

**FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES
ISOLADOS EM CULTURAS ARMADILHAS
DE SOLOS SOB DIFERENTES SISTEMAS DE
USO NA AMAZÔNIA**

PATRICIA LOPES LEAL

2005

PATRICIA LOPES LEAL

FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES ISOLADOS EM
CULTURAS ARMADILHAS DE SOLOS SOB DIFERENTES SISTEMAS
DE USO NA AMAZÔNIA

Dissertação apresentada à Universidade Federal de
Lavras como parte das exigências do Programa de
Pós-graduação em Microbiologia Agrícola, para a
obtenção do título de “Mestre”.

Orientador

Prof . Dr. José Oswaldo Siqueira

LAVRAS
MINAS GERAIS - BRASIL
2005

Ficha Catalográfica Preparada pela Divisão de Processos
Técnicos da
Biblioteca Central da UFLA

Leal, Patrícia Lopes

Fungos micorrízicos arbusculares isolados em culturas armadilhas de solos sob diferentes sistemas de uso na Amazônia / Patrícia Lopes Leal. -- Lavras : UFLA, 2005.

67 p. : il.

Orientador: José Oswaldo Siqueira.

Dissertação (Mestrado) – UFLA.

Bibliografia.

1. Solo. 2. Microbiologia. 3. Fungo micorrízico. 4. Simbiose. I. Universidade Federal de Lavras. II. Título.

CDD-632.4

PATRICIA LOPES LEAL

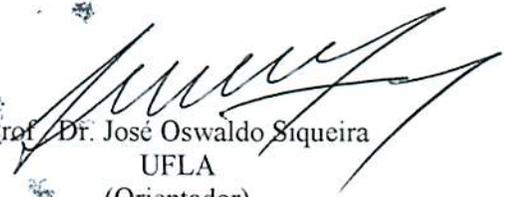
FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES ISOLADOS EM
CULTURAS ARMADILHAS DE SOLOS SOB DIFERENTES SISTEMAS
DE USO NA AMAZÔNIA

Dissertação apresentada à Universidade Federal de
Lavras como parte das exigências do Programa de
Pós-graduação em Microbiologia Agrícola, para a
obtenção do título de “Mestre”.

APROVADA em 29 de julho de 2005

Prof.^a Fátima M. Souza Moreira

Prof. Sidney Stürmer



Prof. Dr. José Oswaldo Siqueira
UFLA
(Orientador)

LAVRAS
MINAS GERAIS - BRASIL

Aos meus pais, Maria Lúcia
Lopes Leal e Enéas Lelis Leal
por todo amor e apoio
depositados.

A minha irmã, amigos e
familiares.

OFEREÇO

A Deus e à Virgem Maria
por terem me concedido
esta conquista!

Aos meus familiares e
amigos pelo carinho e a
amizade.

DEDICO

Aos meus tios, Natalino e Cristina e aos meus primos, Nicole e Gabriel, por tão bem me acolher e por todo carinho transmitido.

Aos meus grandes amigos, Sandro e Krisle, pelo total carinho e força depositados em mim, pela bela amizade e companheirismo essenciais para realização deste trabalho, meu eterno obrigado!!!

Aos grandes e indispensáveis amigos, André e Michelle, que de forma especial entraram na minha vida, proporcionando-me entusiasmo e alegria para realizar o curso de mestrado. Aos amigos Tais, Desiree, Michel, Kele e Gláucio, pelos momentos descontraídos e agradáveis. Muito obrigada!!!

Aos meus pais e minha irmã, que sempre foram e serão o alicerce de cada etapa da minha vida e com quem sempre irei compartilhar cada conquista. Amo vocês!

Aos meus pais, Maria Lúcia
Lopes Leal e Enéas Lelis Leal
por todo amor e apoio
depositados.

A minha irmã, amigos e
familiares.

OFEREÇO

A Deus e à Virgem Maria
por terem me concedido
esta conquista!
Aos meus familiares e
amigos pelo carinho e a
amizade.

DEDICO

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus pelo amor e perseverança a mim concedidos para realização deste trabalho.

À Universidade Federal de Lavras (UFLA), em especial ao Departamento de Biologia, pela oportunidade de realização do curso.

A Capes, a qual me concedeu a bolsa de mestrado.

Ao projeto *Conservation and Sustainable Management of Bellow Ground Biodiversity* fase 1 n° GF/275-02/4517 e GF/11030-02-05, pelo financiamento, indispensável para a realização deste trabalho.

Ao professor José Oswaldo Siqueira pela orientação, profissionalismo, competência e confiança depositada na minha pessoa.

Ao Prof. Sidney Stürmer, pela orientação e ajuda nos trabalhos de identificação dos fungos isolados.

A prof. Fátima Moreira pela constante participação e apoio para a realização deste trabalho.

Aos professores do Programa de Pós-graduação em Microbiologia Agrícola, Rosane, Eustáquio e Romildo, pelos conhecimentos e ensinamentos transmitidos.

Aos membros da banca examinadora, pelas críticas e sugestões ao trabalho a fim de melhorá-lo.

A todos os colegas da Microbiologia Agrícola, pelos bons momentos compartilhados durante todo o curso.

A todos os colegas do Departamento de Ciência do Solo, em especial Adriana, Ederson, Gláucia, José Geraldo, Robervone e Rafaela, pela amizade e total apoio na realização do curso de mestrado.

Aos técnicos dos Departamentos de Biologia e Ciência do Solo, em especial Manuel, por toda ajuda concedida.

Aos meus tios, Natalino e Cristina e aos meus primos, Nicole e Gabriel, por tão bem me acolher e por todo carinho transmitido.

Aos meus grandes amigos, Sandro e Krisle, pelo total carinho e força depositados em mim, pela bela amizade e companheirismo essenciais para realização deste trabalho, meu eterno obrigado!!!

Aos grandes e indispensáveis amigos, André e Michelle, que de forma especial entraram na minha vida, proporcionando-me entusiasmo e alegria para realizar o curso de mestrado. Aos amigos Tais, Desiree, Michel, Kele e Gláucio, pelos momentos descontraídos e agradáveis. Muito obrigada!!!

Aos meus pais e minha irmã, que sempre foram e serão o alicerce de cada etapa da minha vida e com quem sempre irei compartilhar cada conquista. Amo vocês!

SUMÁRIO

	Página
RESUMO.....	i
ABSTRACT.....	ii
1 INTRODUÇÃO	1
2 REFERENCIAL TEÓRICO.....	4
2.1 As Micorrizas.....	4
2.2 As Micorrizas Arbusculares (MAs).....	5
2.3 A Classificação dos FMAs	7
2.4 Ecologia dos FMAs	10
2.5 Ocorrência e Riqueza de espécies	13
3 MATERIAL E MÉTODOS.....	19
3.1 Amostragem do solo.....	20
3.2 Culturas Armadilhas	24
3.3 Extração e contagem do número de esporos no solo.....	26
3.4 Porcentagem de colonização micorrízica	27
3.5 Análises Estatísticas	27
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	29
4.1 Densidade e diversidade de esporos	29
4.2 Espécies recuperadas	48
5 CONCLUSÕES	55
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	56
ANEXO.....	65

RESUMO

Leal, Patrícia Lopes. **Fungos Micorrízicos Arbusculares isolados em culturas armadilhas de solos sob diferentes sistemas de uso na Amazônia**. 2005. 67 p. Dissertação (Mestrado em Microbiologia Agrícola) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, MG.

O objetivo deste trabalho foi avaliar ocorrência e diversidade de FMAs em amostras de solo da Amazônia sob diferentes usos (Floresta, Capoeira Velha, Capoeira Nova, Agrofloresta, Roça e Pastagem), empregando a técnica de cultura armadilha em casa de vegetação, em duas condições distintas: FURB adotando com plantas hospedeiras, *Sorghum* e *Vigna unguiculata*, e UFLA (Universidade Federal de Lavras), adotando, como plantas hospedeiras, *Brachiaria decumbens* e *Neonotonia wightii*. As culturas foram mantidas por 150 dias em casa de vegetação e, após este período, foram realizadas avaliações quanto à densidade de esporos, identificação taxonômica dos mesmos e porcentagem de colonização micorrízica nas culturas armadilhas da UFLA. Houve uma grande variação nas espécies encontradas das diversas amostras, independentemente do sistema de uso de onde elas foram recuperadas. As duas culturas armadilhas proporcionaram uma recuperação de 24 espécies de FMAs, sendo maior a recuperação de espécies na FURB. As espécies *Glomus* "thin green" e *Acaulospora delicata* foram as espécies de maior ocorrência. O número de espécies por gênero decresce na seguinte ordem: *Acaulospora*, *Glomus*, *Entrophospora*, *Gigaspora*, *Archaeospora*, *Scutellospora* e *Paraglomus*. Através do índice de Shannon foi observada maior diversidade nas amostras oriundas da Capoeira Nova e menor diversidade de espécies nas amostras oriundas da Floresta e Agrofloresta. As maiores densidades de esporos foram encontradas em Capoeira Nova e em Pastagem. A colonização micorrízica das culturas foi elevada para todas as amostras estudadas de diferentes ecossistemas. A análise de agrupamento revelou ampla dissimilaridade entre as amostras. Os FMAs foram de ocorrência generalizada nos ecossistemas da Amazônia estudados, sendo estes mais abundantes em condições de interferência antrópica que na floresta primária.

Palavras-chaves: micorrizas tropicais, fungos do solo, simbioses radiculares, solos da Amazônia, biodiversidade, microbiologia do solo

Comitê Orientador: José Oswaldo Siqueira – UFLA (Orientador), Sidney Stürmer – FURB (Co-orientador).

ABSTRACT

Leal, Patrícia Lopes. **Arbuscular mycorrhizal fungi isolated by traps cultures from soils under different land use systems in Amazon.** 2005. 67 p. Dissertation (Master Program in Agricultural Microbiology) – Federal University of Lavras, Lavras, MG.

The objective of this work was to evaluate the occurrence and diversity of Arbuscular Mycorrhizal Fungi (AMF) in soil samples collected in areas under different Land Use Systems in Amazon (primary forest, old secondary forest, young secondary forest, agroforest, crops and pasture) by the trap cultures, under greenhouse, in two different conditions: FURB adopting Sorghum and *Vigna unguiculata* as host plants and UFLA adopting *Brachiaria decumbens* and *Neonotonia wightii* as host plants. The cultures were maintained for 150 days under greenhouse and after this period the following evaluations were carried out: spore density, taxonomic identification in both traps and mycorrhizal colonization in traps cultures from UFLA. It was found a great variation in species recovered from trap cultures, independently of the land use from where this samples came from. The two trap cultures provided a recovery of a total of 24 AMF species, being found a higher richness of species in FURB cultures. The species *Glomus* "thin green" and *Acaulospora delicata* were the ones with greater occurrence. The number of species per genus decreases in the following order: *Acaulospora*, *Glomus*, *Entrophospora*, *Gigaspora*, *Archaespora*, *Scutellospora* and *Paraglomus*. The Shannon index revealed higher diversity in samples originated from of the young secondary forest and low diversity for samples originated from of the primary forest and agroforest. In young secondary forest and pasture it was found the highest spore density. The mycorrhizal colonization was high in all samples. The cluster analysis revealed a very high dissimilarity among all samples, regardless of land use system. The AMFs were of wide occurrence in the Amazon ecosystems studied. They were more abundant in the ecosystems under anthropic interference as compared to the primary forest.

Key words: tropical mycorrhiza, soil fungi, radicular symbiosis, Amazon soils, biodiversity, soil microbiology

Guidance committee: José Oswaldo Siqueira – UFLA (Advisor), Sidney Stürmer – FURB (Co- advisor).

1 INTRODUÇÃO

Os fungos micorrizicos arbusculares (FMAs) representam um importante componente da microbiota do solo em ecossistemas naturais e agrícolas. Esses fungos pertencem a Ordem Glomerales da recém proposta Divisão Glomeromycota (Schussler et al., 2001). Os FMAs são simbioses mutualísticas obrigatórios que colonizam as raízes de mais de 90% das famílias de plantas (Siqueira, 1991), eles são de particular importância nos trópicos onde a maior parte do solo apresenta baixa fertilidade, e a formação de micorriza é importante para a sobrevivência e o crescimento das plantas, assim como para a sucessão de floresta e à recuperação das áreas degradadas (Janos, 1996). Na associação micorrizica há uma íntima interação entre planta hospedeira e fungo, apresentando uma perfeita integração morfológica e fisiológica, resultando em uma alta compatibilidade funcional. Como simbioses, os FMAs trazem benefícios à comunidade vegetal e ao ambiente, fornecendo nutrientes e água às plantas, assim como favorecendo a retenção de umidade, agregação e a estabilidade dos solos (Auge et al., 2001; Sylva 1992). Estes fungos ainda são cruciais para a sustentabilidade dos ecossistemas terrestres, não apenas pela sua presença, mas pela sua diversidade genética e funcional, pois são importantes tanto para a estrutura da comunidade vegetal quanto para a estrutura do ecossistema (Oehl et al., 2003).

A diversidade e densidade dos propágulos de FMA no solo estão relacionadas indiretamente com as condições ecológicas de cada ecossistema (Maia & Trufem, 1990). As maneiras mais comuns de determinar a diversidade dos FMAs no solo é a extração e identificação de esporos recolhidos diretamente do campo. Além disso, pode-se utilizar a técnica de cultura armadilha que consiste na multiplicação de FMAs, presentes num solo nativo em vasos com

vários tipos de plantas hospedeiras e de substratos ou misturas destes (solo, areia, vermiculita, turfa, etc.). A identificação dos FMAs está baseada nas características morfológicas (tamanho, cor) dos esporos e nas características morfológicamente distintas da parede celular destes fungos, além de características sub-celulares. As dificuldades no estudo da biologia molecular de FMAs se devem principalmente à impossibilidade de cultivar os FMAs ou a micorriza *in vitro*, uma vez que estes fungos são biotróficos obrigatórios e apenas se propagam quando associados a uma planta viva (Lambais, 1996). Porém, atualmente, algumas técnicas moleculares têm sido empregadas na identificação direta de FMAs na planta, utilizando-se da técnica de PCR (Polymerase chain reaction) para amplificar uma seqüência específica dos FMAs. Vários métodos baseados em PCR foram desenvolvidos nos últimos anos, a maioria dos quais amplificam os genes RNA (rDNA) ribossomais (Clapp et al., 2002).

Os ecossistemas brasileiros se destacam como importantes fontes de diversidade de FMAs (Stürmer & Siqueira, 2005). Porém, o inventário brasileiro de espécies de FMAs é o resultado de estudos localizados do país: apenas 35% dos Estados no Brasil possuem estudos de ocorrência de FMA. Os Estados que mais se destacam no estudo de FMAs são São Paulo e Minas Gerais, onde há predominância em avaliações quantitativas e qualitativas das populações fúngicas, eficiência simbiótica de fungos indígenas, sua sazonalidade e distribuição em função de características climáticas e edáficas principalmente em ecossistemas naturais (dunas, cerrado) e agrícolas (café, citrus, soja, banana, cana, feijão, etc.) conforme revisado em Siqueira & Klauberg Filho (2000). Na região Sul e em alguns Estados do Nordeste, há poucos trabalhos e nas regiões Norte e Centro Oeste, a presença de FMAs tem sido simplesmente ignorada. Nem mesmo na região Amazônica, onde está localizada a maior área verde e fonte de diversidade do mundo, há estudos sobre a diversidade de FMAs (Sturmer & Siqueira, 2005). Desta forma, mais esforços de pesquisas têm que

ser feitos para algumas localizações geográficas no Brasil, representando importantes biomas e ecossistemas, tais como a floresta tropical Amazônica e o Pantanal.

O objetivo deste trabalho foi avaliar ocorrência e diversidade de FMAs em amostras de solo da Amazônia sob diferentes usos, empregando a técnica de cultura armadilha em casa de vegetação.

2 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 As Micorrizas

Micorriza (*mykes*= fungo; *rhiza*= raiz) é uma associação simbiótica mutualística obrigatória, que ocorre entre fungos do solo e raízes da maioria das plantas vasculares (Sieverding, 1991). A associação é caracterizada pela formação de um grupo funcional, através do qual ocorre o movimento de fotoassimilados da planta para fungo e de nutrientes absorvidos do solo pelo fungo para a planta. Embora tenha surgido há mais de 400 milhões de anos, quando as plantas iniciaram o processo de colonização do *habitat* terrestre, as micorrizas só foram reconhecidas e tratadas cientificamente em meados do século XIX, quando foram publicados os primeiros relatos detalhados da associação entre células radiculares e micélios fúngicos (Siqueira, 1986).

Frank, um patologista florestal na Alemanha, foi um dos primeiros pesquisadores a demonstrar que a colonização das raízes das plantas, pelos fungos, resultava em micélio abundante na rizosfera, e que estes ajudavam na absorção de nutrientes do solo. Ele também afirmou que o fungo é incapaz de atacar, injuriar ou causar qualquer disfunção nas raízes, caracterizando a natureza mutualista da associação. A associação com as raízes é favorecida pela existência de um biotrofismo bem desenvolvido por parte do fungo, balanceado e permanente; alta compatibilidade estrutural e fisiológica entre os parceiros; habilidade dos simbiontes de atuarem de maneira regulável, controlando assim os benefícios mútuos da relação (Moreira & Siqueira, 2002). Portanto, a associação micorrízica é uma estratégia desenvolvida pelas plantas, ao longo de milhões de anos, para enfrentar os estresses bióticos e abióticos sofridos pelas plantas e, por isso, contribui para a sobrevivência, crescimento e produtividade das comunidades vegetais (van der Heijden et al., 1998).

Atualmente, as micorrizas estão categorizadas em sete tipos distintos,

quais sejam: Micorrizas Arbusculares, Ectomicorrizas, Ectoendomicorrizas, Arbutóide, Monotropóide, Ericóide e Orquidóide. Esta categorização tem como parâmetros as características do fungo (hifas septadas ou não septadas), a forma de penetração e colonização das células hospedeiras, presença ou ausência do manto fúngico, alteração da morfologia da raiz, especificidade do hospedeiro, a classificação do fungo e a classificação da planta por Smith & Read (1997) e Brundrett et al. (1995). Dentre estes tipos, as micorrizas arbusculares são as mais comuns entre os ecossistemas e espécies vegetais, sendo por isso objeto do presente estudo.

2.2 As Micorrizas Arbusculares (MAs)

As MAs são associações formadas entre fungos pertencentes à Ordem Glomerales da Divisão Glomeromycota, os quais formam estruturas como arbúsculos, hifas e vesículas no interior do córtex radicular. As MAs são definidas pela presença dos arbúsculos, que são estruturas fúngicas intracelulares que permitem a transferência de fotoassimilados da planta para o fungo (Sylvia et al., 1998). As MAs são de ocorrência generalizada e mais de 80% das famílias de plantas, incluindo membros da maioria das Angiospermas e Gimnospermas, pteridófitas e briófitas (Trappe, 1987), são capazes de estabelecer este tipo de associação (Pirozynski & Dalpé, 1989) em ecossistemas naturais e agrícolas e em áreas degradadas. Dentre os grupos de plantas, as associações micorrízicas arbusculares ocorrem em 83% das dicotiledôneas, 79% das monocotiledôneas e praticamente em todas as gimnospermas (Wilcox, 1990). A incapacidade de formar MAs é uma exceção, que ocorre em alguns membros das famílias das Cruciferae, Cyperaceae, Chenopodiaceae e Proteaceae; normalmente a maioria dos seus gêneros não formam MAs sendo consideradas plantas não micotróficas (Brundrett et al., 1995; Harley & Harley, 1987).

As MAs destacam-se dos outros tipos de micorriza por apresentar um grau mais elevado de especialização na interface planta-fungo, com o desenvolvimento de estruturas complexas (arbúsculos), que possibilitam um aumento de 20 vezes a superfície de contacto planta-fungo (Alexander et al., 1988). É importante salientar que especificidade, capacidade de colonizar, efetividade e grau de colonização são aspectos distintos e variam com as condições ambientais e com os simbiontes envolvidos, havendo uma relação mais estreita entre os FMAs e o meio edáfico do que com o hospedeiro propriamente dito (Sylvia et al., 1999). Assim alterações neste ambiente exercem grande influência sobre esses fungos e sua simbiose.

As MAs exercem efeitos acentuados sobre as plantas hospedeiras, destacando-se os efeitos nutricionais (Allen, 1990). Estes estão relacionados diretamente ao crescimento e a produção vegetal e resultam, principalmente, da ação direta do fungo na absorção de nutrientes e indireta na fixação biológica de nitrogênio, no caso de leguminosas nodulíferas, mineralização e/ou solubilização de nutrientes da rizosfera, assim como a modificações na translocação, partição e eficiência de uso de nutrientes absorvidos pelas raízes ou micorrizas (Thomson et al., 1990).

Estudos em espécies vegetais diversas, em várias partes do mundo, mostram que plantas micorrizadas geralmente absorvem maiores quantidades de macro e micronutrientes, como também outros elementos como Br, Cl, Na, Al, Si (Clark & Zeto, 2000; Evans & Miller, 1990; Marschner & Dell, 1994). Entretanto, é importante ressaltar que a redução dos teores de nutrientes nas plantas micorrizadas resulta, na maioria dos casos, de efeitos de diluição, visto que as plantas micorrizadas acumulam mais matéria seca (Siqueira & Franco, 1988).

2.3 A Classificação dos FMAs

A classificação dos FMAs vem sendo definida ao longo das últimas décadas pela congruência de aspectos morfológicos e moleculares. Atualmente, estes fungos se encontram classificados na Ordem Glomerales da recém proposta Divisão Glomeromycota (Schussler et al., 2001). Eles são considerados um grupo monofilético, ou seja, um grupo de espécies derivadas de um ancestral comum, contendo todos os organismos que formam associações mutualísticas com as raízes das plantas caracterizadas pela formação de arbúsculos (Morton, 1993). De acordo com esta classificação, a ordem Glomerales contém duas sub-ordens, Glominaeae e Gigasporineae. A sub-ordem Gigasporineae é formada por uma família, Gigasporaceae, que contém os gêneros *Gigaspora* e *Scutellospora*, cujos organismos produzem esporos numa célula bulbo suspensora, formam células auxiliares, e possuem uma camada permante envolvendo a camada laminar na parede dos esporos. A sub-Ordem Glomineae é formada por duas famílias, Glomaceae, que contém o gênero *Glomus*, e a família Acaulosporaceae, com os gêneros *Acaulospora* e *Entrophospora*. Os fungos da subordem Glomineae formam hifas cilíndricas com ramificações perpendiculares, formam vesículas dentro das raízes, e os esporos possuem uma ou mais camadas evanescentes, envolvendo a camada laminar da parede. Recentemente, Morton & Redeker (2001) propuseram duas novas famílias com dois gêneros respectivos Archaeosporaceae (gênero *Archaeospora*) e Paraglomaceae (gênero *Paraglomus*). Na família Archaeosporaceae, ocorre a formação de um sáculo esporífero prioritariamente ao desenvolvimento dos esporos na lateral (em *Acaulospora*) ou dentro (em *Entrophospora*) da hifa suspensora. Nas duas novas famílias, os esporos são formados em talo da hifa esporógena (*Archaeospora*) ou como em *Glomus* na Paraglomaceae. Em Gigasporaceae, os esporos são formados individualmente a partir de uma célula bulbo, por brotação, conforme ilustrados no esquema da Figura 1.

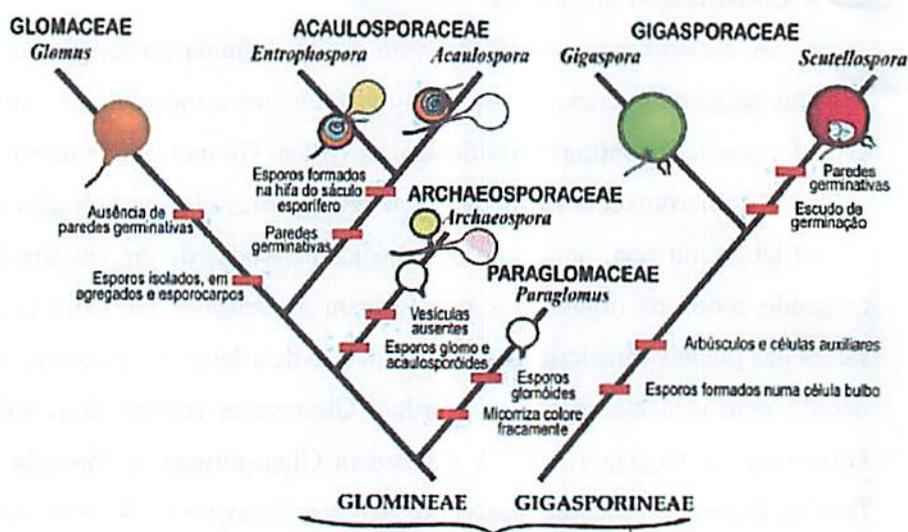


FIGURA 1 Classificação atual dos FMAs mostrando as características que definem as famílias e gêneros de Glomerales (Modificado do INVAM).

A colonização das raízes pelos FMAs tem início com o crescimento de uma hifa infectiva, a partir de um esporo germinado, segmento de raiz infectado ou de hifa no solo (Moreira & Siqueira, 2002). Na superfície da raiz, ocorre o processo de colonização propriamente dito, através da diferenciação da hifa infectiva em apressório e da penetração no córtex da raiz, conforme Moreira & Siqueira (2002). Uma vez colonizada a raiz, ocorre a proliferação inter e intracelular do micélio fúngico nos tecidos externos e endoderme. No córtex, as hifas se diferenciam em arbúsculos, combinação de uma pressão mecânica e degradação enzimática parcial da parede celular vegetal. A colonização intraradicular é limitada aos tecidos externos à endoderme e ocorre uma proliferação inter e intracelular intensa do micélio fúngico. Na parte mais interna do córtex, hifas intracelulares se diferenciam em arbúsculos que são estruturas importantes

para a transferência de nutrientes entre os simbioses (Smith, 1993). Após a formação dos arbúsculos, pode ocorrer o desenvolvimento das vesículas com função de reserva e armazenamento (Harley & Smith, 1983). O micélio fúngico que se desenvolve ao redor das raízes, explora maior volume de solo, através da extensão de suas hifas, facilitando a absorção e o transporte de nutrientes, principalmente os de baixa mobilidade no solo, como o fósforo e também faz interligações entre plantas, possibilitando a transferência de nutrientes entre as mesmas (Martins & Read, 1996). Dentre as fontes de inóculo de FMA, destacam-se os esporos, pois eles são os únicos propágulos que podem ser usados para identificar as espécies de FMAs e, conseqüentemente, eles são de importância fundamental para o isolamento destas espécies fúngicas em culturas puras e para a determinação da distribuição e ocorrência delas em ecossistemas naturais ou agrícolas (Smith & Read, 1997).

A composição e abundância de FMAs, bem como a contribuição dos esporos para infectividade, são influenciadas por vários fatores, tais como a espécie fúngica, planta hospedeira, assim como pela perturbação, sazonalidade e outras variáveis ambientais (Smith & Read, 1997). O efeito da planta hospedeira sobre a produção de esporos foi observado por Simpson & Daft (1990), em estudo no qual a espécie de FMA *Glomus clarum* esporulou melhor associada com milho e sorgo do que com grão-de-bico. Práticas de cultivo, como a monocultura prolongada de uma espécie vegetal hospedeira de FMA, podem levar a uma significativa redução da taxa de colonização micorrízica (Sieverding, 1991) e no número de esporos de FMAs (Smith et al., 1997). Allen (1990), trabalhou em ecossistemas temperados e semi-áridos dos Estados Unidos e verificaram que em áreas perturbadas, o número de propágulos de MAs foi muito reduzido. Wang et al. (1997) demonstram que esporos de espécies de *Glomus* tiveram diferentes preferências para germinarem quanto à temperatura e pH.

2.4 Ecologia dos FMAs

Os FMAs são importantes componentes dos ecossistemas com forte influência sobre a composição da comunidade vegetal e sobre a funcionalidade deste (Bever et al., 2002; Hart & Klironomos, 2001). Ao mesmo tempo, a ocorrência e distribuição destes fungos são influenciadas por diversos fatores ambientais (Friberg, 2001). Dentre os principais fatores bióticos estudados, destacam-se as espécies de plantas, cobertura vegetal, sistema radicular, nutrição vegetal, ciclo e taxa de crescimento, sistemas de cultivo, alelopatia, exsudação e organismos do solo. Quanto aos fatores abióticos, pode-se destacar a disponibilidade de nutrientes, pH, elementos tóxicos (Al, Mn e outros), salinidade, textura, estrutura e agregação do solo, umidade, intensidade luminosa, temperatura, precipitação, poluição atmosférica e do solo, fertilizantes e corretivos, biocidas e práticas culturais e, ainda, contaminação por metais pesados. Os estudos sobre a ecologia dos FMAs, há anos, vêm sendo conduzidos por muitos pesquisadores, como por exemplo, Lohman (1927) que investigou os efeitos de pH do solo sobre a micorrização, assim como fez Peuss (1958) e Porter et al. (1987), entre outros citados por Smith & Read (1997). Outros fatores que podem também afetar a formação da simbiose, tais como temperatura, metais pesados no solo, aplicação de fertilizantes sulfatados, manejo e uso da terra entre outros, vêm sendo amplamente estudados (Jansa et al., 2002; Lupway et al., 2001; Oehl et al., 2003; Rillig et al., 2002; Sandaa et al., 2001).

A estabilidade de ecossistemas naturais, quanto à presença constante de hospedeiros e ausência de variações bruscas na fertilidade do solo, podem garantir a sobrevivência de algumas espécies de FMA (Siqueira et al., 1989). A ausência de vegetação e a erosão acentuada do solo reduzem ou até, mesmo eliminam, os FMAs do sistema. Isso se deve ao fato dos FMAs serem biotróficos obrigatórios e por isso dependem do C da fotossíntese (raízes) para seu desenvolvimento (Moreira & Siqueira, 2002). Em geral, a população dos fungos

micorrízicos arbusculares é alta nos agrossistemas que englobam, principalmente, uso reduzido de agroquímicos, cultivo mínimo e rotação de culturas (Jasper et al., 1989). Essa população natural é também diversificada, podendo ser encontrada em torno de cinco a seis espécies convivendo na mesma rizosfera (Brundrett, 1991). Este mesmo autor verificou que a população de FMAs pode ser reduzida ou inexistente em solos sob pousio ou inundados e nos alterados pela agricultura intensiva ou mineração.

Siqueira et al. (1989), estudando a ocorrência de FMAs em agro e ecossistemas do Estado de Minas Gérias, encontraram mais de 16 espécies de FMA em 25% das amostras de solo sob vegetação natural de cerrado, porém modificações na composição de espécies foram registradas quando estes solos foram cultivados, confirmando estudos de Schenck (1986), indicando que a composição de espécies de FMAs varia em função da planta hospedeira e solo. Sabe-se que diferentes espécies de planta exibem diferentes suscetibilidades à colonização, apresentando variações intra e inter específicas (Smith & Read, 1997). Dentre as características das plantas que mais afetam os FMAs destacam-se a condição micorrízica, estado nutricional, ciclo e taxa de crescimento e produção de substâncias alelopáticas (Moreira & Siqueira, 2002).

Perturbações nos ecossistemas, tais como o desmatamento de florestas tropicais para instalar campos agrícolas e pastagens, podem interromper a ciclagem dos nutrientes e a associação micorrízica pode ser necessária para recuperar e estabilizar as comunidades de plantas (Fisher et al., 1994). Inclusive, verifica-se que nos processos de sucessão vegetal para reabilitação de florestas tropicais, principalmente, os estádios iniciais da sucessão é caracterizado pelo domínio de espécies pioneiras tipicamente micotróficas obrigatórias, confirmando a importância das MAs como componentes das raízes de plantas pioneiras e secundárias iniciais, auxiliando na absorção dos nutrientes minerais, no estabelecimento e sobrevivência destas espécies no início da sucessão, como

foi observado por Zangaro & Andrade (2002) em estudos no Parque Estadual da Mata dos Godoy. Por outro lado, este mesmo autor constatou que os estádios finais da sucessão são caracterizados pela presença de espécies vegetais tardias e climaxes de caráter micotrófico facultativo ou não-micotrófico.

Os efeitos de impactos antrópicos sobre a diversidade e abundância de esporos de FMAs oriundos de florestas e pastos tropicais da Nicarágua e Costa Rica, foram estudados por Picone (2000), o qual encontrou um total de 28 tipos de esporos diferentes, sendo que a maioria destes esporos foram igualmente ou mais numerosos em pastos do que em florestas, assim como a diversidade deles. Na Costa Rica, Johnson & Wedin (1997) avaliaram os efeitos da conversão de florestas tropicais para pradarias sobre as micorrizas e constataram que a diversidade da comunidade de esporos de FMAs foi menor em prados do que em floresta, indicando que a invasão das pradarias sobre as florestas causaram algumas divergências. Porém, a densidade total de esporos de FMAs não foi alterada por esta conversão.

Kabir et al. (1999) verificaram que a perturbação do solo induziu uma redução na absorção de nutrientes e no crescimento das plantas inoculadas com FMA, em condições controladas. Os feitos observados por estes autores resultam da quebra da integridade da rede de hifas extraradiculares, o que reduz potencial de inóculo do solo.

Portanto, para que os benefícios gerados pelas MAs sejam alcançados, torna-se necessário uma melhor compreensão da ecologia dos fungos formadores desta associação. Entretanto, a manipulação da população de FMAs requer mais pesquisas, pois, ainda não está totalmente claro de que forma-se pode obter o máximo benefício desta simbiose (Dodd et al., 1990).

2.5 Ocorrência e Riqueza de espécies

Há indicações que a evolução dos FMAs ocorreu nos trópicos, mas sua ocorrência é atualmente generalizada nos diversos ecossistemas, sendo considerada uma simbiose universal (Pirozynski, 1981).

A ocorrência dos FMAs é determinada por avaliações quantitativas como a taxa de colonização micorrízica e a densidade de esporos no solo, assim como as qualitativas, em que a comunidade fúngica é avaliada a nível de gênero e ou espécie e em termos de abundância ou frequência relativa (Siqueira & Klauberg Filho, 2000). A diversidade de FMAs pode ser determinada analisando esporos recolhidos diretamente do campo, ou através da técnica de cultura armadilha. Os esporos são extraídos do solo e caracterizados para a identificação. A taxonomia é baseada nas características dos esporos que são os propágulos fúngicos que possuem os caracteres morfológicos que definem as espécies (Morton et al., 1995). Os caracteres morfológicos são: cor, tamanho, forma e estrutura da parede, reação ao reagente de Melzer, além da ontogenia dos esporos, como ferramenta para a definição das estruturas subcelulares. A separação de famílias, baseadas nas raízes micorrizadas, porém, é possível quando o padrão de colonização da raiz está bem estabelecida (Abbott & Gazey, 1994).

Geralmente, os esporos coletados diretamente do campo estão normalmente em baixa quantidade, parasitados e, em muitos casos, não possuem todas as estruturas subcelulares intactas que permitem uma identificação mais acurada das espécies (Morton et al., 1995). Por isso, se recorre ao sistema de multiplicação dos FMAs em plantas hospedeiras em condições controladas. Este procedimento é conhecido por cultura armadilha.

A metodologia da cultura armadilha é simples e consiste na multiplicação de FMAs em vasos com os mais variados tipos de plantas hospedeiras e de substratos ou misturas destes (solo, areia, vermiculita, turfa, etc.). A *Brachiaria decumbens* tem sido uma espécie amplamente utilizada nas

culturas armadilhas. Ela tem como vantagem o hábito de crescimento perene, a rusticidade e a facilidade de manutenção das plantas. O sorgo (*Sorghum vulgare* L.) também é uma ótima planta para multiplicação de FMA. Quando comparado com a *B. decumbens*, produz maior quantidade de esporos e apresenta sementes geralmente livres de propágulos de FMAs, o que, no entanto, não dispensa a necessidade de desinfestação prévia das sementes. Estas duas espécies de plantas têm sido empregadas para multiplicação de várias espécies de FMA, em muitas coleções (Sieverding 1991; Smith & Read, 1997).

Stutz & Morton (1996) utilizaram culturas armadilhas para estudar a riqueza de FMAs em ecossistemas áridos dos EUA, nos quais um total de dez espécies foram encontradas, sendo nove delas do gênero *Glomus* e uma do gênero *Entrophospora*. Bever et al. (1996) avaliaram a relação dependente entre fungo e hospedeiro e seus efeitos sobre a esporulação e diversidade de FMAs em campo e em casa de vegetação; para isso, eles utilizaram diferentes estratégias de cultura armadilha, adotaram uma única comunidade de FMAs, em associação com diferentes espécies de plantas e compararam estes resultados com os do campo. Stürmer (2004) utilizou a metodologia das culturas armadilhas para multiplicar FMAs, provenientes de diferentes ecossistemas, os quais, após multiplicados, foram estabelecidos em culturas puras e utilizados como isolados experimentais. Stürmer também analisou o efeito de diferentes isolados fúngicos, de três comunidades diferentes de FMA, pré-estabelecidas em cultura para serem usados como inóculos afim de acessar diversidade fisiológica expressa pela eficiência relativa num hospedeiro padrão. Melloni et al. (2003) aplicou a técnica de cultura armadilha para recuperar FMAs provenientes de áreas de mineração de bauxita em reabilitação, utilizando como plantas hospedeiras Braquiária e Soja perene. Destas, foram recuperadas 6 espécies de FMAs (*G. Margarita*, *Paraglomus occultum*, *E. colombiana*, *A. scrobiculata* e *Glomus* sp.). O uso da metodologia de cultura armadilha sucessiva proporciona um quadro mais

completo da diversidade de espécies. Ela pode ser útil em estudos ambientes como pântanos e lagoas temporárias (Liberta et al., 1983). Alguns autores sugerem que cultura armadilha pode selecionar espécies que esporulam facilmente, omitindo aqueles que, embora não esporulem, colonizam as raízes. Além disso, este método não possibilita a identificação de todas as espécies, uma vez que a taxa de esporulação depende, além de outros fatores, da planta hospedeira empregada (Bever et al., 1996).

Miller et al. (1985), utilizando a técnica de cultura armadilha, recuperou 14 espécies de FMAs, encontradas em solos cultivados com plantações de maçã nos Estados Unidos, que estavam presentes apenas em potes de cultura com *Sorghum* e *Coleus*. Bever et al. (1996) detectaram 23 espécies de FMAs no campo utilizando também culturas armadilhas com *Sorghum* em estudos desenvolvidos no Estado da Carolina do Norte, EUA. Em um ecossistema árido, Stutz & Morton (1996) recuperaram 15 espécies a mais do que aquelas no campo depois de três ciclos de cultura armadilha. Souza et al. (2003), estudando diversidade e infectividade em área de caatinga, no Brasil, identificaram 24 táxons de FMAs, por meio de cultura armadilha. Estes dados são limitados e indicam uma necessidade em determinar a aplicabilidade das culturas armadilhas para recuperar FMAs em uma variedade de ecossistemas. Verifica-se que, no Brasil, ainda são poucos os estudos de diversidade de FMAs que incluem ou utilizam culturas armadilhas como uma técnica complementar, trabalhando portanto, na maioria dos casos com amostras coletadas diretamente do campo (Stürmer & Siqueira, 2005) como pode ser observado em Caproni et al. (2003a), ao estudar a ocorrência de FMAs em áreas revegetadas após mineração de bauxita no Pará.

Por outro lado, para a identificação de FMAs, utilizando caráter morfológico, o uso de cultura armadilha é recomendado, uma vez que um grande número de esporos viáveis são necessários para identificação correta.

O termo diversidade tem sido amplamente discutido por ecologistas e, talvez, a dificuldade em defini-la seja pelo fato da diversidade possuir dois componentes. O primeiro e mais fundamental é o número de espécies ou riqueza de espécies. Este número tem sido relacionado a fatores tais como clima, latitude, produtividade do ecossistema, uso da terra. O segundo componente é a equitabilidade, que expressa a abundância relativa de espécies, assim como o grau de dominância, de uma espécie em relação a outras (Kennedy & Smith, 1995; Odum, 1988). Os índices de diversidade, que avaliam a riqueza e dominância mais usados são o de Shannon-Wiener e o de dominância de Simpson (Pielou, 1983). Estes índices permitem a comparação entre ecossistemas e consideram a comunidade com maior valor para o índice como a mais diversa, sem a realização de uma comparação estatística. Estudos de diversidade, freqüentemente, incluem também cálculo de freqüência de espécies ocorrentes. A freqüência fornece uma medida de espécies raras ou comuns dentro de um ecossistema e isso pode estar relacionado diretamente com a esporulação de fungos ou não (Sturmer & Bellei, 1994).

Os ecossistemas brasileiros se destacam como importantes fontes de diversidade de FMAs (Stürmer & Siqueira, 2005). Porém, o inventário brasileiro se concentra em algumas regiões, resultando em menos que 35% de todos Estados no Brasil em que há estudos de ocorrência de FMA. Os Estados que mais se destacam no estudo de FMAs, são São Paulo e Minas Gerais, onde há predominância em avaliações quantitativas e qualitativas das populações fúngicas, eficiência simbiótica de fungos indígenas, sua sazonalidade e distribuição em função de características climáticas e edáficas, principalmente em ecossistemas naturais (dunas, cerrado) e agrícolas (café, citrus, soja, banana, cana, feijão, etc.), conforme revisado em Siqueira & Klauberg Filho (2000). Na região Sul e em alguns Estados do nordeste, há poucos trabalhos e nas regiões norte e centro oeste, a presença de FMAs tem sido simplesmente ignorada. Nem

na região Amazônica há estudos extensivos sobre a diversidade de FMAs (Sturmer & Siqueira, 2005). Além desta desproporção de estudos entre os estados brasileiros, há também uma desproporção quanto aos ecossistemas estudados, verificando uma forte tendência de estudos em ecossistemas agrícolas, seguidos por estudos em cafeeiro, dunas e áreas degradadas. Os sistemas agrícolas e cafeeiro destacam-se quanto a média de espécies de FMA encontradas por estudos (19 e 22, respectivamente).

O tipo de cultivo, manejo e impacto do uso da terra, na maioria das vezes, diminuem a riqueza de espécies de FMA. O uso da terra pode levar a alterações do ecossistema, reduzindo o desenvolvimento dos FMAs em até 80% e isto terá conseqüências para o funcionamento do agrossistema (Smith & Read, 1997). Estudos desenvolvidos na Europa Central indicam que a monocultura prolongada de milho foi correlacionada com uma diminuição na riqueza de espécies de FMAs e com uma seleção preferencial de espécie (*G. aggregatum*, *G. caledonium*, *G. mosseae*, *G. geosporum*, *G. occultum*, *G. etunicatum*, *G. constrictum*, *G. diaphanum*, *S. calospora*, *G. fasciculatum*, *Glomus* sp.) que colonizou raízes lentamente, mas com formação rápida de esporos (Oehl, 2003). Em ecossistemas não alterados, a diversidade biológica das populações nativas pode variar em torno de 25 espécies aproximadamente, de acordo com Sieverding (1991), já em agrossistemas intensamente manejados, a diversidade diminui de 5 a 15 espécies devido à manutenção de uma espécie vegetal por área com eventuais invasoras não controladas.

Poter et al. (1987) observaram uma ocorrência diferencial de *Glomus* sp. e *Acaulospora laevis* na Austrália e concluíram que o pH do solo foi o principal fator responsável pela distribuição destas espécies.

Estudos em vários ecossistemas (Janos, 1980; Siqueira et al., 1998) demonstraram que comunidades vegetais em clímax normalmente dominadas por espécies altamente colonizadas por FMA, ao sofrer perturbações, passavam

por um processo de sucessões vegetais, nas quais a revegetação foi iniciada por espécies de plantas não micorrízicas (Read & Birch, 1988). Porém, Brundrett et al. (1995) encontraram que em partes de floresta tropical da Austrália, a atividade de FMAs era maior em áreas de sucessão vegetal inicial do que em habitats não perturbados. Em estudos na floresta tropical decídua do México, Allen (1990) concluiu que a reabilitação da vegetação não foi limitada por FMAs, uma vez que estes fungos ainda foram abundantes após desflorestamento. Há também uma hipótese de que ecossistemas, com alta proporção de gramíneas e alto número de esporos de FMAs, podem ser mais tolerantes a distúrbios (Visser et al., 1984).

Verificando a ocorrência de fungos micorrízicos arbusculares, em áreas revegetadas, após mineração de bauxita, em Porto Trombetas no Pará, Caproni et al. (2001) encontraram uma diversidade de espécies de FMA mais alta e uma dominância de espécies mais baixa, na área revegetada com dois anos de idade. Bever et al. (1996) verificaram a influência da especificidade entre o FMA e a planta hospedeira na esporulação e diversidade de espécies destes fungos.

3 MATERIAL E MÉTODOS

O presente trabalho faz parte de um estudo sobre FMAs que compõe o projeto *Conservation and Sustainable Management of Below-Ground Biodiversity* (BGBG), implementado através do Global Environment Facility e executado em sete países: Brasil, Costa do Marfim, Índia, Indonésia, Kênia, México e Uganda. No Brasil, a coordenação do projeto está a cargo da Universidade Federal de Lavras e conta com a participação de outras seis Instituições.

A área de estudo é localizada na Região Amazônica e incluiu comunidades indígenas do município de Benjamin Constant, no estado do Amazonas. O local situa-se a aproximadamente 1.100Km a oeste de Manaus, no município de Benjamin Constant e está localizado no Alto do Rio Solimões (Figura 2). As áreas amostradas estão localizadas nas comunidades de Nova Aliança e Guanabara II, na cidade de Benjamin Constant.

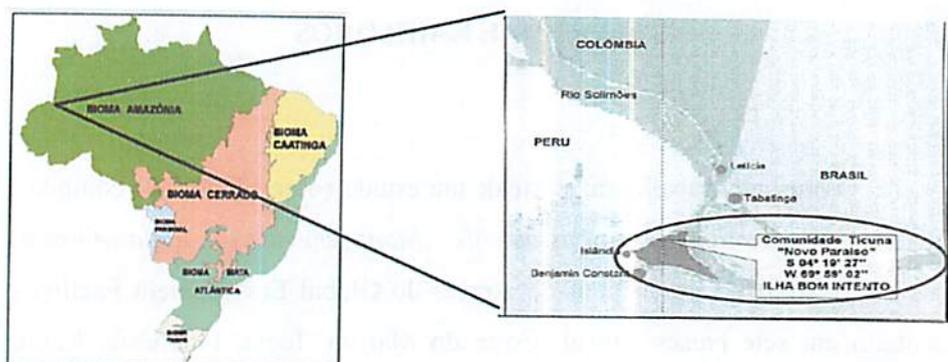


FIGURA 2 Localização do município de Benjamin Constant e algumas comunidades indígenas da região. O trabalho foi realizado nas comunidades indígenas Nova Aliança e Guanabara II.

3.1 Amostragem do solo

Antes de realizar a coleta das amostras, retirou-se a serrapilheira do local e todo material a ser utilizado foi flambado. Cada amostra constituiu-se de 12 sub-amostras, coletadas com trado à profundidade de 0-20cm de seis diferentes sistemas de uso da terra, caracterizados como floresta, capoeira velha, capoeira nova, agrofloresta, roça e pastagem. Estas áreas foram escolhidas de modo a constituírem um gradiente de intensidade de utilização da terra. As localizações, identificações de culturas e janelas (áreas nas comunidades nas quais se retiraram



as amostras) encontram-se na tabela 1. Das seis janelas, foram coletadas um total de 98 amostras, sendo 80 pontos principais alocados a uma distância de 100 m um do outro. Os demais 10 pontos foram alocados entre estes, correspondendo a uma distância de 50 m entre os pontos principais. Estes pontos intermediários foram coletados por apresentar alguma característica peculiar da área ou por questão logística de coleta. O esquema geral da amostragem pode ser visualizado na figura 3. Após a coleta das diferentes amostras, todo o material utilizado foi novamente flambado, a fim de evitar contaminação entre as amostras. As sub-amostras foram coletadas nos raios de 3 a 6 m do ponto principal, para compor uma amostra composta, conforme a figura 4.

TABELA 1 Localizações, identificações de culturas e janelas das quais foram coletadas as amostras.

JANELA	SITUAÇÃO DE USO	IDENTIFICAÇÃO DAS AMOSTRAS
Janela 1- Guanabara II (12 amostras)	Floresta	03; 04; 06; 07; 08; 09; 10; 14; 15; 16
	Capoeira	02
	Roça de banana	01
Janela 2- Guanabara II (18 amostras)	Agrofloresta	17; 17A; 25
	Roça de mandioca	18; 24A; 26; 27; 28; 32
	Capoeira	19; 20; 21; 22; 23; 24; 29; 30; 31
Janela 3- Nova Aliança (11 amostras)	Roça de mandioca	33
	Roça de banana	36; 38
	Capoeira	34; 35; 37; 41; 42
	Floresta	39; 40; 44
Janela 4- Nova Aliança (16 amostras)	Roça de mandioca	49; 50; 51; 55; 56; 59
	Roça de banana	53
	Capoeira	52; 54; 58; 63; 64
	Floresta	57; 60; 61; 62
Janela 5- Nova Aliança (18 amostras)	Capoeira	65; 70; 71; 73; 74; 75; 76; 77; 79; 80
	Agrofloresta	66A; 66; 67; 68; 69; 70A
	Roça de mandioca	72
	Roça de milho	78
Janela 6- Benjamin Constant (17 amostras)	Capoeira de 20 anos	81; 81A; 88; 88A; 90
	Pastagem sem uso	83; 84; 85; 86; 87
	Pastagem sob uso	89; 91; 92; 93; 94; 95; 96

Parte destas amostras foi destinada para análises química, física do solo (tabela 3) e avaliação da diversidade de FMAs por extração, direto das amostras. Esta parte está sendo desenvolvida na Universidade Regional de Blumenau (FURB). A outra parte, objeto do presente estudo, foi destinada ao estabelecimento de culturas armadilhas para multiplicação dos FMAs indígenas, para posterior extração e avaliação da ocorrência e diversidade de espécies de FMAs.

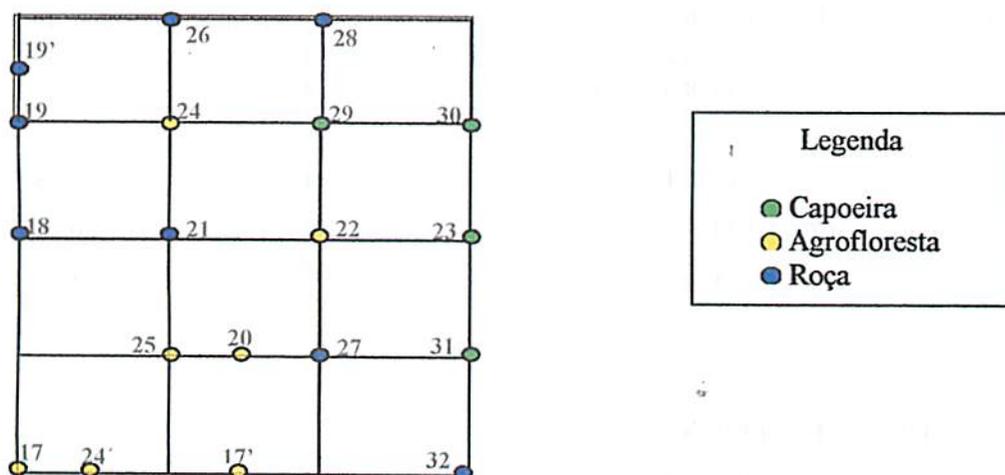


FIGURA 3 Esquema geral da amostragem da Janela 2 – Guanabara II.

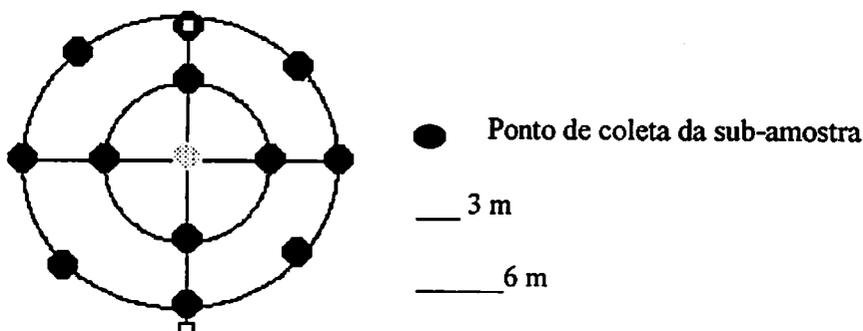


FIGURA 4 Esquema de coleta das amostras de solo. O ponto do centro do círculo foi georreferenciado. Os 12 pontos em negrito representam as sub-amostras para compor a amostra composta.

Estas amostras foram acondicionadas em sacos plásticos estéreis Millipore e armazenadas em recipientes de isopor, para sua conservação, e levadas para o laboratório, onde foram conservadas à 4°C em câmara fria, até o uso.

3.2 Culturas Armadilhas

A multiplicação dos FMAs foi realizada na Universidade Regional de Blumenau (FURB), em Blumenau, SC e na Universidade Federal de Lavras (UFLA), em Lavras, MG. Em FURB, os vasos foram montados em 3 períodos diferentes (maio, junho e agosto), já na UFLA todos os vasos foram montados em julho. No entanto o tempo de multiplicação em ambos locais se estendeu por 150 dias. Os procedimentos adotados pelas duas Instituições se diferenciaram também em alguns outros aspectos.

Na FURB, foram empregadas como plantas multiplicadoras o sorgo (*Sorghum sudanense*) e feijão caupi (*Vigna unguiculata*) e amostras de solo nativo (600-700g) a ser avaliada para presença de propágulos de FMAs,

contendo esporos e raízes foram misturadas na proporção de 1:1 com areia de rio esterilizada em autoclave a 121°C, durante 1 hora. Antes da semeadura, as sementes das plantas hospedeiras empregadas foram desinfetadas por imersão em hipoclorito de sódio (0,5%) durante 15 minutos. Depois de lavadas em água destilada, elas foram semeadas a uma profundidade de 2 cm do solo em cada vaso, colocando-se aproximadamente 50-60 sementes de *Sorghum sudanense* e 4-6 sementes de feijão caupi por vaso. Utilizaram-se vasos de 1,5 kg com diâmetro de 15 cm e altura de 13 cm. Após a germinação, foi mantido o número original de plantas germinadas e os vasos permaneceram por 150 dias em casa de vegetação e irrigados regularmente. Foram feitos também rodízios na disposição física dos vasos na bancada.

Na UFLA, as plantas multiplicadoras empregadas foram: soja perene (*Neonotonia wightii*) e braquiária (*Brachiaria decumbens*) e o solo nativo não foi misturado junto à areia. Cerca de 200 g do solo nativo puro foi disposto como uma camada, sobre a areia, em cada vaso. Para garantir que a areia estivesse isenta de propágulos de FMA's, ela foi esterelizada em autoclave a 121°C durante 1 hora. Essa mistura foi colocada em potes plásticos de 1,5 Kg, cujo diâmetro é 10 cm e altura 20 cm. Antes da semeadura, as sementes das plantas hospedeiras empregadas foram desinfetadas por imersão em hipoclorito de sódio (0,5%) durante 15 minutos e tiveram a dormência interrompida com ácido sulfúrico concentrado. Depois de lavadas em água destilada, elas foram semeadas a uma profundidade de 2 cm do solo em cada vaso, colocando-se aproximadamente 5-10 sementes de Braquiária e 10-20 sementes de soja perene. Após germinação, foram mantidas 3 plantas de cada espécie por vaso. Os potes foram mantidos em casa de vegetação por 150 dias e irrigados regularmente. Foram adicionadas, uma vez ao mês, 20 ml de solução nutritiva (Hoogland & Arnon, 1950), de forma a manter as necessidades nutricionais das plantas, caso estas apresentassem algum

sintoma de deficiência. Foram feitos também rodízios na disposição física dos vasos na bancada.

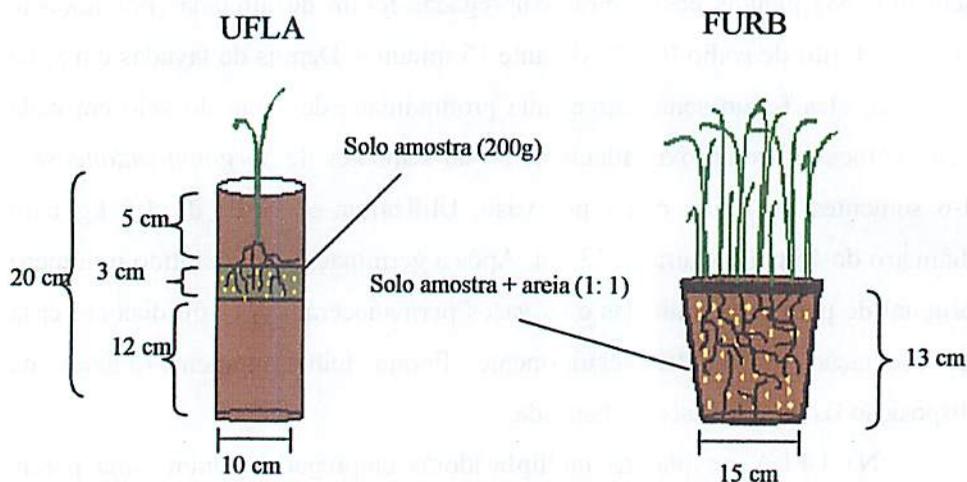


FIGURA 5 Esquema do método de multiplicação em vasos com plantas hospedeiras "iscas" realizados na UFLA e na FURB.

3.3 Extração e contagem do número de esporos no solo

Após 150 dias do plantio nos vasos, foram retirados 50g de solo de cada vaso, que foram submetidos à extração de esporos, seguindo o processo padrão de separação de esporos, conforme Gerdemann & Nicolson (1963). As amostras foram repetidamente lavadas com água corrente e posteriormente peneiradas. As peneiras utilizadas possuem malha de nylon de 40-50 μ m (para esporos pequenos), 100 μ m (para esporos médios) e 250 μ m (para esporos grandes e esporocarpos). O material retido nas peneiras foi transferido para tubos contendo um gradiente de sacarose (20 e 60%) e centrifugados a 2000 rpm por um minuto. O sobrenadante foi lavado e passado em uma peneira de 50 μ m e os esporos

retidos foram transferidos para uma placa de Petri e contados com o auxílio de de uma lupa microscópica Nikon SMZ-U.

Os esporos selecionados foram separados por morfotipo e contados, em placas de Petri, e montados em lâminas com álcool polivinílico lactoglicerol (PVLG), para avaliação microscópica das características fenotípicas estruturais e identificação taxonômica, conforme Shenck & Pérez (1988) e descrição das espécies, conforme as páginas do INVAM (2000).

3.4 Porcentagem de colonização micorrízica

Para os vasos de multiplicação da UFLA, avaliou-se também a porcentagem de colonização das raízes por fungos micorrízicos. Para isso, foram retiradas amostras do sistema radicular das plantas de cada vaso e estas raízes foram, em seguida, lavadas com água de torneira. As amostras foram coletadas e conservadas em etanol a 50% para posterior determinação da colonização pelo método da interseção em placa de Petri reticulada (Giovannetti & Mosse, 1980) As amostras de raízes foram coradas com azul de tripan, de acordo com o método de Koske & Gemma (1989).

3.5 Análises Estatísticas

Após contagem e identificação dos esporos de cada espécie das culturas armadilhas, os resultados foram submetidos à análise de Modelos Lineares Mistos Generalizados (McCulloch, 1997) , considerando parcela como variável aleatória aplicando teste de Duncan a 5% de probabilidade. Os resultados de colonização micorrízica radicular foram submetidos ao teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade. Para identificar e determinar a diversidade de espécies, utilizou-se o Índice de Diversidade de Shanonn & Weaver (1949) e para determinar a similaridade dos SUTs baseados na presença/ausência de FMAs,

utilizou-se o método de agrupamento UPGMA (Unweighted Pair-Group Method with Arithmetic Average), com a utilização do coeficiente de Jaccard, com o programa estatístico NTSYS (*Numerical Taxonomic and Multivariate Analysis System, version 2.02, Applied Biostatistics, New York*).

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Densidade e diversidade de esporos

Nas Tabelas 2 e 3 e nas figuras 6 e 7, são apresentados os resultados de riqueza e diversidade de espécies, densidade de esporos nos diversos pontos amostrados de cada sistema de uso da terra na região Amazônica.

TABELA 2 Espécies de FMAs recuperadas por culturas armadilhas na UFLA, em diferentes SUTs. Riqueza de espécies, densidade de esporos e colonização micorrízicas.

SUT/Amostra	Riqueza	Espécies (%)	Número de esporos/ 50 mL de solo	% Colonização	
	03	1	<i>Glomus "thin green"</i>	6	44
	04	—	—	0	50
	07	1	<i>Acaulospora delicata</i>	168	42
	08	1	<i>Acaulospora delicata</i>	37	32
	09		—	0	41
	10	—	—	0	39
	14	—	—	0	72
Floresta	15	1	<i>Acaulospora delicata</i>	41	22
	16	—	—	0	31
	39	1	<i>Glomus "thin green"</i>	87	54
	40	—	—	0	51
	41	—	—	0	47
	57	—	—	0	27

Continua...

TABELA 2 cont...

SUT/Amostra	Riqueza	Espécies (%)	Número de esporos/ 50 mL de solo	% Colonização	
61	1	<i>Glomus "thin green"</i>	110	45	
62	—	—	0	44	
Total	15	2	30	42,73 **	
23	1	<i>Acaulospora delicata</i>	211	61	
37	1	<i>Glomus "thin green"</i>	953	34	
70A	1	<i>Glomus "thin green"</i>	77	46	
77	—	—	0	62	
81A	1	<i>Glomus "thin green"</i>	62	42	
C. Velha	90	1	<i>Glomus "thin green"</i>	175	59
81	1	<i>Glomus "thin green"</i>	1058	53	
88	1	<i>Glomus "thin green"</i>	72	65	
88A	2	<i>Acaulospora delicata</i> <i>G. etunicatum "yellow"</i>	38 34	48	
Total	9	3	335 **	52,22**	
35	1	<i>Glomus "thin green"</i>	130	79	
01	1	<i>Acaulospora delicata</i>	202	72	
02	1	<i>Glomus "thin green"</i>	379	61	
30	1	<i>E. colombiana</i>	978	63	
29	1	<i>Glomus "thin green"</i>	10	37	
31	1	<i>Acaulospora delicata</i>	518	72	
42	—	—	0	59	
38	1	<i>G. etunicatum "yellow"</i>	735	29	
C. Nova	34	1	<i>G. etunicatum "yellow"</i>	712	47

Continua...

TABELA 2 cont...

SUT/Amostra	Riqueza	Espécies (%)	Número de esporos/ 50 mL de solo	% Colonização
36	—	_____	0	57
56	1	<i>E. scrobiculata</i>	84	60
54	1	<i>Glomus "thin green"</i>	322	45
53	1	<i>Acaulospora \squareelicate</i>	637	30
60	1	<i>Acaulospora \squareelicate</i>	465	60
52	1	<i>Glomus "thin green"</i>	54	74
64	1	<i>Glomus "thin green"</i>	528	37
63	2	<i>Acaulospora delicata</i> <i>Glomus etunicatum</i> "yellow"	125 40	50
73	1	<i>E. colombiana</i>	3058	61
76	1	<i>Glomus etunicatum</i> "yellow"	283	45
65	1	<i>Acaulospora \squareelicate</i>	52	50
74	1	<i>Acaulospora \squareelicate</i>	43	60
80	2	<i>Glomus "thin green"</i> <i>Glomus etunicatum</i> "yellow"	85 45	64
70	2	<i>Glomus "thin green"</i> <i>Glomus etunicatum</i> "yellow"	145 102	60
75	1	<i>Archaeospora trappei</i> c.f	90	35
71	—	_____	0	40
71A	—	_____	0	40
69	1	<i>Glomus "thin green"</i>	350	51

Continua...

TABELA 2 cont...

SUT/Amostra	Riqueza	Espécies (%)	Número de esporos/ 50 mL de solo	% Colonização	
	79	1	<i>Gigaspora</i> sp.	153	58
Total	28	7		369 **	53,53**
	22	1	<i>Glomus "thin green"</i>	56	46
	20	1	<i>Acaulospora delicata</i>	208	46
	67	1	<i>Acaulospora delicata</i>	66	31
	17A	—	—	0	45
Agrof.	24A	1	<i>Glomus "thin green"</i>	43	36
	24	2	<i>Glomus "thin green"</i> <i>E. colombiana</i>	978 36	56
	25	—	—	0	36
	17	1	<i>Acaulospora delicata</i>	686	57
	67A	1	<i>Acaulospora delicata</i>	81	65
	66	—	—	0	51
	66	1	<i>Glomus etunicatum</i> <i>"yellow"</i>	725	41
Total	11	4		262 **	46,36**
	21	1	<i>Acaulospora delicata</i>	137	37
	28	1	<i>Glomus "thin green"</i>	215	62
	32	1	<i>Acaulospora delicata</i>	340	48
	18	1	<i>Acaulospora delicata</i>	72	65
Roça	19A	1	<i>Acaulospora delicata</i>	1016	50
	26	2	<i>G. etunicatum "yellow"</i> <i>Glomus "thin green"</i>	115 67	55
	19	—	—	0	53

Continua...

TABELA 2 cont...

SUT/Amostra	Riqueza	Espécies (%)	Número de esporos/ 50 mL de solo	% Colonização
33	1	<i>Acaulospora delicata</i>	120	63
44A	1	<i>Acaulospora morrowiae</i>	303	54
59	1	<i>A. scrobiculata</i>	36	40
49	2	<i>Glomus etunicatum</i> "yellow"	153	55
50	1	<i>Glomus clarum</i> <i>Acaulospora delicata</i>	522	63
58	1	<i>Glomus "thin green"</i>	572	66
51	1	<i>Glomus "thin green"</i>	290	51
55	1	<i>Acaulospora delicata</i>	87	70
72	1	<i>E. colombiana</i>	38	58
78	1	<i>Acaulospora delicata</i>	204	74
Total	17	6	252 **	56,70
84	1	<i>Glomus "thin green"</i>	62	39
93	1	<i>Acaulospora delicata</i>	94	38
89	1	<i>Glomus "thin green"</i>	528	46
83	—	—	0	37
86	2	<i>Archaeospora leptoticha</i> <i>E. Colombiana</i>	31 1489	64
Pastagem	82	—	0	61
95	2	<i>Archaeospora leptoticha</i> <i>G. etunicatum "yellow"</i>	75 25	55
94	2	<i>E. colombiana</i> <i>Acaulospora delicata</i>	1489 31	55
87	1	<i>Glomus "thin green"</i>	921	50

Continua...

TABELA 2 cont...

SUT/Amostra	Riqueza	Espécies (%)	Número de esporos/ 50 mL de solo	% Colonização
91	1	<i>Glomus "thin green"</i>	530	42
85	1	<i>Glomus "thin green"</i>	26	53
92	2	<i>E. colombiana</i>	110	44
		<i>Glomus "thin green"</i>	105	
Total	12	5	454 **	48,66**

** Média

O número de espécies obtidas nas culturas armadilhas na UFLA, em cada SUT, decresce na seguinte ordem: Capoeira nova (7); Roça (6); Pastagem (5); Agrofloresta (4); Capoeira velha (3) e Floresta (2). Em FURB, a riqueza decresce na seguinte ordem: Capoeira nova (9); Roça e Pastagem (8); Capoeira velha (5); Agrofloresta e Floresta (4). A riqueza de espécies foi maior na capoeira nova, em ambas as culturas armadilhas, isto pode ser atribuído ao fato deste SUT se caracterizar como uma área em reabilitação e estágio avançado de sucessão, com uma alta diversidade vegetal. A menor riqueza foi obtida no SUT Floresta, que corresponde a um sistema em equilíbrio (clímax) e o estabelecimento da simbiose se torna menos importante, comparada a uma área perturbada. Isto está de acordo com os resultados obtidos por Zangaro & Andrade (2002), onde os autores observaram que a maioria das espécies vegetais, que compõem a floresta madura do Parque Estadual Mata dos Godoy em Londrina-PR, parece ser micotrófica facultativa ou não micotrófica. Estes autores também verificaram que o potencial de inoculo em clareiras foi ligeiramente maior do que em floresta madura, evidenciando que neste local as espécies pioneiras e secundárias iniciais parecem ser micotróficas obrigatórias.

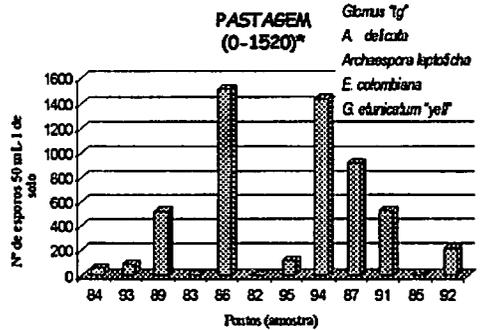
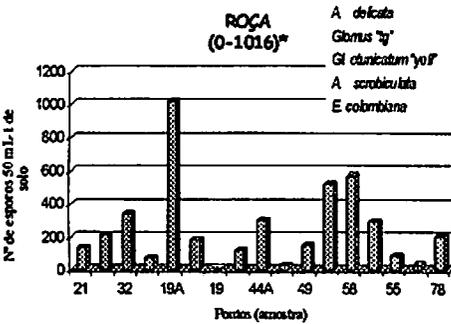
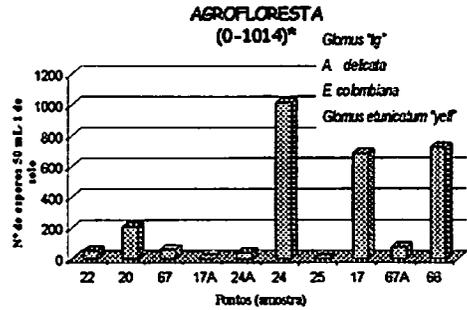
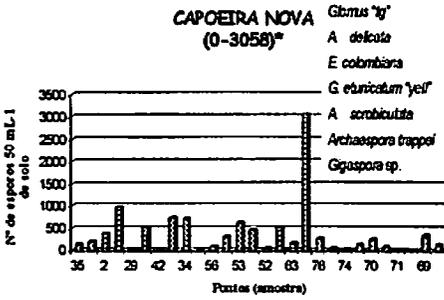
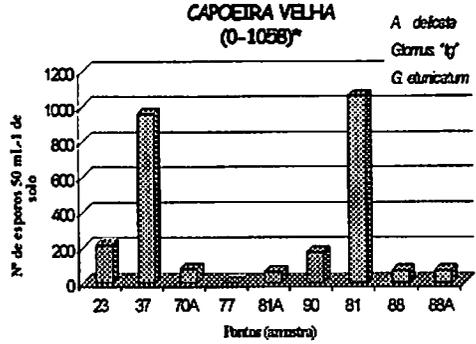
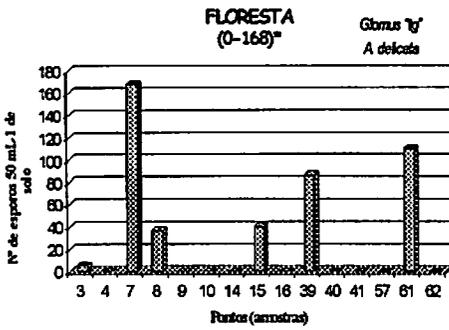


FIGURA 6 Espécies de FMAs recuperadas por culturas armadilhas na UFPA, em diferentes SUTs. Riqueza de espécies, densidade de esporos e colonização micorrízicas.

TABELA 3 Espécies de FMAS recuperadas por culturas armadilhas em FURB, em diferentes SUTs. Riqueza de espécies e densidade de esporos.

Amostra/SUT	Riqueza	Espécie/(%)	Número de esporos//50 mL de solo
06	—	—	0
09	—	—	0
10	—	—	0
15	—	—	0
16	—	—	0
14	—	—	0
03	—	—	0
07	—	—	0
Floresta 08	—	—	0
04	1	<i>Acaulospora mellea</i>	1
05	2	<i>A. "benzeno"</i> <i>G. margarita</i>	8 12
40	—	—	0
41	—	—	0
39	1	<i>Gigaspora</i> sp.	1
57	—	—	0
61	—	—	0
62	—	—	0
Total	17	4	2**

Continua...

TABELA 3 cont...

Amostra/SUT	Riqueza	Espécie/(%)	Número de esporos//50 mL de solo
23	1	<i>Glomus</i> sp. "brown"	15
37	2	<i>Glomus</i> "thin green"	1584
60	1	<i>A. morrowiae</i>	31
70'	1	<i>A. foveata</i>	150
77	—	—	360
81	1	<i>A. morrowiae</i>	0
88 A	—	—	45
88	—	—	0
90	—	—	0
Total	9	5	242**
02	3	<i>G. claridium</i>	140
		<i>G. clarum</i>	54
		<i>E. infrequens</i>	82
01	1	<i>Glomus</i> "thin green"	206
31	1	<i>A. delicata</i>	650
29	1	<i>Acaulospora delicata</i>	730
30	1	<i>Acaulospora delicata</i>	1850
42	—	—	0
34	1	<i>A. foveata</i>	308
35	1	<i>A. foveata</i>	3052
38	1	<i>Glomus</i> "thin green"	2186
36	—	—	0

Continua...

TABELA 3 cont...

Amostra/SUT	Riqueza	Espécie/(%)	Número de esporos//50 mL de solo
53	2	<i>Glomus "thin green"</i> <i>Acaulospora "honey comb"</i>	612 143
63	1	<i>Glomus "thin green"</i>	252
56	1	<i>Glomus "thin green"</i>	138
52	—	—	0
54	1	<i>Glomus "thin green"</i>	370
64	1	<i>A. foveata</i>	170
66'	—	—	0
65	1	<i>Glomus "thin green"</i>	51
70	—	—	0
68	1	<i>A. foveata</i>	2050
69	1	<i>A. foveata</i>	2810
75	1	<i>Glomus "thin green"</i>	40
76	—	—	0
74	1	<i>Glomus "thin green"</i>	38
71A	1	<i>A. morrowiae</i>	1
71	1	<i>Acaulospora rehmii</i>	2
73	—	—	0
80	1	<i>Acaulospora "honey comb"</i>	115
78	1	<i>Acaulospora "honey comb"</i>	15
79	1	<i>Acaulospora "honey comb"</i>	38
Total	30	9	537**

Continua...

TABELA 3 cont...

Amostra/SUT	Riqueza	Espécie/(%)	Número de esporos//50 mL de solo	
Agrof	17A	1	<i>A. foveata</i>	15
	25	1	<i>A. morrowiae</i>	57
	24	1	<i>Glomus "thin green"</i>	23
	24A	1	<i>Glomus "thin green"</i>	58
	22	1	<i>A. foveata</i>	9
	17	1	<i>Glomus "thin green"</i>	246
	20	1	<i>Paraglomus occultum</i>	43
	66	1	<i>A. morrowiae</i>	121
	67	1	<i>A. morrowiae</i>	253
Total	9	4	92**	
Roça	21	2	<i>A. foveata</i> <i>Glomus "thin green"</i>	125 45
	26	—	—	0
	27	—	—	0
	32	1	<i>Archaeospora leptoticha</i>	13
	18	1	<i>Glomus "thin green"</i>	778
	28	1	<i>Glomus "thin green"</i>	156
	19A	1	<i>Glomus "thin green"</i>	332
	19	—	—	0
	33	1	<i>Acaulospora "honey comb"</i>	174

Continua...

TABELA 3 cont...

Amostra/SUT	Riqueza	Espécie(%)	Número de esporos/50 mL de solo	
44A	1	<i>Acaulospora honey comb</i>	150	
49	3	<i>A. morrowiae</i>	54	
		<i>Glomus "thin green"</i>	85	
		<i>Entrophospora infrequens</i>	3	
55	2	<i>Glomus "thin green"</i>	113	
		<i>Acaulospora spinosa</i>	2	
50	1	<i>Glomus "thin green"</i>	2060	
51	1	<i>A. foveata</i>	110	
58	2	<i>Glomus "thin green"</i>	311	
		<i>Scutellospora sp</i>	1	
72	—	—	0	
Total	16	8	282**	
Pastagem	82	1	<i>A. foveata</i>	415
	84	1	<i>A. foveata</i>	143
	94	1	<i>Acarlospora tuberculata</i>	133
	83	1	<i>E. colombiana</i>	36
	95	1	<i>A. foveata</i>	270
	91	2	<i>Gigaspora sp.</i>	11
			<i>E. colombiana</i>	283
	92	1	<i>A. foveata</i>	2115
	89	4	<i>E. infrequens</i>	10
			<i>Acaulospora bireticulata</i> c.f	4
			<i>Glomus "thin green"</i>	1750
	86	1	<i>Acaulospora foveata</i>	8
			<i>A. foveata</i>	206
	87	1	<i>A. foveata</i>	174
	96	2	<i>A. foveata</i>	112
<i>Archaeospora leptoticha</i>			15	
Total	11	8	517**	

** Média

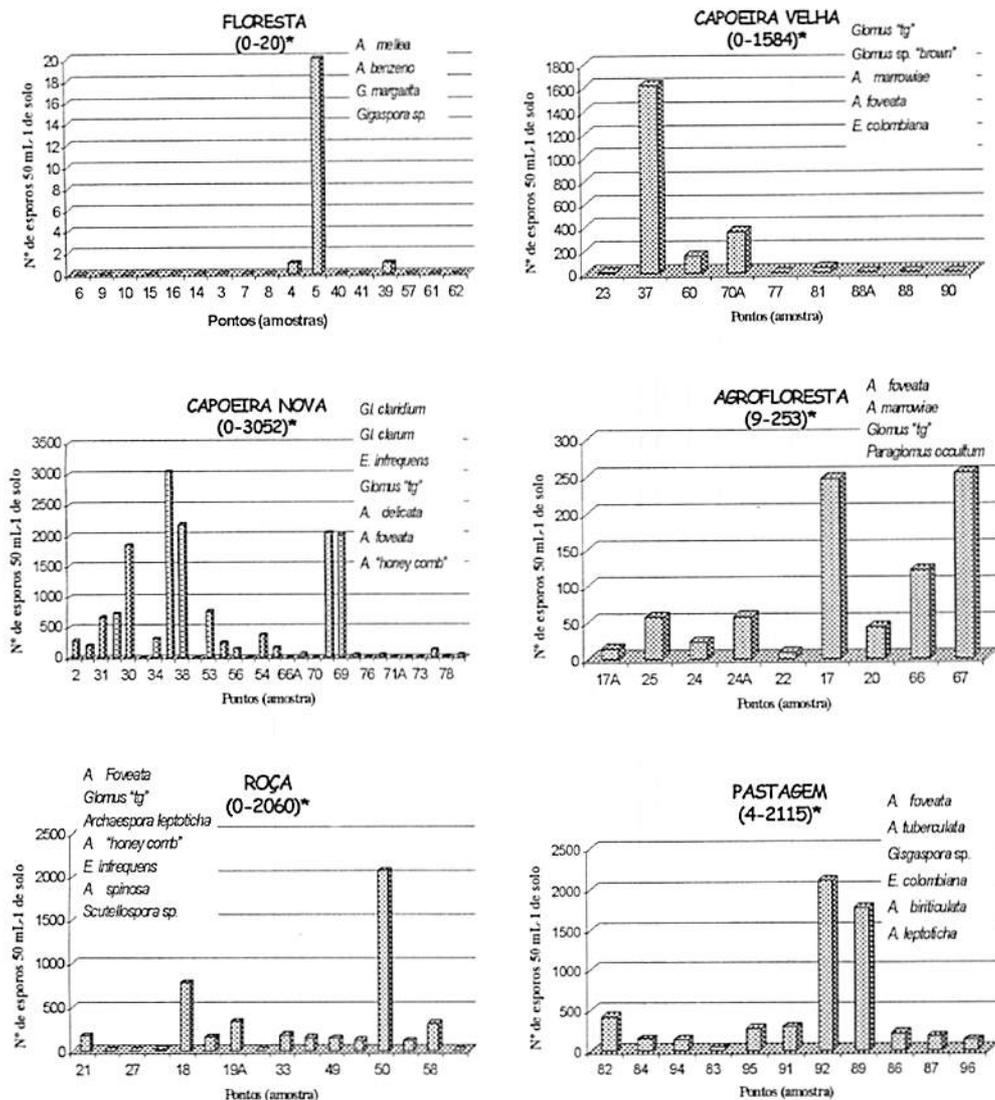


FIGURA 7 Espécies de FMAs recuperadas por culturas armadilhas em UFLA, em diferentes SUTs. Riqueza de espécies, densidade de esporos e colonização micorrízicas.

A diversidade expressa pelo índice de Shannon indicou Capoeira nova como o SUT de maior diversidade tanto nas culturas estabelecidas na UFLA

como na FURB. Floresta e Agrofloresta foram os SUTs de menor diversidade, na UFLA e FURB respectivamente (Tabela 4), ilustrando o que foi comentado para riqueza de espécies. As comunidades de FMAs podem ser alteradas de acordo com o grau de micotrofia e pela diversidade de hospedeiros, como foi verificado por Johnson et al. (2003). Esses autores observaram uma maior diversidade de FMAs no microssítio que continha uma comunidade de plantas hospedeiras, em relação ao microssítio de monocultura e esta diversidade também variou entre plantas micotróficas e não micotróficas. Siqueira et al. (1989) também verificaram maior diversidade de FMAs em ecossistemas, com elevada diversidade de hospedeiros

TABELA 4 Diversidade de FMAs estimada através do índice de Shannon nos diferentes SUTs para UFLA e FURB

SUT	Índice de Shannon (H')	
	UFLA	FURB
Floresta	0,69	1,39
Capoeira Velha	0,90	1,57
Capoeira Nova	1,64	1,85
Agrofloresta	1,21	1,31
Roça	1,44	1,69
Pastagem	1,40	1,64

Os dendrogramas formados pelas espécies de FMAs que ocorreram em cada SUT, na UFLA e FURB, são apresentados nas Figuras 8 e 9. Na UFLA (Figura 8) foram formados 2 grupos a 50% de similaridade. O grupo 1 inclui os SUT Floresta e Capoeira velha, o que pode ser explicado pelo fato do SUT Capoeira velha ser uma floresta secundária, em estágio avançado de regeneração e tende a se aproximar do SUT Floresta. O grupo 2, incluindo os SUTs Capoeira

nova, Agrofloresta, Pastagem e Roça, são áreas que sofreram maior ação antrópica. Em FURB a 50% de similaridade não foram formados grupos, evidenciando a composição bastante diferenciada de espécies. Isto ocorreu pelo fato das culturas armadilhas em FURB terem recuperado maior número de espécies, ocorrendo assim uma maior discriminação entre os SUTs (Figura 9). Em ambas as culturas armadilhas utilizadas, foi possível verificar que os SUTs Floresta e Roça foram os mais dissimilares. O SUT Roça é uma área que sofreu grande impacto e Floresta, o sistema em equilíbrio. Análise de similaridade (agrupamento) por amostra revelou uma ampla dissimilaridade entre estas, não havendo nenhum agrupamento entre as amostras.

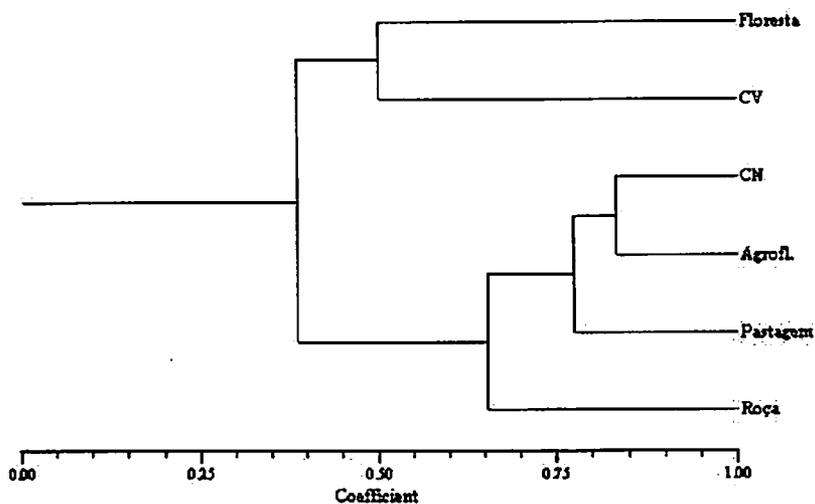


FIGURA 8 Dendrograma de similaridade entre espécies de FMAs de diferentes SUTs da Amazônia, recuperadas na UFLA .

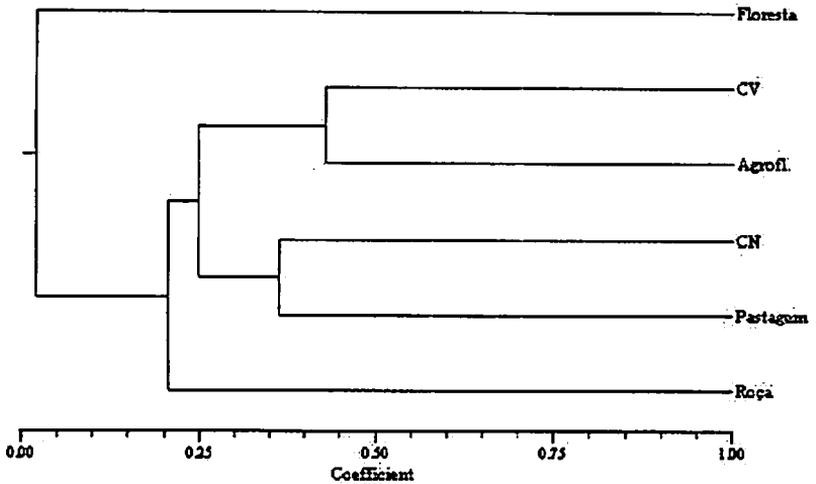


FIGURA 9 Dendrograma de similaridade entre espécies de FMAs de diferentes SUTs da Amazônia, recuperadas em FURB.

A espécie *Glomus* "thin green", tanto nas culturas de FURB quanto nas da UFLA, foi à única a ocorrer em todos os sistemas de uso, desde Floresta que é um ecossistema em climax até Pastagem, um ecossistema de máxima antropização. Este dado confirma os registros de Caproni et al. (2003 b) que, em estudos de ocorrência de FMAs em áreas revegetadas após mineração de bauxita, sob diferentes situações climáticas, obtiveram uma alta frequência de espécies do gênero *Glomus*, indicando a maior capacidade deste fungo em esporular e a sua alta adaptabilidade à região e a situações iniciais de sucessão, independentemente das condições edáficas. *Acaulospora delicata*, foi outra espécie de alta frequência na UFLA, sendo encontrada em todos os SUTs, já em FURB a espécie, que se destacou pela alta frequência, foi a *Acaulospora foveata*. O gênero *Acaulospora* foi recuperado na UFLA e FURB, verificando a sua presença em todos os SUTs. A sua frequência pode estar correlacionada aos

valores de pH ácido das amostras de solos coletadas, o que corrobora com os dados de Stürmer (1999) e Trufen (1999, 1995) que encontrou 12 e 13 espécies deste gênero em solos com pH entre 3,5 a 5,8. O gênero *Acaulospora* foi predominante em FURB, sendo recuperadas 10 espécies deste gênero, sugerindo uma influência diferenciada da planta hospedeira no desenvolvimento de espécies de FMAs. Carrenho et al. (2002), verificaram que plantas de sorgo foram boas hospedeiras para as famílias de FMAs *Glomaceae*, seguidas por *Acaulosporaceae*.

Apenas sete espécies de FMA recuperadas foram comuns entre as culturas armadilhas de UFLA e FURB (*A. delicata*, *A. morrowiae*, *Archaeospora leptoticha*, *E. colombiana*, *G. clarum*, *G. thin green*, *Gigaspora* sp.), indicando provavelmente que, adotadas para multiplicação dos FMAs, influenciaram a ocorrência das espécies fúngicas mais que os sistemas de uso da terra.

Tanto culturas armadilhas na UFLA e FURB apresentaram algumas amostras nas quais não foram detectadas a presença de esporos, assim como verificam-se amostras em ambas culturas nas quais o número de esporos foi extremamente alto. De acordo com Smith & Read (1997), é possível que algumas espécies de FMA, que não produzam esporos com longo período de dormência, germinem e, não encontrando hospedeiro disponível, acabem morrendo.

Apesar desta grande variabilidade entre os valores obtidos nos diferentes SUTs, os resultados apresentados neste trabalho são indicativos de possíveis relações entre a ocorrência de espécies de FMAs, não só com o ambiente mas também com as plantas hospedeiras adotadas nas culturas armadilhas, embora sua significância estatística em alguns casos não possa ter sido determinada.

Os dados referentes à média de densidades de esporos na UFLA e FURB são apresentados nas Figuras 10 e 11, respectivamente. A menor densidade de esporos foi verificada em Floresta, com média de 30 e 2 esporos 50 ml^{-1} solo na

UFLA e FURB, respectivamente. Na UFLA, a densidade de esporos em Pastagem e Capoeira nova se diferenciou estatisticamente dos outros SUTs, apresentando valores expressivos da média do número total de esporos (369, em Capoeira nova e 447 em Pastagem). Em FURB, apenas Capoeira nova se diferenciou estatisticamente dos outros SUTs, atingindo uma média de 537 esporos. Esta discrepância dos SUTs em relação à Floresta pode ser atribuída ao fato de que, indiretamente, a densidade de esporos está relacionada com as condições ecológicas do ecossistema (Maia & Trufem, 1990) e, diretamente, relacionado com a fisiologia do fungo (Morton, 1993). A diversidade e esporulação são indicadores de interferência em ecossistemas naturais. Siqueira et al. (1989) encontraram uma baixa esporulação em cerrado nativo comparado a agroecossistemas. Os autores atribuíram essa baixa esporulação no cerrado nativo, ao fato de que a estabilidade dos ecossistemas naturais, quanto à presença constante de hospedeiros e ausência de variações bruscas na fertilidade do solo, poderia garantir a sobrevivência de espécies destes fungos com baixa capacidade natural de esporulação ou que produzem esporos com baixa capacidade de resistência a condições adversas. Carneiro et al. (1995), avaliando os efeitos de *Brachiaria decumbens* na revegetação de solos degradados, verificaram um aumento de 400% de esporos no solo, confirmando que esta espécie de gramínea é uma boa multiplicadora de FMAs, o que justifica Pastagem ter apresentado juntamente com Capoeira nova uma expressiva densidade de esporos.

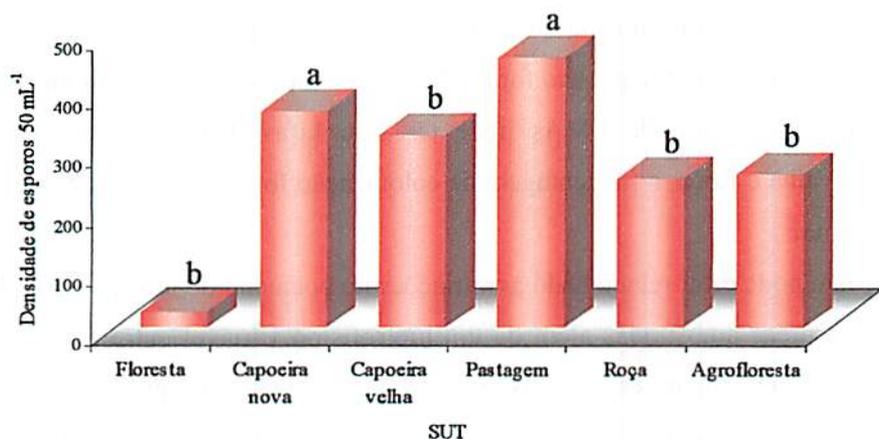


FIGURA 10 Densidade de esporo em 50 mL de solo, oriundo de diferentes SUTs da região Amazônica, após culturas armadilhas na UFLA. Letras indicam que não houve diferença significativa pelo teste de Duncan, ao nível de 5% de probabilidade.

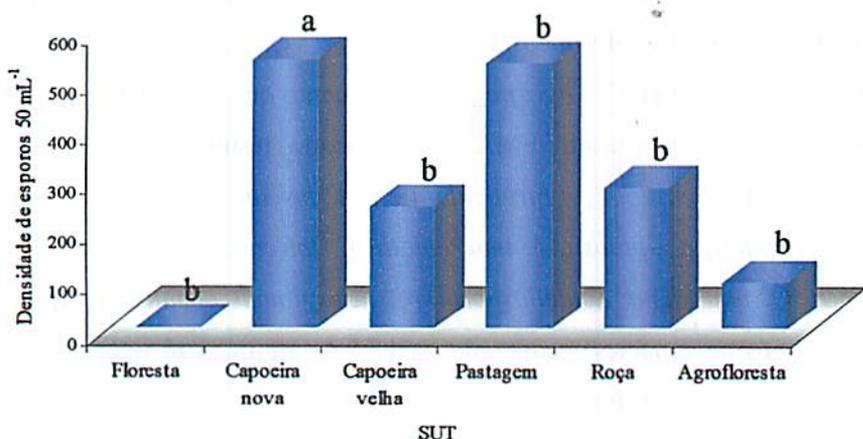


FIGURA 11 Densidade de esporo em 50 mL de solo oriundo de diferentes SUTs da região Amazônica, após culturas armadilhas na FURB. Letras indicam que não houve diferença significativa pelo teste de Duncan, ao nível de 5% de probabilidade.

A taxa de colonização micorrízica foi relativamente elevada para todos os SUTs, inclusive em Floresta que apresentou muitas amostras sem a presença de esporos. Nas amostras que não foram detectados esporos e houve colonização o principal propágulo de FMAs pode ter sido hifas. Para Capoeira nova, Capoeira velha e Roça, a porcentagem de colonização foi estatisticamente maior que os demais.

Isto pode estar relacionado às variações no potencial de inóculo natural e inicial das áreas amostradas além de um biotrofismo variável entre as plantas hospedeiras que ocupam essas áreas. Sieverding (1991) sugere que os níveis de colonização micorrízica podem variar de acordo com a espécie de planta, as condições do solo e as espécies de FMA, presentes no local.

4.2 Espécies recuperadas

Os resultados das espécies recuperadas nas culturas armadilhas na UFLA (Lavras) e FURB (Blumenau) são apresentados na Tabela 5. Na UFLA, foram obtidas 10 espécies de FMAs (*A. delicata*, *A. marrowiae*, *A. scrobiculata*, *Archaeospora trappei*, *Archaeospora leptoticha*, *G. clarum*, *G. etunicatum* "yellow", *G. "thin green"*, *Gigaspora* sp.), enquanto que na FURB, um número mais expressivo de espécies de FMAs foi verificado, resultando em 21 espécies recuperadas (*A. "benzeno"*, *A. bireticulata* c.f. *A. foveata*, *A. "honey comb"*, *A. mellea*, *A. rehmi*, *A. spinosa*, *A. tuberculata*, *E. Infrequens*, *G. claroideum*, *G. sp brown*, *G. margarita*, *Scutellospora* sp, *Paraglomus occultum*). Apesar do menor número de espécies recuperado na UFLA, algumas só ocorreram neste local (*Acaulospora scrobiculata*, *Archaeospora trappei* e *Glomus etunicatum yellow*). Na FURB também foram recuperadas espécies que não foram encontradas na UFLA (*A. "benzeno"*, *A. bireticulata* c.f. *A. foveata*, *A. "honey comb"*, *A. mellea*, *A. rehmi*, *A. spinosa*, *A. tuberculata*, *E. Infrequens*, *G. claroideum*, *G. sp brown*, *G. margarita*, *Scutellospora* sp, *Paraglomus*

occultum). Esses resultados revelaram uma melhor eficiência das culturas armadilhas desenvolvidas na FURB em recuperar espécies de FMAs. Isso pode ser atribuído ao fato de terem sido utilizadas diferentes espécies e densidade de plantas hospedeiras, temperatura, luminosidade e substrato na UFLA e FURB, além da quantidade de solo amostra utilizado na montagem dos vasos de cultura armadilha nestes locais.

A diversidade de espécies encontradas nas culturas armadilhas de FURB e UFLA juntas, recuperaram 24 espécies fúngicas. Na literatura, há relatos de estudos de espécies de FMAs recuperadas através de culturas armadilhas em diversas situações. Miller et al. (1985) recuperaram 14 espécies de FMAs em solos de plantação de maçã nos Estados Unidos, que só estavam presentes em culturas armadilhas com Sorgo e Coleus. Mais recentemente, 23 espécies de FMAs foram descobertas de uma região de um campo ceifado de 75 m², com culturas armadilhas de Sorgo ou plantas de campo transplantadas em culturas armadilhas (Bever et al., 1996). Em um ecossistema árido, Stutz & Morton (1996) recuperaram 15 espécies de FMAs a mais que as descobertas no campo, depois de três ciclos de culturas de armadilha. Melloni et al. (2003) recuperaram seis espécies empregando braquiária e soja perene como plantas hospedeiras em culturas armadilhas, utilizando solos de áreas em reabilitação, após mineração de bauxita em Poços de Caldas-MG.

A composição da comunidade de FMA pode ser altamente afetada pelas espécies individuais de plantas, através de efeitos diferenciados sobre o desenvolvimento das hifas e esporulação dos FMAs (Bever et al., 1996; Johnson et al., 1992b; Sanders & Fitter, 1992). Morton et al. (1993), em estudos de procedimentos para cultivo de FMAs, verificaram a eficiência do *Sorghum vulgare*, como planta hospedeira, uma vez que esta se desenvolve bem em casa de vegetação e atua como boa hospedeira para uma grande variedade de fungos. De fato, as culturas armadilhas e culturas puras estabelecidas no INVAM

utilizam espécies de sorgo como a principal planta hospedeira multiplicadora. Carrenho et al. (2002), estudando a influência do uso de diferentes plantas hospedeiras para detectar a biodiversidade de FMAs, verificaram que o sorgo favoreceu o estabelecimento de maior número de espécies de FMAs, quando comparado com plantas de milho e amendoim. Desta forma, a maior diversidade de FMAs detectadas nas culturas armadilhas da FURB pode ser devido ao uso de *Sorghum sudanense* como a principal planta hospedeira. Além disso, a densidade de cultivo nos vasos de cultura armadilha pode ter influenciado a diversidade detectada. Na FURB, 50-60 sementes de sorgo foram semeadas e todas as plântulas, resultantes dessa germinação, foram mantidas no pote de cultivo, enquanto que na UFLA, cerca de 3-5 plantas de braquiaria foram cultivadas. Essa diferença influencia a quantidade de raiz produzida, disponível para a colonização fúngica e posterior esporulação.

Luz e temperatura também podem ter sido fatores que podem explicar a diferença entre a diversidade de FMAs, detectadas nas culturas armadilhas entre UFLA e FURB. As médias de temperatura na UFLA e FURB são 19,4°C e 25,2°C, respectivamente e em FURB foi utilizado luz complementar, o que proporcionou às plantas realizar fotossíntese por um período mais longo do que na UFLA, e, conseqüentemente promover uma maior produção de fotoassimilados. Heinemeyer & Fitter (2004) estudaram o desenvolvimento de hifas de determinados FMAs expostos, juntamente com a planta ou sozinhos, a diferentes temperaturas, e constataram que a colonização micorrízica e o desenvolvimento da extensão do micélio fúngico correlacionaram diretamente com a temperatura, quando em simbiose com a planta hospedeira. Uma das possíveis causas para essa diferença reside na planta hospedeira utilizada em ambas as situações. Hayman (1974), citado por Smith & Read (1997), observou que a colonização micorrízica em raízes de cebola foi reduzida e houve menor formação de arbúsculos e hifas externas sob baixa intensidade luminosa. Porém,

comparada a temperatura às condições de luminosidade parece não ser fator tão determinante na esporulação de FMAs em culturas armadilhas. Já a temperatura pode ser considerada uma variável crítica, pois ela influencia a atividade fisiológica dos propágulos presentes no inóculo original para que seja iniciada a colonização (Sieverding, 1983).

Outro fator, que pode ter influenciado na diversidade de FMAs detectada, teria sido a maneira como o inóculo foi colocado nas culturas armadilhas. Na FURB, o solo nativo foi homogenizado com areia estéril, enquanto que na UFLA, o inóculo foi colocado numa camada superficial apenas. Isso resultou em uma maior área de contato com as raízes das plantas, promovendo um melhor desenvolvimento dos FMAs, quando comparada com as culturas armadilhas da UFLA que condicionou a superfície de contato das raízes com os propágulos a apenas uma camada de solo nativo.

Assim, o estabelecimento de associações preferenciais entre plantas e FMAs pode ser mediada pela interação entre planta, ambiente e fungo, mais do que a planta sozinha, e essas interações podem atuar no processo de coleção e multiplicação de espécies em vasos, tornando impossível a determinação da diversidade real em comunidades de FMAs estabelecidas no campo (Carrenho et al., 2002).

TABELA 5 Espécies de FMA recuperadas em culturas armadilhas na UFLA e FURB. Números indicam a frequência de ocorrência das espécies (%total das amostras)

Família/Espécies de FMA	Culturas Armadilhas	
	UFLA	FURB
<i>Acaulosporaceae</i>		
<i>Acaulospora "benzeno"</i>	—	1,59
<i>A.bireticulata</i> c.f	—	1,59

Continua...

TABELA 5 cont...

Família/Espécies de FMA	Culturas Armadilhas	
	UFLA	FURB
<i>A. delicata</i>	36,62	4,76
<i>A. foveata</i>	—	28,5
<i>A. "honey comb"</i>	—	7,94
<i>A. mellea</i>	—	1,59
<i>A. morrowiae</i>	1,41	11,11
<i>A. rehmi</i>	—	1,59
<i>A. scrobiculata</i>	2,82	—
<i>A. spinosa</i>	—	1,59
<i>A. tuberculata</i>	—	1,59
<i>Entrophosporaceae</i>		
<i>E. colombiana</i>	9,86	4,76
<i>E. infrequens</i>	—	4,76
<i>Glomeraceae</i>		
<i>G. claroideum</i>	—	1,59
<i>G. clarum</i>	1,41	1,59
<i>G. etunicatum</i> "yellow"	15,49	—
<i>Glomus. sp.</i> "brown"	—	1,59
<i>G. "thin green"</i>	42,25	34,92
<i>Gigasporaceae</i>		
<i>G. margarita</i>	—	1,59
<i>Gigaspora sp.</i>	1,41	3,17
<i>Scutellosporaceae</i>		
<i>Scutellospora sp.</i>	—	1,59
<i>Archaeosporaceae</i>		
<i>Archaeospora leptoticha</i>	2,82	3,17
<i>Archaeospora trapei</i>	1,41	—

Continua...

TABELA 5 cont...

Família/Espécies de FMA	Culturas Armadilhas	
	UFLA	FURB
<i>Paraglomaceae</i>		
<i>Paraglomus occultum</i>	—	1,59
Total	10	21
— Espécies não recuperadas		

Burows & Pflieger (2002) testaram os efeitos de diferentes hospedeiros em culturas armadilhas sobre a densidade de esporos e riqueza de espécies de FMA e encontraram uma correlação altamente positiva entre maior densidade vegetal e densidade de esporos e riqueza de FMA, confirmando que o aumento da diversidade de espécie na comunidade vegetal conduz a mudanças na composição da comunidade de FMAs.

Na Figura 10, são apresentadas as espécies recuperadas dominantes e mais esporulantes dos SUTs da Amazônia de ambas as culturas armadilhas. A espécie *Glomus "thin green"* foi dominante em todos os SUTs e também foi uma das mais esporulantes, exceto em Capoeira nova. Um menor número de espécies recuperadas através das culturas armadilhas foi obtido em Floresta e o maior número em Capoeira nova. Não foi observado influência dos SUTs e nem das janelas sobre a distribuição de espécies, uma vez que as mesmas espécies são dominantes em diversos SUTs e janelas.

Aumenta a antropização

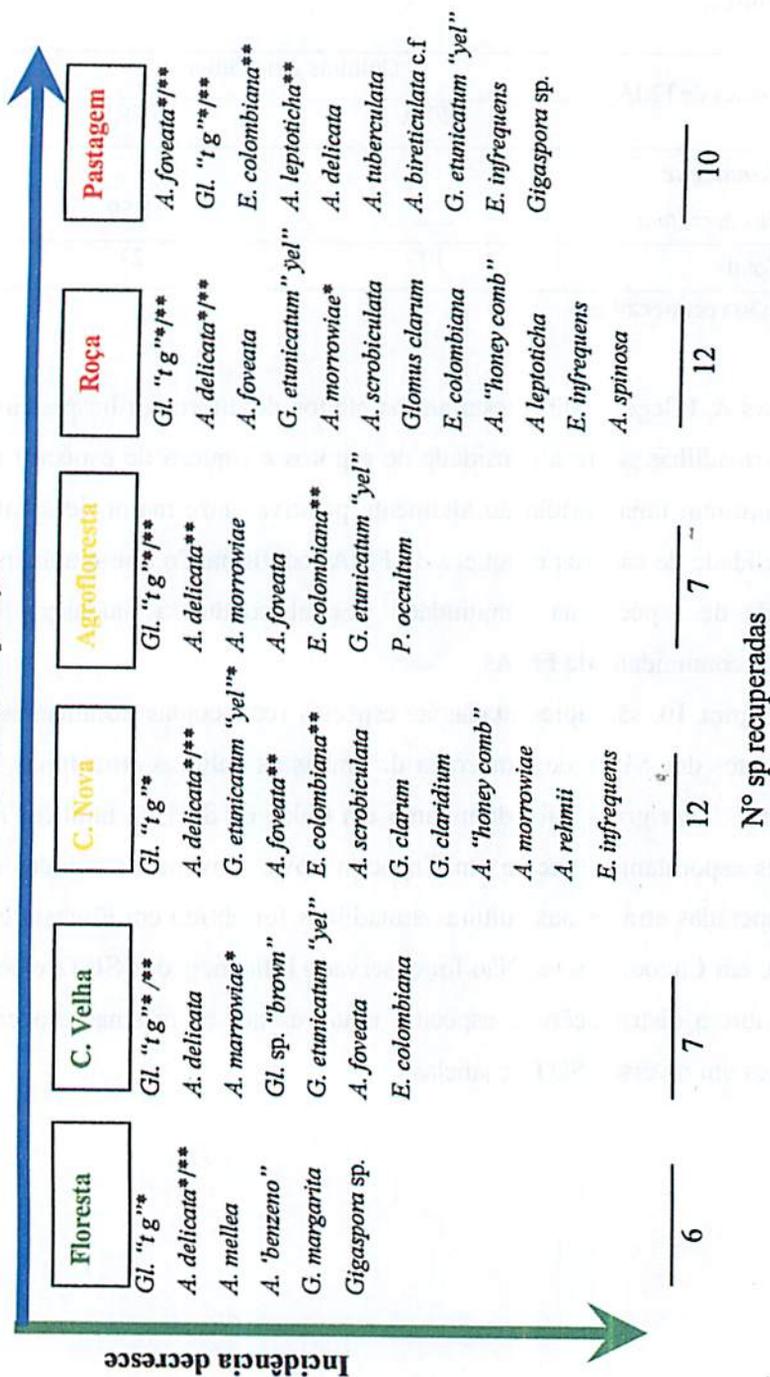


FIGURA 12. Espécies de FMAs recuperadas dominantes dos SUTs na Amazônia.

* espécies dominantes

** espécies mais esporulantes.

5 CONCLUSÕES

1. O emprego de culturas armadilhas permitiu a recuperação de 24 espécies distintas de FMAs nos diversos sistemas de uso da terra estudados.
2. Os sistemas de multiplicação empregados na UFLA e FURB geraram resultados diferentes quanto ao número de espécies recuperadas, sendo obtidas duas vezes mais espécies na FURB do que na UFLA.
3. A riqueza e diversidade de espécies variaram em função do SUT, sendo maior em Capoeira nova e Pastagem e muito reduzida na Floresta primária. As espécies recuperadas com maiores frequências foram: *Glomus "thin green"*/*Acaulospora delicata*, as quais foram dominantes em todos os SUTs estudados.
5. Os ecossistemas da região Amazônica estudados apresentaram uma comunidade diversa de FMAs.
6. As espécies *Acaulospora "benzeno"*, *Glomus "thin green"*, *Glomus etunicatum "yellow"*, *Glomus* sp. "*brown*", *Acaulospora "hooney comb"* podem representar espécies novas e/ou não registradas no Brasil.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABBOTT, L. K.; GAZEY, C. An ecological view of the formation of VA mycorrhizas. **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 159, n. 1, p. 69-78, Feb. 1994.
- ALEXANDER, T.; MEIER, R.; TOTH, R.; WEBER, H. C. Dynamics of arbuscular development and degeneration in mycorrhizas of *Triticum aestivum* L. and *Avena sativa* L. with reference to *Zea mays* (L). **New Phytologist**, Cambridge, v. 110, n. 3, p. 363-370, Nov. 1988.
- ALLEN, M. F. **The ecology of mycorrhizae**. Cambridge, Inglaterra: Cambridge University Press, 1990. 184 p.
- ANDRADE, D. S.; MURPHY, P. J.; GILLER, K. E. The Diversity of *Phaseolus*-Nodulating Rhizobial Populations Is Altered by Liming of Acid Soils Planted with *Phaseolus vulgaris* L. in Brazil **Applied Environmental Microbiology**, Washington, v. 68, n. 8, p. 4025-4034, Aug. 2002.
- AUGE, 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, n. 1, p. 87-97, Mar. 2001.
- BECK-NIELSEN, D.; MADSEN, T. V. Occurrence of vesicular-arbuscular mycorrhiza in aquatic macrophytes from lakes and streams. **Aquatic Botany**, Amsterdam, v. 71, n. 2, p. 141-148, Oct. 2001.
- BERVER, J. D.; MORTON, J.; ANTONOVICS, J.; SCHULTZ, P. A. Host-dependent sporulation and species diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in a mown grassland. **Journal of Ecology**, Oxford, v. 84, n. 1, p. 71-82, Feb. 1996.
- BEVER, J. D. Host-specificity of am fungal population growth rates can generate feedback on plant growth, **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 244, n. 1/2, p. 281-290, July 2002.
- BRUNDETT, M. Mycorrhizas in natural ecosystems. **Advanced Ecological Research**, London, v. 21, p. 171-313, 1991.
- BRUNDETT, M. C.; ASHWATH, N.; JASPER, D. A. Mycorrhizas in the kakadu region of tropical Australia. **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 184, n. 1, p. 173-184, 1995.

CAPRONI, A. L. **Fungos micorrizicos arbusculares em áreas reflorestadas remanescentes da mineração de bauxita em Porto Trombetas/PA.** 2001. 186 p. Tese (Doutorado em Fitotecnia) - Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica.

CAPRONI, A. L.; FRANCO, A. A.; BERBARA, R. L. L.; TRUFEM, S. B.; GRANHA, J. R. D. O.; MONTEIRO, A. B. Ocorrência de fungos micorrizicos arbusculares em áreas revegetadas após mineração de bauxita em Porto Trombetas, Pará. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 38, n. 12, p. 1409-1418, dez. 2003.

CAPRONI, A. L. et al. Capacidade infectiva de fungos micorrizicos arbusculares em áreas reflorestadas após mineração de bauxita no Pará. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 38, n. 8, p. 937-945, ago. 2003.

CARNEIRO, M. A. C.; SIQUIERA, J. O.; VALE, F. R. do; CURI, N. Limitação nutricional e efeitos do pre-cultivo do solo com *Brachiaria decumben* e da inoculação com *Glomus etunicatum* no crescimento de mudas de espécies arbóreas em solo degradado. **Ciência e Prática**, Lavras, v. 19, n. 3, p. 281-288, jul./set. 1995.

CARRENHO, R.; TRUFEM, S. F. B.; BONONI, V. L. R. Effects of using different hosts plants on the detected biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi from an agroecosystem. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 25, n. 1, p. 95-101, jan./mar. 2002.

CLARK, R. B.; ZETO, S. K. Mineral acquisition by arbuscular mycorrhizal plants. **Journal of Plant Nutrition**, New York, v. 23, n. 7, p. 867-902, 2000.

DODD, J. C.; ARIAS, I.; KOOMEN, I.; HAYMAN, D. S. The management of populations of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in acid-infertile soils of a savanna ecosystem. **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 122, p. 241-247, 1990.

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

EVANS, D. G.; MILLER, M. H. The role of the external mycelial network in the effect of soil disturbance upon vesicular-arbuscular mycorrhizal colonization of maize. **New Phytologist**, Cambridge, v. 114, n. 4, p. 65-71, Dec. 1990.

GERDEMANN, J. W.; NICOLSON, T. H. Spores of mycorrhizal endogene species extracted from soil by wet sieving and decanting. **Transaction British Mycological Society**, London, v. 46, n. 3, p. 235-244, 1963.

GIOVANNETTI, M.; MOSSE, B. An evaluation of techniques for measuring VA mycorrhizal infection in roots. **New Phytologist**, Cambridge, v. 84, n. 3, p. 489-500, 1980.

HARLEY, J. L.; HARLEY, E. L. A check-list of mycorrhiza in the British flora. **New Phytologist**, Cambridge, v. 105, n. 1, p. 1-102, Jan. 1987.

HARLEY, J. L.; SMITH, S. E. **Mycorrhizal symbiosis**. London: Academic Press, 1983. 483 p.

HART, M. M.; READER, R. J.; KLIRONOMOS, J. N. Life-history strategies of arbuscular micorrhizal fungi in relation to their successional dynamic. **Mycologia**, Bronx, v. 93, n. 6, p. 1186-1194, Nov./Dec. 2001.

HOOGLAND, D. C.; ARNON, D. I. **The water culture method of growing plants without soil**. Berkeley: University of California, 1950. 32 p.

INVAM. **International culture collection of vesicular and arbuscular mycorrhizal fungi. Species Description**. Morgantown: West Virginia Agriculture and Forestry Experimental Station, 2000. Disponível em: <<http://invam.caf.wvu.edu>>. Acesso em: 26 jul. 2005.

JASPER, D. A.; ABBOTT, L. K.; ROBSON, A. D. Soil disturbance reduces the infectivity of external hyphae of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. **New Phytologist**, Cambridge, v. 112, n. 1, p. 93-99, May 1989.

JANOS, D. P. Mycorrhizas, succession and rehabilitation of deforested lands in the humid tropics. In: FRANKLAND, J. C.; GADD, G. M. (Ed.). **Fungi and environmental change**. Cambridge: Cambridge University Press, 1996. p. 1-18. (British Mycological Society Symposium, v. 20).

JOHNSON, N.; WEDIN, D. Soil carbon, nutrients and micorrhizae during conversion of dry tropical forest to grassland. **Ecological Applications**, Durham, v. 7, n. 1, p. 171-182, Feb. 1997.

KABIR, Z.; OHALLORAN, I. P.; HAMEL, C. Combined effects of soil disturbance and fallowing on plant and fungal components of mycorrhizal corn

(*Zea mays L.*). **Soil Biology & Biochemistry**, Oxford, v. 31, n. 2, p. 307-314, Feb. 1999.

KENNEDY, A. C.; SMITH, K. L. Soil microbial diversity and the sustainability of agricultural soils. **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 170, n. 1, p. 75-86, Mar. 1995.

KOID, R. T.; MOSSE, B. A history of research on arbuscular mycorrhiza. **Mycorrhiza**, New York, v. 14, p. 145-163, 2004.

KOSKE, R. E. Distribution of VA mycorrhizal fungi along a latitudinal temperature gradient. **Mycologia**, Bronx, v. 79, n. 1, p. 55-68, Jan./Feb. 1987.

KOSKE, R. E.; GEMMA, J. N. A modified procedure for staining roots to detect VA mycorrhizas. **Mycological Research**, New York, v. 92, n. 4, p. 488-505, June 1989.

LAMBAIS, M. R. Aspectos bioquímicos e moleculares da relação fungo-plantas in micorrizas arbusculares. In: SIQUEIRA, J. O. (Ed.). **Avanços em fundamentos e aplicação de micorrizas**. Lavras: UFLA-DCS-DCF, 1996. p. 5-38.

LIBERTA, A. E.; ANDERSON, R. C.; DICKMAN, L. A. Vesicular arbuscular mycorrhiza fragments as a means of endophyte identification at hydrophytic sites. **Mycologia**, Bronx, v. 75, n. 1, p. 169-171, 1983.

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, n. 1, p. 89-95, 1990.

MARSCHNER, H.; DELL, B. Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis. **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 159, n. 1, p. 89-102, Feb. 1994.

MARTINS, M. A.; READ, D. J. The role of the external mycelial network of arbuscular mycorrhizal (AM) fungi. II. Study of phosphorus transfer between plants interconnected by a common mycelium. **Revista de Microbiologia**, São Paulo, v. 27, n. 2, p. 100-105, Apr./June 1996.

MATOS, R. M. B.; SILVA, E. M. R.; LIMA, E. **Fungos Micorrízicos e Nutrição de Plantas**. Seropédica-RJ: EMBRAPA, 1999. (EMBRAPA. Documentos, 98).

MELLONI, R.; SIQUEIRA, J. O.; MOREIRA, F. M. S. Fungos micorrízicos arbusculares em solos de área de mineração de bauxita em reabilitação. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 38, n. 2, p. 267-276, fev. 2003.

MILLER, D. D.; DOMOTO, P. A.; WALKER, C. Mycorrhizal fungi at eighteen apple rootstocks plantings in the United States. **New Phytologist**, Cambridge, v. 100, N. 3, p. 379-391, 1985.

MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O. **Microbiologia e bioquímica do solo**. Lavras: UFLA, 2002. 626 p.

MORTON, J. B. Problems and solutions for the integration of glomalean taxonomy, systematic biology, and the study of endomycorrhizal phenomena. **Mycorrhiza**, New York, v. 2, n. 1, p. 97-109, 1993.

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

MORTON, J. B.; BENTIVENGA, S. P.; WHEELER, W. W. Germ plasm in the International Collection of Arbuscular and Vesicular-arbuscular Mycorrhizal Fungi (INVAM) and procedures for culture development, documentation and storage. **Mycotaxon**, Ithaca, v. 48, n. 3, p. 491-528, July/Sept. 1993.

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

ODUM, E. P. **Ecologia**. São Paulo: Guanabara, 1988. 330 p.

OEHL, F.; SIEVERDING, E.; INEICHEN, K.; MADER, P.; BOLLER, T.; WIEMKEN, A. Impact of landuse intensity on the species diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in agroecosystem of Central Europe. **Applied and Environmental Microbiology**, Washington, v. 69, n. 5, p. 2816-2824, May 2003.

PICONE, C. Diversity and abundance of arbuscular-mycorrhizal fungus spores in tropical forest and pasture. **Biotropica**, St. Louis, v. 32, n. 4, p. 734-750, Dec. 2000.

PIELOU, E. C. **Population and community ecology: principles and methods.** New York: Gordon & Breach, 1983. 424 p.

PIROZYNSKI, K. A. Interactions between fungi and plants through the ages. **Canadian Journal Botany**, Ottawa, v. 59, n. 19, p. 1824-1827, Sept. 1981.

PIROZYNSKI, K. A.; DALPÉ, Y. Effects of species of VAM fungi on growth and mineral uptake of sorghum at different temperatures. **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 121, n. 1, p. 165-170, 1989.

POTER, W. M.; ROBSON, A. D.; ABBOT, L. K. Factors controlling the distribution of VAM fungi in relation to soil pH. **Journal of Applied Ecology**, Oxford, v. 24, n. 2, p. 663-672, Aug. 1987.

RICKLEFS, R. E.; SCHULUTER, D. Species Diversity: an Introduction to the Problem. p. 1-10, In: RICKLEFS, R. E.; SCHULUTER, D. (Eds.). **Species diversity in ecological communities-historical and geographical perspectives.** Chicago: University of Chicago Press, 1993.

SCHENCK, N. C.; PEREZ, Y. **A manual of identification of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi.** 2. ed. Gainesville: University of Florida, 1988. 241 p.

SCHUSSLER, A.; SCHWARZOTT, D.; WALKER, C. A new fungal phylum the Glomeromycota: phylogeny and evolution. **Mycology Research**, Cambridge, v. 105, n. 12, p. 1413-1421, Dec. 2001.
SIEVERDING, E. **Vesicular-arbuscular mycorrhiza management in tropical agrosystems.** Alemanha: Eschborn, 1991. 371 p.

SIMPSON, D.; DAFT, M. J. Spore production and micorrhizal development in various tropical crop hosts infected with *Glomus clarum*. **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 121, n. 2, p. 171-178, Feb. 1990.

SIQUEIRA, J. O. Micorrizas: forma e função. In: REUNÃO BRASILEIRA SOBRE MICORRIZAS, 1., 1986, Lavras. **Anais....** Lavras: FAEPE, 1986. p. 5-32.

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

SIQUEIRA, J. O.; FRANCO, A. A. **Biotecnologia do solo: fundamentos e perspectivas**. Lavras: MEC/ESAL/FAEPE/ABAS, 1988. 235 p.

SIQUEIRA, J. O.; KLAUBERG FILHO, O. Micorrizas arbusculares: a pesquisa brasileira em perspectiva. In: NOVAIS, R. F. de; ALVAREZ, V. H.; SCHAEFER, C. E. G. R. (Ed.). **Tópicos em ciência do solo**. Viçosa: UFV, 2000. v. 1, p. 235-264.

SMITH, S. E. Transport at the mycorrhizal interface. **Mycorrhiza**, New York, v. 5, N. 1, p. 1-3, 1993.

SMITH, S. E.; READ, D. J. The symbiontes forming VA mycorrhizas. In: SMITH, S. E.; READ, D. J. (Ed.). **Mycorrhizas symbiosis**. San Diego: Academic Press, 1997. p. 33-80.

SOUZA, R. G.; MAIA, L. C.; SALES, M. F.; TRUFEM, S. F. B. Diversidade e potencial de infectividade de fungos micorrízicos arbusculares em áreas de caatinga, na região de Xingo, Estado de Alagoas, Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, São Paulo, v. 26, n. 1, p. 49-60, jan./mar. 2003.

STUTZ, T. 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, n. 12, p. 1883-1889, Dec. 1996.

STURMER, S. L. Efeito de diferentes isolados fúngicos da mesma comunidade micorrízica no crescimento e absorção de fósforo em soja e trevo vermelho. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 28, n. 4, p. 611-622, jul./ago. 2004.

STURMER, S. L. Evolução, classificação e filogenia dos fungos micorrízicos arbusculares. In: SIQUEIRA, J. O.; MOREIRA, F. M. S.; LOPES, 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.

STURMER, S. L.; BELLEI, N. M. Composition and seasonal variation of spore population of arbuscular mycorrhizal fungi in dune soils on the island of Santa Catarina, Brazil. **Canadian Journal Botany**, Ottawa, v. 72, n. 3, p. 359-363, Mar. 1994.

STURMER, S. L.; SIQUEIRA, J. O. Diversity of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in Selected Ecosystems. In: MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O.;

BRUSSARD, L. (Ed.). **Soil biodiversity in Amazonian and other Brazilian ecosystems**. Wallingford: CABI Publishing, 2005.

STUTZ, J. C.; MORTON, J. B. Successive pot culture reveal high species richness of arbuscular endomycorrhizal fungi in arid ecosystems. **Canadian Journal Botany**, Ottawa, v. 74, n. 12, p. 1883-1889, Dec. 1996.

SYLVIA, D. M. Quantification of external hyphae of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in arid regions of southwestern North American and Namibia, África. **Canadian Journal of Botany**, Ottawa, v. 78, p. 237-245, 1992.

SYLVIA, D. M.; ALAGELY, A.; CHELLEMI, D.; DEMCHENKO, L. Arbuscular mycorrhizal fungi influence tomato competition with bahiagrass, **Biology and Fertility of Soils**, Berlin, v. 34, n. 6, p. 448-452, Dec. 1999.

SYLVIA, D. M.; FUHRMANN, J. J.; HARTEL, P. G.; ZUREBER, D. A. **Principles and applications of the soil microbiology**. New Jersey: Prentice Hall, 1998. 551 p.

SYLVIA, D. M.; NEAL, L. H. Nitrogen affects the phosphorus response of VA mycorrhiza. **New Phytologist**, Cambridge, v. 115, n. 2, p. 303-310, June 1990.

TAMIMI, S. M. Genetic diversity and symbiotic effectiveness of rhizobia isolated from root nodules of common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) grown in the soils of the Jordan valley. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 19, n. 2, p. 183-190, Feb. 2002.

TRAPPE, J. M. Phylogenetic and ecological aspects of mycotrophy in the Angiosperms from an evolutionary standpoint In: SAFIR, G. R. (Ed.). **Ecophysiology of VA Mycorrhizal plants**. Boca Raton, 1987. p. 5-25.

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

van der HEIJDEN, M. G. A.; KLIRONOMOS, J. N.; URSIC, M.; MOUTOGLIS, T.; STREITWOLF-ENGEL, R.; BOLLER, T.; WIEMKEN, A.; SANDERS, I. R. Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. **Nature**, London, v. 396, n. 6706, p. 69-72, Nov. 1998.

WILCOX, H. E. Mycorrhizal Associations. In: NAKAS, J. P.; HAGEDORN, C. (Ed.). **Biotechnology of plant-microbe interactions**. New York: McGraw-Hill, 1990. p. 227-255.

ZANGARO, W.; SILVIO M. A.; DOMINGOS, J. C. B.; NAKANO, E. M. Micorriza arbuscular em espécies arbóreas nativas da bacia do Rio Tibagi, Paraná. **Cerne**, Viçosa: V.8, N.1, P.077-087, 2002



ANEXO

	Página
TABELA 1A Características químicas do solo amostra.....	65
FIGURA 1 A Vasos de culturas armadilhas desenvolvidos na UFLA ...	67
FIGURA 2 A Espécies de FMAs recuperadas em vasos de culturas armadilhas desenvolvidas na UFLA e FURB	68

TABELA 1 Características químicas e físicas das amostras de solo empregados como inoculo para multiplicação de FMAs em culturas armadilhas.

Variável (amplitude)	SUTs					
	Floresta	Capoeira Velha	Capoeira Nova	Agrofloresta	Roça	Pastagem
pH	4,2 – 4,7 (4,46)	4 – 5,8 (4,61)	4,3 – 5,8 (4,8)	4,6 – 5,5 (4,93)	4,7 – 6,4 (5,36)	4,9 – 5,4 (5,21)
P (mg dm ³)	2,3 – 5,5 (3,95)	2,3 – 5,2 (3,77)	2 – 8,9 (3,66)	1,4 – 10 (4,53)	2,3 – 9,3 (4,36)	2 – 5,2 (2,8)
K (mg dm ³)	36 – 86 (62,76)	34 – 99 (56,1)	41 – 136 (3,66)	43 – 124 (63,7)	42 – 136 (94,5)	27 – 67 (40,3)
Ca (cmol _c dm ³)	1,3 – 8 (3,8)	0,8 – 12,7 (4,02)	2,6 – 10,5 (6,13)	4,5 – 12 (7,28)	4,6 – 17,5 (8,9)	1,4 – 3,7 (2,23)
Mg (cmol _c dm ³)	1 – 3 (2)	0,2 – 4,3 (1,67)	1,2 – 4,8 (2,55)	1 – 3,6 (2,13)	1,2 – 3,7 (2,47)	0,6 – 2,5 (1,43)
Al (cmol _c dm ³)	2,5 – 9,3 (5,72)	0,2 – 9,4 (5,23)	0,4 – 8,2 (3,02)	0,5 – 3,6 (5,2)	0 – 5,4 (1,66)	1,7 – 4,7 (2,76)
H+Al (cmol _c dm ³)	8,8 – 33,4 (22,10)	4 – 33,4 (20)	3,6 – 29,9 (12,3)	5,6 – 17,1 (12,44)	2,3 – 21,4 (8,22)	6,3 – 29,9 (12,8)
MO (dag kg ⁻¹)	1 – 2,2 (1,61)	1,4 – 2,1 (1,68)	1,3 – 2,6 (1,85)	1,5 – 2,2 (1,88)	1,4 – 2,2 (1,86)	1,3 – 2,0 (1,58)
Zn (mg dm ³)	1,4 – 20,9 (6,45)	2 – 7,9 (5,16)	1,6 – 20,9 (6,7)	2 – 14,6 (3,62)	1,6 – 18,9 (6,97)	2 – 21,4 (7,7)
Fe (mg dm ³)	62,4 – 338,5 (190)	53 – 222 (136,7)	59,8 – 332 (157,55)	75,6 – 231,7 (126,21)	10,2 – 162 (97,31)	74,9 – 1150,5 (471,76)

Continua...

Cont...

	Mn (mg dm³)	9,4 – 137,7 (69,96)	18 – 89,5 (56,35)	23,4 – 139,2 (53,9)	11,2 – 99,7 (58,02)	20,9 – 116,4 (70,11)	15,8 – 139,2 (40,47)
	Cu (mg dm³)	0,7 – 4,6 (1,49)	0,7 – 2,3 (1,39)	0,2 – 4,6 (1,99)	0,8 – 3,7 (2,03)	0,7 – 1,9 (1,35)	1,2 – 2,8 (1,86)
	B (mg dm³)	0 – 0,7 (0,29)	0 – 0,4 (0,14)	0 – 0,5 (0,16)	0 – 0,5 (0,36)	0,1 – 0,6 (0,35)	0 – 0,7 (0,09)
	S (mg dm³)	2,1 – 14,3 (7,15)	4,1 – 173,4 (22,43)	1,8 – 32,6 (6,69)	3,3 – 173,4 (22,94)	2,1 – 10,3 (5,47)	4,5 – 7,5 (5,95)
	Areia (%)	5 – 27 (16,56)	6 – 27 (13,2)	5 – 53 (22,16)	7 – 30 (13,88)	10 – 36 (23,6)	12 – 50 (31)
67	Silte (%)	31 – 53 (45,72)	40 – 51 (47,3)	26 – 54 (42,68)	39 – 54 (47,44)	32 – 48 (40)	10 – 53 (38,27)
	Argila (%)	32 – 64 (37,7)	31 – 47 (39,5)	21 – 64 (35,16)	30 – 52 (38,66)	25 – 55 (36,4)	24 – 43 (30,63)
	Classe textural	Média a muito argiloso	Medio a argiloso	Médio a muito argilosa	Medio a argiloso	Medio a argiloso	Médio a argiloso



FIGURA 1 Vasos de culturas armadilhas desenvolvidos na UFPA.

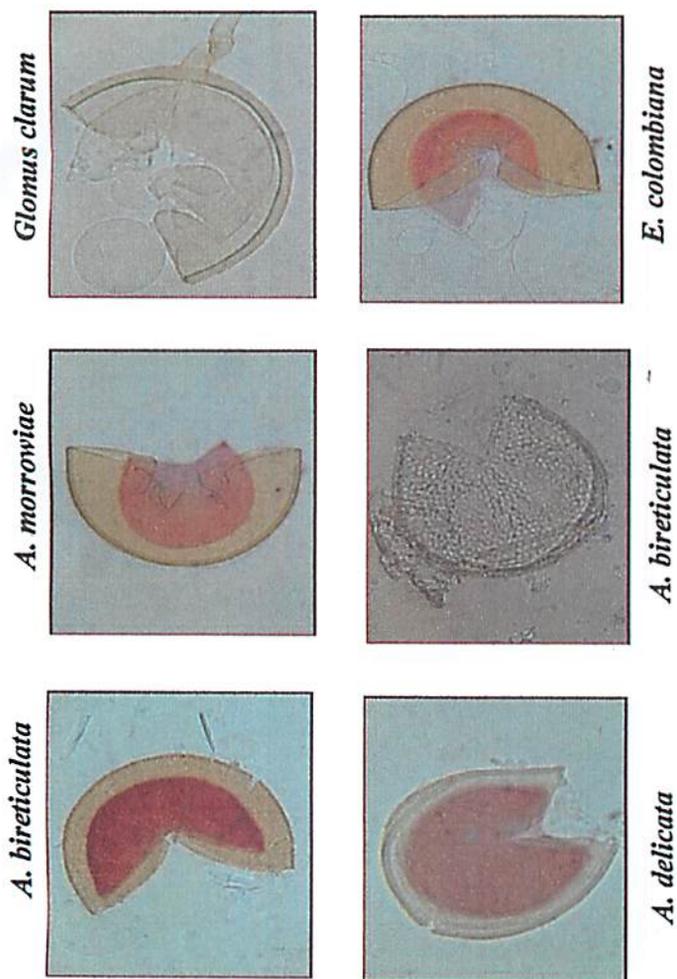


FIGURA 2 Espécies de FMAs recuperados em vasos de culturas armadilhas desenvolvidos na UFLA e FURB