Workshop de avaliação e identificação de ações prioritárias para a conservação, utilização sustentável e repartição de benefícios da biodiversidade do bioma Caatinga, Maio 2000. Petrolina, 23 p.

FISHER, R.A. & YATES, F. 1970. Statistical tables for biological, agricultural and medical research. Hafner Publ. Comp., Davien.

GERDEMANN, J.W. & NICOLSON, T.H. 1963. Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting. Trans. Br. Mycol. Soc. 46:235-244.

GIOVANNETTI, M. & MOSSE, B. 1980. An evaluation of techniques for measuring vesicular arbuscular mycorrhizal infection in roots. New Phytol. 84:489-500.

GOMES, S.P. & TRUFEM, S.F.B. 1998. Fungos micorrízicos arbusculares (Glomales, Zygomycota) na Ilha dos Eucaliptos, Represa do Guarapiranga, São Paulo, SP. Acta bot. bras. 12: 395-401.

HART, M.M., READER, R.J., KLIRONOMOS. J.N. 2001. Life-history strategies of arbuscular mycorrhizal fungi in relation to their sucessional dynamics. Mycologia 93: 1186-11-94.

HARTNETT, D.C. & WILSON, G.W.T. 1999. Mycorrhizae influence plant community structure and diversity in tallgrass prairie. Ecology 80:1187-1195.

JACOMINE, P.K.T., CAVALCANTI, A.C., PESSÔA, S.C.P., SILVEIRA, C.O. 1975. Levantamento exploratório - Reconhecimento de solos do Estado de Alagoas. Centro de Pesquisa Pedológica, EMBRAPA e SUDENE, Divisão de Recursos Renováveis. Boletim Técnico 35.

JASPER, D.A., ABBOTT, L.K., ROBSON, A.D. 1993. The survival of infective hyphae of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in dry soil: an interaction with sporulation. *New Phytol.* 124: 473-479.

JENKINS, W.R. 1964. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. *Pl. Dis. Rep.* 48:692.

JOHNSON, N.C., ZAK, D.R., TILMAN, D., PFLEGER, F.L. 1991. Dynamics of vesicular-arbuscular mycorrhizae during old field succession. *Oecologia* 80:349-358.

KOSKE, R.E. 1987. Distribution of VA mycorrhizal fungi along a latitudinal temperature gradient. *Mycologia* 79:55-68.

MAIA, L.C. & TRUFEM, S.F.B. 1990. Fungos micorrízicos vesículo-arbusculares em solos cultivados no Estado de Pernambuco. *Brasil. Revta. brasil. Bot.* 13:89-95.

McGEE, P.A. 1989. Variation in propagule numbers of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in a semi-arid soil. *Mycol. Res.* 92:28-33.

MELO, A.M.Y., MAIA, L.C., MORGADO, L.B. 1997. Fungos micorrízicos arbusculares em bananeiras cultivadas no vale do submédio São Francisco. *Acta bot. bras.* 11:115-121.

MILLER, R.M. 1979. Some occurrences of vesicular-arbuscular mycorrhiza in natural and disturbed ecosystems of the Red Desert. *Can. J. Bot.* 57:619-623.

MILLER, R.M. & KLING, M. 2000. The importance of integration and scale in the arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Plant Soil* 226:295-309.

MORTON, J.B. 1993. Problems and solutions for the integration of glomalean taxonomy, systematic biology, and the study of endomycorrhizal phenomena. *Mycorrhiza* 2:97-109.

PEDERSEN, C.T. & SYLVIA, D.M. 1996. Mycorrhiza: ecological implications of plant interactions. In *Concepts in Mycorrhizal Research*. (K.G. Mukerji, ed.). Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, p.195-222.

PHILLIPS, J.M. & HAYMAN, D.S. 1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Trans. Br. Mycol. Soc.* 55:158-161.

POWELL, C.L. & BAGYARA J, J.D. 1984. Fungal Species. In *VA Mycorrhiza*. (C.L. Powell & J.D. Bagyaraj, eds.). CRC Press, Boca Rotan. p.43-50.

RATHORE, V.P. & SINGH, H.P. 1995. Quantification and correlation of vesicular-arbuscular mycorrhizal propagules with soil properties of some mollisols of Northern India. *Mycorrhiza* 5: 201-203.

REEVES, F.B., WAGNER, D., MOORMAN, T., KIEL, J. 1979. The role of endomycorrhizae in revegetation practices in the semi-arid West. I. A comparison of incidence of mycorrhizae in severely disturbed vs. natural environments. *Amer. J. Bot.* 66:6-13.

RESENDE, M., CURI, N., REZENDE, S.B., CORRÊA, G.F. 1999. Classificação e Geografia de solos. In *Pedologia: Base para distinção de ambientes*. NEPUT, Viçosa, p.155-227.

ROLDAN-FAJARDO, B.E. 1994. Effect of indigenous arbuscular mycorrhizal endophytes on the Development of six wild plants colonizing a semi-arid area in south-east Spain. *New Phytol.* 127: 115-121.

ROSE, S.L. 1980. Vesicular-arbuscular endomycorrhizal associations of some desert plants of Baja California. *Can. J. Bot.* 59:1056-1060.

SAMPAIO, E.V.S.B. 1995. Overview of the Brazilian caatinga. In *Seasonally dry tropical forests*. (S. H Bullock, A.M Harold, E. Medina, eds.). Cambridge University Press, Cambridge, p.35-63.

SANTOS, B.A., SILVA, G.A., MAIA, L.C., ALVES, M.V. 2000. Mycorrhizae in Monocotyledonae of Northeast Brazil: subclasses Alismatidae, Arecidae and Zingiberidae. *Mycorrhiza* 10:151-153.

SCHREINER, R.P., MIHARA, K.L., McDANIEL, H., BETHLENFALVAY, G.J. 1997. Mycorrhizal fungi influence plant and soil functions and interactions. *Plant Soil* 188:199-209.

SCHENCK, N.C. & PÉREZ, Y. 1990. *Manual for the identification of VA mycorrhizal fungi*. 3 ed. Synergistic Publ., Gainesville.

SCHENCK, N.C. & SIQUEIRA, J.O. 1987. Ecology of VA mycorrhizal fungi in temperate agroecosystems. In *Mycorrhizae in the next decade*. (D. M. Sylvia, L.L. Hung, J.H. Graham, eds.). In 7^a North American Conference on Mycorrhizae. University of Florida, Gainesville, p.2-4.

SIEVERDING, E. 1991. Vesicular-arbuscular mycorrhiza management In tropical agrosystems. (E. Sieverding, ed.). Deutsche Gesellschaft Technische Zusammenarbeit (GTZ) GmbH, Eschborn, 371p.

SILVA, G.A. 2000. Potencial de infectividade de fungos micorrízicos arbusculares oriundos de área de caatinga nativa e degradada por mineração. Dissertação de Mestrado, Universidade Federal de Pernambuco, Recife.

SILVA, G.A., MAIA, L.C., SILVA, F.S.B., LIMA, P.C.F. 2001a. Potencial de infectividade de fungos micorrízicos arbusculares oriundos de área de caatinga nativa e degradada por mineração, no Estado da Bahia, Brasil. *Revta. brasil. Bot.* 24:135-143.

SILVA, G.A., SANTOS, B.A., ALVES, M.V., MAIA, L.C. 2001b. Arbuscular mycorrhiza in species of Commelinidae (Liliopsida) in the State of Pernambuco (Brazil). *Acta bot. bras.* 15: 155-165.

SIQUEIRA, J.O. 1994. Micorrizas arbusculares. In *Microrganismos de importância agrícola*. (R. S. Araújo & M. Hungria, eds.). EMBRAPA-SPI. Brasília, p.235-249.

SKUJINS, J. & ALLEN, M.F. 1986. Use of mycorrhizae for land rehabilitation. *MIRCEN J.* 2:161-176.

SMITH, S.E. & READ, D.J. 1997. The symbiontes forming VA mycorrhizas. In *Mycorrhizal Symbiosis*. (S.E. Smith & D.J. Read, eds.). Academic Press, Inc., San Diego, p.33-80.

STATISTICA FOR WINDOWS. 1995. StatSoft. Tulsa, USA.

STÜRMER, S.L. & BELLEI, M.M. 1993. Composition and seasonal variation of spore populations of arbuscular mycorrhizal fungi in dune soils on the Island of Santa Catarina, Brazil. *Can. J. Bot.* 72:359-363.

STÜRMER, S.L. 1999. Evolução Classificação e filogenia dos fungos micorrízicos arbusculares. In *Inter-Relação Fertilidade, Biologia do Solo e Nutrição de Plantas*. (J.O. Siqueira, F.M.S. Moreira, A.S. Lopes, L.R.G. Guilherme, V. Faquin, A.E. Furtini Neto, J.G. Carvalho, eds.). Soc. Bras. de Ci. Solo, Lavras, p.797-817.

STUTZ, J.C. COPEMAN R. MARTIN, C.A. MORTON, J.B. 2000. Patterns of species composition and distribution of arbuscular mycorrhizal fungi in arid regions of Southwestern North America and Namibia, África. *Can. J. Bot.* 78:237-245.

SYLVIA, D.M. 1992. Quantification of external hyphae of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. In *Methods in Mycobiology: Techniques for the Study of Mycorrhiza* (J.R. Norris, D.J. Read, A.K. Varma, eds.) Academic Press, New York, p.53-66.

TARAFDAR, J.C. & PRAVEEN-KUMAR. 1996. The role of vesicular arbuscular fungi on crop, tree and grasses grown in an arid environment. *J. Arid Environ.* 34:197-203.

TOMÉ JR, J.B. 1997. Interpretação dos resultados. In *Manual para interpretação de análise do solo*. (J.B. Tomé Jr, ed.). Guaíba, Agropecuária, p.89-107.

TRUFEM,S.B. 1990. Aspectos ecológicos de fungos micorrízicos vesículo-arbusculares da mata tropical úmida da Ilha do Cardoso, SP, Brasil. *Acta bot. bras.* 4:31-45.

TRUFEM, S.B. 1995. Aspectos ecológicos de fungos micorrízicos arbusculares na rizosfera de plantas de restinga da Ilha do Cardoso, SP, Brasil. *Revta. brasil. Bot.* 18:51-60.

TRUFEM, S.B. & BONONI, V.L. 1985. Micorrizas vesículo-arbuscular de culturas introduzidas em área de cerrado. *Rickia* 12:165-187.

TRUFEM, S.B., OTOMO, H.S, MALATINSZKY, S.M.M. 1989. Fungos micorrízicos vesículo-abusculares em rizosfera de plantas em dunas do Parque Estadual da Ilha do Cardoso, São Paulo, Brasil. (1) Taxonomia. *Acta bot. bras.* 3:141-152.

Van der HEIJDEN, M.G.A., KLIRONOMOS, J.N., URSIC, M., MOUTOGLIS, P., STRITWOF-ENGEL, R., BOLLER, T., WIEMKEN, A., SANDERS, I.R. 1998. Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. *Nature*. 396:69-72.

WILSON, J., INGLEBY, K., MASON, P.A., IBRAHIM, K., LAWSON, G.J. 1992. Long-term changes in vesicular-arbuscular mycorrhizal spore populations in *Terminalia* plantations in Côte d'Ivoire. In *Mycorrhizas in Ecosystems*. (D.J. Read, D.H. Lewis, A.H. Fitter, I.J. Alexander, eds.). CAB Internacional, Cambridge, p.268-275.

ZAMBOLIM, L. & SIQUEIRA, J.O. 1985. Importância e potencial das associações micorrízicas para a agricultura. EPAMIG (série documentos), Belo Horizonte, 26:1-36.

YANO-MELO, A. M. 2002. Biologia de fungos micorrízicos arbusculares em solos salinizados. Tese de Doutorado, Universidade Federal de Pernambuco, Recife.