

UNIVERSIDADE FEDERAL DE GOIÁS – UFG
CAMPUS JATAÍ
PROGRAMA DE PÓS – GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

**IMPACTO DE USOS DE UM LATOSSOLO VERMELHO
DE CERRADO SOBRE A DIVERSIDADE DE FUNGOS
MICORRÍZICOS ARBUSCULARES**

Rafaela Alves Fernandes

Engenheira Florestal

JATAÍ – GOIÁS – BRASIL

2009

UNIVERSIDADE FEDERAL DE GOIÁS – UFG
CAMPUS JATAÍ
PROGRAMA DE PÓS – GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA

**IMPACTO DE USOS DE UM LATOSSOLO VERMELHO
DE CERRADO SOBRE A DIVERSIDADE DE FUNGOS
MICORRÍZICOS ARBUSCULARES**

Rafaela Alves Fernandes

Prof. Dr. Marco Aurélio Carbone Carneiro

Dissertação apresentada à
Universidade Federal de Goiás
– UFG, Campus Jataí, como
parte das exigências para a
obtenção do título de Mestre
em Agronomia (Produção
Vegetal).

JATAÍ – GOIÁS

Junho – 2009

Dados Internacionais de Catalogação-na-Publicação (CIP)
(GPT/BC/UFG)

Fernandes, Rafaela Alves.

F363i Impacto de usos de um latossolo vermelho de cerrado sobre a diversidade de fungos micorrízicos arbusculares [manuscrito] / Rafaela Alves Fernandes. – 2009.
81 f. : il., figs., tabs.

Orientador: Prof. Dr. Marco Aurélio Carbone Carneiro.

Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Goiás,
Campus Jataí, 2009.

Bibliografia f. 62-72.

Anexos.

I. Fungos Micorrízicos 2. Latossolo Vermelho I. Carneiro, Marco Aurélio Carbone II. Universidade Federal de Goiás. **Campus Jataí.**
III. Título

CDU: 632.4: 561.28

DADOS CURRICULARES DO AUTOR

RAFAELA ALVES FERNANDES, natural de Piracanjuba, estado de Goiás, Brasil, nascida aos 03 de agosto de 1983. Formada em Engenharia Florestal pelas Faculdades Integradas de Mineiros – FIMES, onde ingressou no curso em 2002, tendo-o concluído em 2006 e colado em grau em fevereiro de 2007. Kursou o mestrado pela Universidade Federal de Goiás – UFG, Campus Jataí, durante os anos de 2007 à 2009, concluindo o curso em agosto de 2009.

“Os problemas significativos que enfrentamos não podem ser resolvidos no mesmo nível de pensamento em que estávamos quando os criamos.”

Albert Einstein

DEDICATÓRIA

Ao Pai Celeste, que me proporcionou conduzir este estudo, que me deu forças para superar todos os obstáculos e serenidade nos momentos de angústia;

Ao Professor Msc. Luís Eduardo de Oliveira Sales, *in memoriam*, por ter me aberto as portas pra que eu pudesse estar hoje concluindo este trabalho, alçando mais um degrau em minha formação, e que mesmo ausente fisicamente, sempre esteve presente na lembrança eterna de suas orientações;

Aos meus familiares: meus pais, Kátia e Lucindo, meus avós, Zilda e Emygdio e minhas irmãs, Débora e Natália, pelo apoio incondicional; pelas palavras de carinho e amor sempre despendidas a mim durante os períodos mais críticos; pela paciência nos últimos meses e todas as oportunidades oferecidas e jamais negadas; por estarem sempre presentes e preocupados com meu bem estar, além dos momentos maravilhosos de descontração e brincadeiras que me ajudaram a descarregar parte da energia acumulada;

Ao meu noivo, Uziel, por ter sido uma pessoa intensa todo o tempo; pelo amor, carinho e atenção sempre presentes; pelos momentos de fraqueza que estava sempre junto, mesmo tão distante; pelo companheirismo, dedicação, preocupação, tudo isso traduzido em três únicas palavras: "Meu Porto Seguro".

AGRADECIMENTOS

À CAPES, pela bolsa concedida durante o segundo ano de pesquisa;

À Universidade Federal de Goiás – Campus Jataí, pela oportunidade concedida;

Ao meu Orientador, Prof. Dr. Marco Aurélio Carbone Carneiro, pela paciência, presteza, dedicação, amizade e, sobretudo, apoio dado durante todo o período de estudo, desde a coleta do material até a finalização do trabalho;

Aos Técnicos do Laboratório de Solos da Universidade Federal de Goiás – Campus Jataí, Cleumar e Marcos Humberto, amigos queridos que estiveram sempre presentes durante todo o período de análises, auxiliando em tudo com muita dedicação;

Às Estagiárias, Dorotéia, Ádria, Lorena e Luciene, que auxiliaram durante o período de análises, e que foram cruciais nessa etapa;

Ao Dr. Orivaldo José Saggin-Júnior, por abrir as portas da Embrapa Agrobiologia e me proporcionar o treinamento inicial necessário, além de todo o pessoal que me acolheu e ajudou nessa fase;

Ao Dr. Sidney Luiz Stürmer, pelo grande aprendizado em taxonomia dos fungos, pela presteza em identificar parte do material e a disponibilidade em auxiliar com os programas de diversidade;

Aos demais envolvidos, colegas, amigos e professores, por todo suporte e atenção dados.

SUMÁRIO

| | |
|--|------|
| RESUMO | viii |
| ABSTRACT | ix |
| INTRODUÇÃO | 10 |
| 2 – REVISÃO DE LITERATURA | 12 |
| 2.1 – MICORRIZA ARBUSCULAR: ORIGEM E EVOLUÇÃO | 12 |
| 2.2 – CLASSIFICAÇÃO TAXONÔMICA: HISTÓRICO E MÉTODOS MORFOLÓGICOS DE IDENTIFICAÇÃO | 13 |
| 2.3 – DIVERSIDADE DE ESPÉCIES | 18 |
| 2.4 – BIOMA CERRADO: IMPORTÂNCIA DOS FMAS | 21 |
| 2.5 – INFLUÊNCIA DA INTENSIDADE DE USO E MANEJO DO SOLO NA DIVERSIDADE DE FMAS | 23 |
| 3 – MATERIAL E MÉTODOS | 27 |
| 3.1 – COLETA DO SOLO | 27 |
| 3.2 – ANÁLISE DO SOLO | 31 |
| 3.2 – VEGETAÇÃO | 32 |
| 3.4 – EXTRAÇÃO DE ESPOROS | 32 |
| 3.5 – IDENTIFICAÇÃO DOS ESPOROS | 34 |
| 3.6 – COLORAÇÃO E AVALIAÇÃO DAS RAÍZES | 34 |
| 3.7 – ANÁLISES ESTATÍSTICAS | 35 |
| 4 – RESULTADOS E DISCUSSÃO | 37 |
| 5 – CONSIDERAÇÕES GERAIS | 58 |
| 6 – CONCLUSÕES | 61 |
| 7 – BIBLIOGRAFIA | 62 |
| ANEXOS | 73 |
| ANEXO I | 74 |
| ANEXO II | 75 |
| ANEXO III | 78 |
| ANEXO IV | 79 |
| ANEXO V | 80 |
| ANEXO VI | 81 |

IMPACTO DE USOS DE UM LATOSSOLO VERMELHO DE CERRADO SOBRE A DIVERSIDADE DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES

RESUMO: O presente trabalho objetivou avaliar a diversidade de fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) em diferentes sistemas de manejo e uso do solo, em um Latossolo Vermelho distroférico de Cerrado, localizado, na fazenda experimental da Universidade Federal de Goiás (UFG) – Campus Jataí. Foram coletadas 10 amostras simples em cada um dos 4 sistemas de manejo e uso (cafezal, plantio direto, pastagem e Cerrado nativo). As coletas foram realizadas em set/2007 e em mar/2008. Parte do solo retirado de campo foi cultivado em casa de vegetação com *Brachiaria brizantha*, visando recuperação de espécies que não puderam ser encontradas *in situ*. Foram realizadas análises químicas de solo, extração, contagem e identificação das espécies de FMAs, através dos esporos e colonização radicular das amostras coletadas em campo. Foram recuperadas um total de 42 espécies, sendo 18 *Acaulospora*, 10 *Scutellospora*, 07 *Glomus*, 06 *Gigaspora* e 01 *Paraglomus*. De todas as espécies encontradas, 10 não puderam ser identificadas, o que pode ser um indicativo de potenciais novas espécies. Foram recuperados um maior número de espécies no período seco, em comparação ao período chuvoso. Não houve diferença entre as amostras coletadas em campo e as cultivadas em casa de vegetação, considerando número de espécies e densidade de esporos. As espécies *Gi. decipiens* e *Gi. margarita* foram encontradas em todas os sistemas, independentemente do período de coleta. A área de café apresentou menor diversidade de espécies, enquanto que os sistemas de plantio direto e pastagem foram as que apresentaram maior diversidade, demonstrada pelo índice de Shannon-Weiner. Podemos dizer, então que, quanto maior a intensidade de uso do solo, menor será a diversidade de FMAs, podendo influenciar no comportamento das espécies vegetais, presentes no sistema.

Palavras-chaves: micorriza; café; plantio direto; pastagem; riqueza de espécies de FMAs; diversidade de FMAs.

IMPACT OF USE IN THE RED OXISOIL OF CERRADO (SAVANNAH) IN DIVERSITY OF ARBUSCULAR MICORRHIZAL FUNGI

ABSTRACT: The aim of this study was to evaluate the diversity of arbuscular mycorrhizal fungi (AMFs) in different systems of management of the soil, in an Oxisoil in the Brazilian Cerrado Savannah, located at the experimental campus the Federal University the Goiás (UFG), Campus Jataí, (Goiás, Brazil). Ten samples were collected in tree management (coffee plantation, no tillage and pasture) and a native Cerrado Savannah. The collection were realized in two seasons, dry and wet, and AMF communities were propagated in trap culture, in the greenhouse, with *Brachiaria brizantha*, as host plant. 42 AMF species were recovered, being 18 *Acaulospora*, 10 *Scutellospora*, 07 *Glomus*, 06 *Gigaspora* and 01 *Paraglomus*, and of these 10 couldn't be identified, what can be an indicative of new species. The spore density was higher in dry than wet season, but. had not significant differences between samples collected in field and trap culture, considering species richness and spores density. *Gigaspora decipiens* and *Gi. margarita*, were found in all areas and in all seasons. The coffee plantation had the largest spores density, but smaller richness, with predominance that of Gigasporaceae family, and areas with no tillage and pasture presented larger diversity. Shannon-Weiner indices were larger in the pasture area, showing the more equal distribution in these samples. In conclusion, the increasing land use intensity was negatively correlated with AMF diversity, with might influence the development of the selected plant species.

Key-words: *mycorrhiza; coffee; no-tillage cropping; pasture; AMFs species richness; AMF species diversity.*

INTRODUÇÃO

O Bioma Cerrado é o segundo maior presente no território brasileiro, ficando atrás apenas da Amazônia, e possui esse nome para designar o conjunto de ecossistemas (campos, savanas, matas e matas de galeria) presente na porção central do Brasil. Apresenta clima estacional, com um período chuvoso (de outubro a março) e outro período seco (de abril a setembro), com uma precipitação média anual de 1500 mm e temperatura ao longo do ano entre 22 e 27° C, em média.

Os solos do bioma Cerrado caracterizam-se pela elevada toxicidade de Al^{+3} e baixa fertilidade. Apesar disto, não foi impedimento para que, a partir da década de 70, este importante bioma se tornasse uma grande área produtora de grãos, carne, fibra e energia.

Nos solos do Cerrado existem alguns organismos que auxiliam na manutenção da qualidade do solo, como organismos cicladores de matéria orgânica e disponibilizadores de nutrientes imóveis ou pouco móveis, principalmente nos Latossolos. Os fungos micorrízicos são componentes dessa comunidade microbiológica presentes nesses solos, e são de elevada importância, pois atuam na disponibilização de nutrientes pouco móveis, como o fósforo (P), elemento de grande importância para as plantas. Esses organismos são simbiotes obrigatórios e, dentro do grupo desses fungos, aparecem as micorrizas arbusculares que promovem a infecção inter e intraradical, sendo classificados como endomicorrizas.

Os fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) são sensíveis a muitos fatores, e a variação de sua população está ligada a fatores edáficos e climáticos, além da população de plantas também promover grande influência em sua distribuição e ocorrência. O tipo de manejo do solo e a aplicação de insumos provocam o aumento ou a redução desses fungos no solo, por exemplo, alterando muito sua composição quantitativa e qualitativa no sistema manejado.

Pelo fato de ocuparem importante papel ecológico nos ecossistemas, e serem muito influenciados pelas práticas de manejo do solo como aração e adubação, as monoculturas extensivas e a utilização em larga escala de

agrotóxicos e insumos agrícolas, podem reduzir a incidência de algumas espécies de FMAs e, em contrapartida, aumentar a população de espécies mais resistentes (Miranda et al., 2001).

O manejo dos FMAs nativos, através de práticas adequadas em relação ao solo e culturas, busca potencializar a sua contribuição no uso mais eficiente de corretivos e fertilizantes. Adicionalmente, são proporcionados outros benefícios para os sistemas de produção agrícola, como preservação da qualidade ambiental e redução dos custos de produção. A rotação de culturas favorece a micorriza, pois, ao diversificar o número de espécies de plantas em um ecossistema agrícola, promove-se o aumento da população dos FMAs nativos no solo, que beneficiam essas plantas e os cultivos subseqüentes. Práticas de preparo do solo, sistema de plantio, adubação e correção, e uso de defensivos agrícolas interferem, também, na micorriza, devendo ser efetuadas de forma adequada.

As pesquisas avaliando os efeitos destes sistemas produtivos sobre as populações de FMAs do solo são recentes e ainda pouco conclusivas, principalmente no bioma Cerrado. Isto justifica a necessidade de estudos que avaliem diferentes sistemas de manejo e uso do solo, na busca por elevada produtividade e manutenção da diversidade dos organismos edáficos, como os FMAs. Assim, o objetivo desse trabalho foi avaliar os efeitos da intensidade em diferentes sistemas de uso do solo, sobre a densidade e diversidade de FMAs, em um Latossolo Vermelho distroférico de Cerrado.

2 – REVISÃO DE LITERATURA

2.1 – MICORRIZA ARBUSCULAR: ORIGEM E EVOLUÇÃO

A micorriza (do grego *myco* = fungo, e *rhiza* = raiz) é uma associação mutualística entre determinados tipos de fungos presentes no solo e raízes da maioria das plantas vasculares. Esta associação é tão antiga quanto o surgimento das primeiras plantas vasculares terrestres, datada de mais de 400 milhões de anos. Alguns fungos saprofíticos (que surgiram a cerca de um bilhão de anos) desenvolveram a capacidade de colonizar tecidos vegetais e estabelecer mutualismo com as plantas, portanto, uma simbiose estável, onde tanto hospedeiro quanto fungo se beneficiam. Baseado na morfologia de infecção desses fungos, eles são divididos em três grupos distintos: as ectomicorrizas, as endomicorrizas e as ectendomicorrizas (Moreira & Siqueira, 2006).

As ectomicorrizas são caracterizadas pela formação de manto micelial externo a raiz e infecção intercelular, além do desenvolvimento de uma estrutura denominada “rede de Hartig”. As ectendomicorrizas são geralmente ectomicorrizas com penetração intracelular, havendo diferenças anatômicas de acordo com a planta hospedeira. As endomicorrizas mais comuns, são as do tipo arbuscular, formadas por FMAs que penetram intracelularmente no córtex da raiz hospedeira (Siqueira, 1994). Os FMAs encontram-se distribuídos na maioria dos ecossistemas, desde os florestais aos desérticos, em regiões tropicais, temperadas e árticas e representam a mais ampla associação entre plantas e fungos encontrados na natureza (Souza & Silva, 1996).

A origem dos FMAs foi confirmada por análises em materiais fósseis do Devoniano, os quais revelaram a presença de estruturas fúngicas similares àquelas formadas pelos atuais fungos micorrízicos (Mergulhão, 2006). Recentemente, Dotzler et al. (2006) encontraram registros fósseis de uma espécie ancestral de *Scutellospora*, a qual batizaram de *Scutellosporytes*, enfatizando ainda mais a teoria.

Apesar de tão antigas, os estudos em micorriza só iniciaram no século XIX, com a observação de uma estrutura que seria a de uma micorriza arbuscular, porém foi de fato estudada por Bernard Frank, em 1885, sendo este pesquisador considerado o pai da micorrizologia. Foi ele que distinguiu as diferenças entre ecto e endomicorrizas e propôs que estas associações eram benéficas para as plantas, causando grande polêmica entre os pesquisadores da época (Moreira & Siqueira, 2006).

Por se tratarem de fungos com baixa especificidade de hospedeiros, os FMAs estão presentes em quase todos os biomas e ecossistemas mundiais, como florestas tropicais e temperadas, desertos, dunas, sistemas agrícolas, dentre outros (Moreira & Siqueira, 2006). Isso faz com que ocorram na maioria dos taxos vegetais (em nível de ordem), podendo ser considerada em alguns casos a ausência de colonização como excessão.

2.2 – CLASSIFICAÇÃO TAXONÔMICA: HISTÓRICO E MÉTODOS MORFOLÓGICOS DE IDENTIFICAÇÃO

Os dois primeiros gêneros de FMAs a serem descritos foram *Glomus*, em 1845, por Tulasne & Tulasne (com as espécies *G. macrocarpum* e *G. microcarpum*) e o gênero *Sclerocystis*, descrito 28 anos depois, por Berkeley & Broome, em 1873. Vale ressaltar que ambos foram descritos antes mesmo de Frank iniciar seus estudos e cunhar o termo micorriza, levando a crer a natureza pouco compreendida dessa associação.

Em 1922, Thaxter publicou uma revisão sobre Endogonaceae, considerando quatro gêneros: *Endogone* (no qual foi incluído *Glomus*), *Sphaerocreas*, *Sclerocystis* e *Glaziella* (Allen, 1996). Revisando a família Endogonaceae, Gerdemann & Trappe, em 1974, forneceram até hoje as bases para identificação e classificação dos FMAs. Esses autores separaram o gênero *Glomus* de *Endogone* e criaram os gêneros *Acaulospora* e *Gigaspora*, todos incluídos em Endogonaceae, ficando desta forma os FMAs agrupados nos gêneros *Acaulospora*, *Gigaspora*, *Glomus* e *Sclerocystis*. Em 1979, Ames & Schneider descreveram o gênero *Entrophospora*. Walker & Sanders (1986)

dividiram as espécies de *Gigaspora* em dois gêneros com base na presença (*Scutellospora*) ou ausência de placa germinativa (*Gigaspora*) e parede interna nos esporos.

O gênero *Glomus* foi descrito de acordo com o modo de formação dos esporos, por Tulasne & Tulasne, em 1845, porém, em 1922, ao revisar a família Endogonaceae, Thaxter encontrou grande semelhança entre os esporocarpos de *Endogone* e *Sclerocystis*. A grande revolução ocorrida na taxonomia dos FMAs foi realizada por Gerdemann & Trappe, em 1974, que forneceram bases para a descrição e identificação das espécies através da distribuição dos gêneros na família Endogonaceae.

Os FMAs continuaram sendo agrupados na família Endogonaceae até que, em 1989, Pirozynski & Dalpé, com base em registros fósseis, propuseram a família Glomaceae, com os gêneros *Glomus* e *Sclerocystis* e mantendo os demais gêneros em Endogonaceae. Morton (1990) estabeleceu que os FMAs formavam um grupo monofilético, devido à escassa relação com os membros de Endogonales. No mesmo ano, Morton & Benny (1990) agruparam os FMAs na ordem *Glomales*, constituída pelas subordens Glomineae (Glomaceae e Acaulosporaceae) e Gigasporineae (Gigasporaceae), com seis gêneros.

A separação entre os gêneros *Glomus* e *Sclerocystis* tornou-se controversa quando Almeida & Schenck (1990) transferiram todas as espécies de *Sclerocystis*, com exceção de *S. coremioides* Berkeley & Broome, para *Glomus*. Mais recentemente, Redecker et al. (2000 b) demonstraram que a seqüência do rDNA 18S coloca a espécie dentro do gênero *Glomus*, fazendo a transferência para *Glomus coremioides* (Berkeley & Broome) Morton & Redecker das espécies do gênero *Sclerocystis*.

Com base no seqüenciamento do rDNA 18S e em dados morfológicos, Morton & Redecker (2001) propuseram mudanças na classificação dos FMAs: criaram duas novas famílias e gêneros: Archaeosporaceae (*Archaeospora* Morton & Redecker) e Paraglomaceae (*Paraglomus* Morton & Redecker). Assim, os FMAs passaram a pertencer à classe dos Zygomycetes, ordem Glomales, subordens Gigasporineae e Glomineae, abrangendo 5 famílias e 7 gêneros (Figura 1).

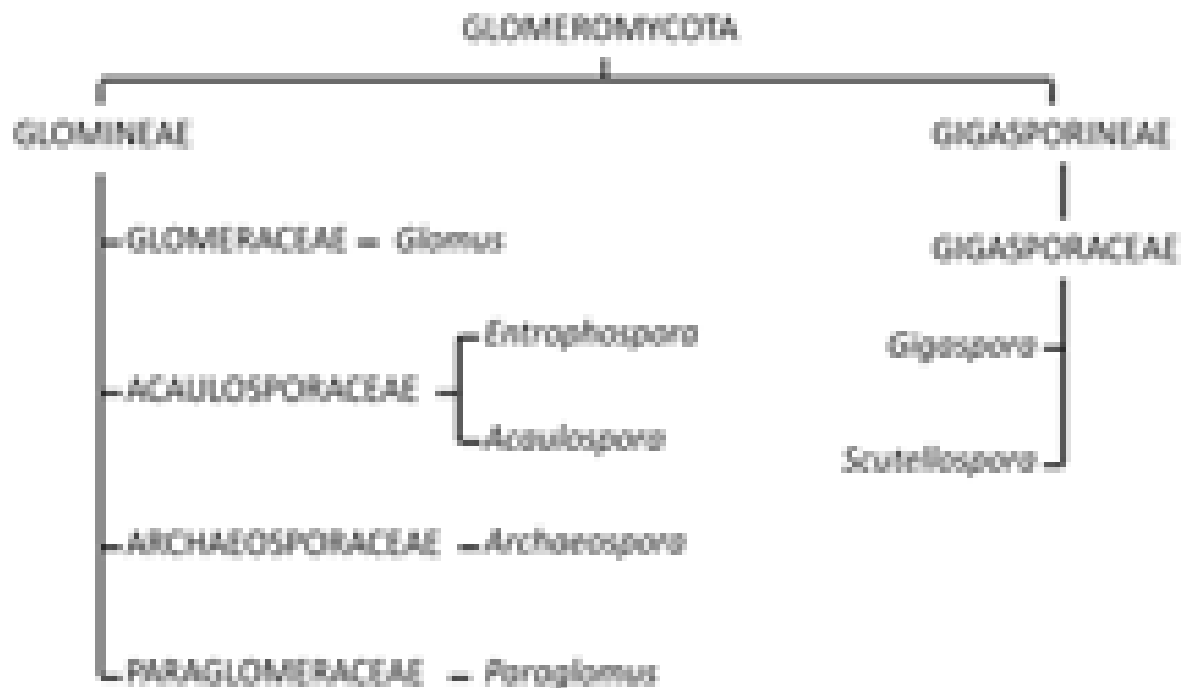


Figura 1: Classificação taxonômica dos fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) proposta por Morton & Redecker (2001).

Schüßler et al. (2001) forneceram informações essenciais para a atual classificação dos FMAs, com a criação do filo Glomeromycota, compreendendo apenas uma classe (Glomeromycetes) e quatro ordens: Diversisporales (Acaulosporaceae, Diversisporaceae, Gigasporaceae e Entrophosporaceae), Archaeosporales (Archaeosporaceae e Geosiphonaceae), Paraglomerales (Paraglomeraceae) e Glomerales (Glomeraceae). Também foi criada uma família para *Glomus pyriforme* (Geosiphonaceae). Oehl & Sieverding (2004) com base em dados morfológicos e moleculares criaram o gênero *Pacispora* Sieverd. & Oehl e o incluíram na família Pacisporaceae. *Glomus scintillans* Rose & Trappe, *G. dominikii* Blaszczyk e *G. chimonobambusae* Wu & Lin foram transferidos para *Pacispora* e quatro novas espécies foram descritas: *Pacispora franciscana* Sieverd. & Oehl, *P. rubigina* Sieverd. & Oehl, *P. coralloidea* Sieverd. & Oehl e *P. boliviana* Sieverd. & Oehl.

Walker & Schüßler (2004) validaram a família Diversisporaceae e a ordem Diversisporales, transferindo *Glomus spurcum* Pfeiffer, Walker & Bloss para *Diversispora spurca* Pfeiffer, Walker & Bloss. Recentemente, foi proposta

uma nova família (Entrophosporaceae) e dois novos gêneros (*Kuklospora*, *Intraspora*), sendo *Kuklospora* incluída em Acaulosporaceae e *Intraspora* em Archaeosporaceae. Contudo, ainda não há uma árvore filogenética incluindo essa proposta (Sieverding & Oehl, 2006) (Figura 2).

Por ser uma ciência extremamente dinâmica, a taxonomia passa por mudanças contínuas em sua classificação e nomenclatura. Recentemente, Goto & Maia (2006) propuseram um novo nome para os esporos dos FMAs, que receberam a denominação glomerosporos, visto que constituem um filo separado do Zigomycota. Atualmente estão catalogadas cerca de 217 espécies de FMAs e, através de dados moleculares, essas espécies foram agrupadas no filo Glomeromycota, porém ainda não existe um consenso a cerca dessa nova classificação.

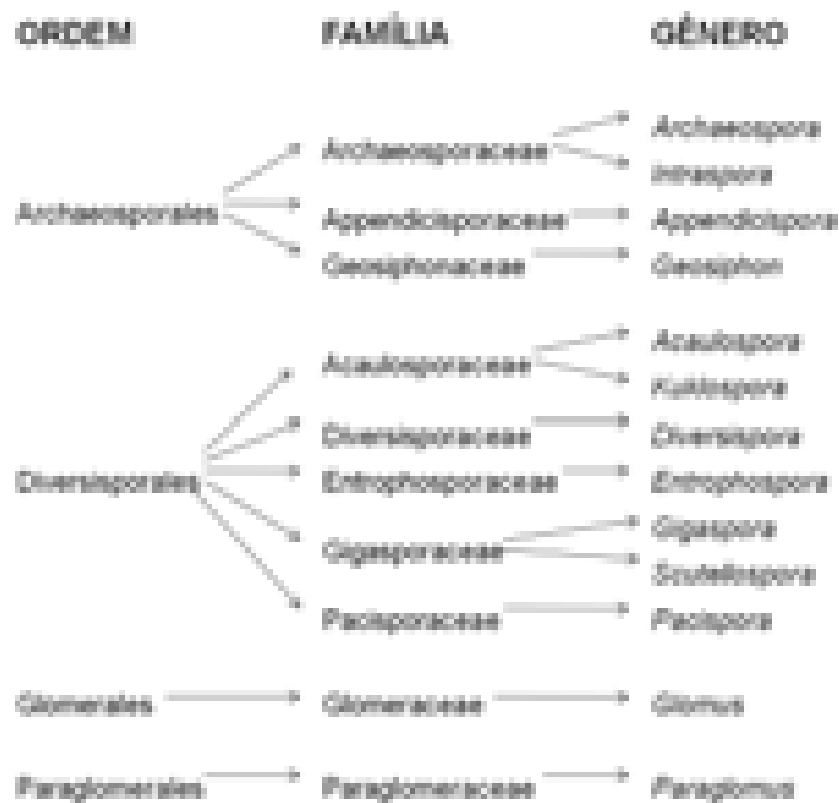


Figura 2: Nova classificação dos FMAs, baseada nos estudos morfológicos e moleculares.

A identificação realizada nos dias de hoje, foi baseada nos padrões das paredes descritos por Walker (1983 e 1986) que determinou a existência de diversos tipos de parede, representando as mesmas graficamente. Atualmente, são conhecidos nove tipos de “parede”: evanescente, amorfa, coriácea, expansiva, membranosa, unitária, laminada, chanfranulada e germinativa. A partir de 1994, Morton juntamente com vários outros pesquisadores iniciaram pesquisas que culminaram na proposição de um novo padrão na descrição das espécies, baseado na ontogenia do esporo (Morton, 1986; Berch & Koske, 1986; Spain et al., 1989; Koske & Gemma, 1995; Franke & Morton, 1994; Morton, 1995; Bentivenga & Morton, 1995; Stürmer & Morton, 1997 e 1999). Nesse novo modelo, a parede do esporo seria dividida em apenas dois tipos, parede estrutural ou parede do esporo (parede externa do esporo, importante na sobrevivência do mesmo no solo) e parede germinativa (diretamente relacionada com os eventos de germinação nas espécies que as possuem), sendo estes subdivididos em camadas e paredes.

A impossibilidade de crescimento dos FMAs em meios sintéticos na ausência de raízes metabolicamente ativas e a não caracterização da fase sexuada em seu ciclo de vida, faz com que a identificação e classificação destes fungos esteja baseada, quase que exclusivamente, na morfologia e estrutura de seus esporos (Morton, 1993), pelo fato de existirem dificuldades em cultivar os FMAs “*in vitro*”, e esta representar um obstáculo ainda não superado, limitando os estudos de sua biologia e aplicação biotecnológica.

A identificação e a caracterização dos fungos são os primeiros passos para seu estudo. Segundo Morton & Benny (1990), a identificação dos FMAs em nível genérico é baseada na formação dos esporos. Caracteres relacionados com as propriedades da parede dos esporos tais como espessura, pigmentação, reações histoquímicas, subunidades e ornamentação podem ser utilizadas para identificação ao nível específico (Bentivenga & Morton, 1994). Ainda segundo esses autores, a forma e o comprimento das ornamentações das paredes celulares diferem frequentemente bastante a ponto de separar espécies. Porém estes caracteres são raramente informativos para separar taxonomicamente gêneros.

A caracterização fenotípica pode ser influenciada por condições ambientais e pelo estágio de desenvolvimento dos esporos, introduzindo

problemas para a identificação precisa de populações de FMAs oriundas do campo, bem como para o acompanhamento de espécies introduzidas. Além disso, é extremamente difícil distinguir as espécies de FMAs durante a fase simbiótica micelial nos tecidos radiculares (Salles & Souza, 1998). Segundo Merryweather & Fitter (1998), a produção dos esporos nem sempre está relacionada com a colonização das raízes, e antes que a esporulação ocorra, a estrutura intra-radicular dos FMAs permite apenas em alguns casos a identificação da família, o que inviabiliza a identificação de espécies na ausência do esporo. Além do mais, várias espécies recentemente caracterizadas não coram com os procedimentos padrões (Redecker et al., 2000A).

2.3 – DIVERSIDADE DE ESPÉCIES

São muitos os fatores ambientais que influenciam no desenvolvimento e a na diversidade dos FMAs, dentre estes estão: 1 – *fatores abióticos*, como climáticos, especialmente luminosidade e temperatura, e edáficos como acidez, umidade, grau de compactação, aeração, textura, disponibilidade de nutrientes e teor de matéria orgânica; 2 – *fatores bióticos*, como hospedeiros, a interação com outros grupos de organismos, são os principais moduladores da biologia dos FMAs e da associação propriamente dita (Hayman & Tavares, 1985; Jacobson, 1997; Habte et al., 1999).

Os FMAs estão presentes na maioria dos ambientes e contribuem para a diversificação e estabilidade de ecossistemas naturais (van der Heidjen et al., 1998). De acordo com Allen et al. (2003), na maioria dos ecossistemas, a diversidade de FMAs determina a diversidade das plantas. Klironomos et al. (2000), em trabalho realizado no Canadá, provou a existência de uma interação positiva e assintótica entre produtividade e diversidade de plantas, quando estas se encontram associadas à presença de FMAs.

Isso leva a crer que, o estudo das comunidades de FMAs e suas respectivas populações são fundamentais para diferentes abordagens de pesquisa sobre esses fungos. Estudos realizados em sistemas naturais podem

contribuir para melhor compreensão da simbiose e definição de seu papel nos diferentes ecossistemas (Silva-Júnior, 2004).

O termo comunidade pode ser definido como um conjunto de espécies (populações) que ocorre conjuntamente em determinado tempo e dado espaço. Para realização de um estudo das comunidades de um local, é importante observar alguns atributos como composição específica, dominância, equitabilidade, estrutura espacial, dinâmica temporal, interdependência de espécies e riqueza ou diversidade de espécies, sendo este último, sem dúvida, o mais estudado (Pinto-Coelho, 2000).

A riqueza de espécies, um indicador da abundância relativa de espécies (táxons) numa comunidade, é representada pelo número de espécies por área. Entre os índices usados para medir a riqueza de espécies encontram-se: 1) índice de Margalef ($R = -1/\log.n$) e 2) índice de Menhinick ($R = S/n$), onde R = riqueza de espécies, S = número total de espécies e n = número total de indivíduos. As equações de Margalef e Menhinick baseia-se na suposição de que qualquer medida de riqueza tem dependência inerente ao tamanho da amostra (Kennedy & Smith, 1995).

A diversidade também pode ser medida por meio de índices matemáticos, que levam em consideração informações taxonômicas na definição das unidades de medida. Alguns índices, como o de diversidade de Shannon-Wiener e Simpson; de riqueza, de Margalef e Menhinik; e de equitabilidade, de Pielou, fornecem importantes informações sobre o padrão de distribuição de espécies microbianas dentro do ecossistema (Odum, 1988). Os índices de diversidade que avaliam a riqueza e dominância mais usados são o de Shannon-Wiener e o de Simpson, respectivamente.

O índice de diversidade de Shannon-Wiener (H'), representado pela fórmula $H' = - \sum(X_i/X_o) * \log(X_i/X_o)$, onde X_i = densidade de esporos de cada espécie em 100 mL de solo e X_o = densidade total de esporos de todas as espécies, assume que os indivíduos são amostrados ao acaso de uma população indefinidamente grande e que toda as espécies estão representadas na amostra coletada sendo relativamente independente do tamanho da amostra. O H' é considerado como ideal quando se deseja estudar os efeitos das perturbações sofridas pelos ecossistemas, pois é um índice que atribui maior peso às espécies não dominantes, consideradas como espécies raras,

que são as primeiras a sofrer os efeitos dos impactos ambientais (Odum, 1988).

Segundo esse autor, o ideal é utilizar um índice de diversidade que atribua maior peso às espécies não-dominantes, como é o caso do índice de Shannon-Wiener. Geramente as espécies raras possuem uma dispersão bastante heterogênea no espaço amostral e, no caso do índice de Shannon-Wiener, as espécies raras levam ao aumento da variância entre os elementos. Portanto, seria indicado para quantificações mais precisas, o emprego de uma prova estatística não-paramétrica.

O índice de dominância de Simpson (C), mede o grau em que uma dada espécie predomina em uma comunidade devido ao seu tamanho ou abundância e é expresso pela equação: $C = \sum (X_i/X_o)^2$. Este índice exprime, basicamente, a abundância das espécies mais comuns, sendo, conseqüentemente, mais sensível a mudanças que ocorrem nestas espécies (Odum, 1988).

Alguns autores têm utilizado análise de variância e teste de médias para avaliar as diferenças dos índices de diversidade de espécies entre comunidades de FMAs (Koske et al., 1996; Gravina, 1998, Franke-Snyder et al., 2001). Porém, segundo Franke-Snyder et al. (2001) a utilização de índices de diversidade apresenta limitações para caracterizar comunidades de FMAs, devido a biologia destes fungos. São dois os fatores que contribuem para isto: 1) os pesquisadores ainda estão limitados ao uso dos esporos para identificar e contar os fungos que representam a diversidade de FMAs (Morton et al., 1995); 2) e a morfologia e o número de esporos podem não necessariamente refletir a estrutura da comunidade de FMAs (Douds & Millner, 1999).

Estudos de diversidade, em todos os níveis e aspectos, dependem da discriminação das espécies ou táxons presentes no ambiente. Esta discriminação só pode ser feita utilizando-se bases taxonômicas que possibilitem a identificação das espécies (Caproni, 2001). Portanto, estudos ecológicos necessitam ser iniciados e desenvolvidos com o apoio de taxonomistas.

2.4 – BIOMA CERRADO: IMPORTÂNCIA DOS FMAS

Localizado, em sua maior parte, no planalto central, o Cerrado brasileiro, é o segundo maior bioma do país, superado apenas pela floresta amazônica. Ocupa uma área de aproximadamente 2 milhões de Km², totalizando 23,92% do território brasileiro. O Cerrado ocupa a totalidade do Distrito Federal, mais da metade dos estados de Goiás (97%), Maranhão (65%), Mato Grosso do Sul (61%), Minas Gerais (57%) e Tocantins (91%), além de porções de outros seis estados (IBGE, 2004). Apresenta clima bastante regular, classificado segundo Köppen, como tropical estacional de savana, com tipo climático Aw, com verão chuvoso e inverno seco e temperatura mais fria do mês superior a 18°C. Os solos são ácidos apresentando baixa disponibilidade de nutrientes e alta saturação por Al⁺³ (m%) (Adámoli et al., 1986). O aproveitamento agrícola intensivo da região é muito dependente, e está associado diretamente à existência de uma estação seca bem definida com duração de 5 a 6 meses (abril a setembro); baixa capacidade de retenção de água; limitado desenvolvimento do sistema radicular da maioria das culturas, em função da toxicidade de Al⁺³, associadas à baixa fertilidade natural do solo.

Dentre as classes de solos mais representativas dos Cerrados destacam-se os Latossolos, pois cobrem cerca de 50% da área dos Cerrados, distribuídos nos chapadões, em sistemas de relevo plano ou suave ondulado. É considerada a classe de solo mais importante para a produção agropecuária do país. São solos profundos, bem drenados, sem impedimento à mecanização agrícola, porém de baixa fertilidade natural, que pode ser facilmente corrigida com as usuais técnicas de manejo da fertilidade do solo. São solos muito intemperizados com capacidade de troca de cátions (CTC) altamente dependente da matéria orgânica. Apresentam elevada estabilidade estrutural formando grânulos altamente resistentes decorrente da atuação dos sesquióxidos (óxidos, hidróxidos e oxi-hidróxidos) de ferro e alumínio presentes na fração argila a qual é dominada por caulinita, gibbsita e óxidos de ferro, respectivamente. O predomínio de argilas de baixa atividade condiciona o comportamento desses solos com relação à CTC, capacidade de retenção de água, acidez e adsorção de P.

Estes solos tem grande capacidade de fixação de P tornando-o indisponível para a planta. Assim, mecanismos que proporcionem o aumento da absorção de P pelas plantas tornam-se indispensáveis e a associação entre fungo-raiz (micorrízica) é um destes.

Por serem simbioses obrigatórias, os FMAs são muito dependentes e influenciados pela vegetação presente no local, podendo fazer com que a presença ou ausência de determinadas espécies sejam controladas principalmente pelas plantas presentes. A contribuição dos FMAs deve-se principalmente à melhoria nutricional da planta hospedeira, em particular os nutrientes de baixa mobilidade na solução do solo como P, Zn e Cu, gerando maior tolerância a estresses abióticos e favorecendo a agregação do solo (Jasper et al., 1994). Assim, a presença de FMAs facilita a ciclagem de nutrientes, diminui os efeitos negativos da compactação do solo (Sylvia & Williams, 1992) e promove a formação e estabilidade de agregados (Rillig, 2004), além de auxiliar o estabelecimento da planta em ambientes que esta é submetida à estresses hídricos.

Os FMAs ocorrem naturalmente nos solos e são componentes dos sistemas de produção agrícola. Esses fungos formam uma associação simbiótica com as raízes das plantas, denominada micorriza, a qual aumenta a capacidade de absorção de nutrientes do solo pelas plantas. As hifas externas do fungo atuam como uma extensão do sistema radicular, absorvendo nutrientes de um volume de solo maior do que o alcançado por raízes não colonizadas. Esse aspecto é particularmente importante em solos do Cerrado, por proporcionar aumento na absorção de nutrientes com baixa mobilidade no solo, como o fósforo (Miranda & Miranda, 2007a). A densidade dos FMAs nos solos e a eficiência da micorriza arbuscular nas plantas dependem do manejo desses solos e das culturas utilizadas nos sistemas de produção. Nesse manejo, destacam-se os sistemas conservacionistas como o plantio direto (Miranda & Miranda, 2003).

2.5 – INFLUÊNCIA DA INTENSIDADE DE USO E MANEJO DO SOLO NA DIVERSIDADE DE FMAS

A região dos Cerrados apresenta um conjunto de condições favoráveis ao uso intensivo para atividades agrícolas, especialmente para culturas anuais. Por esse motivo, grande parte da vegetação original foi devastada, primeiramente para pastagem e atualmente para produção de grãos, fibras e energia. O revolvimento excessivo do solo e o manejo do solo não conservacionista tem provocado alterações no solo, principalmente na estrutura, ocasionando sua degradação (Urquiaga et al., 1999). O manejo inadequado e intensivo pode provocar a perda da camada superficial do solo, que é, em média, de 25 ton/ha/ano, embora práticas de conservação, como o plantio direto, e recentemente de Integração Lavoura-Pecuária, possam reduzir essa erosão (Klink & Machado, 2005).

Nos últimos anos houve uma evolução na área cultivada no Brasil, com a adoção de sistemas conservacionistas de manejo, com redução da mobilização e manutenção da cobertura do solo, levando a uma substituição do cultivo convencional, a monocultura de grãos e o gado (Silva et al., 2000).

A associação micorrízica e a produção de esporos podem ser afetadas direta ou indiretamente por fatores como pH, temperatura, salinidade, disponibilidade de nutrientes, umidade, aeração, luz, planta hospedeira e interação com outros microrganismos, além de agrotóxicos. Segundo Sieverding (1991), em agrossistemas, com intensa utilização de insumos, ocorre uma redução de até 50% nas espécies de FMAs, se comparado com ecossistemas naturais. No caso das altas concentrações de Al^{+3} existentes em solos de Cerrado, Siqueira (1993) relata que pequenas concentrações desse elemento podem inibir a germinação dos esporos existentes, e como consequência reduzir também a micorrização.

Sistemas conservacionistas, como o plantio direto, tem afetado a densidade e diversidade dos FMAs, refletindo diretamente no potencial infectivo natural do solo. Sistemas agrícolas intensamente manejados selecionam os FMAs, e tal seleção nem sempre é direcionada para a eficiência simbiótica, mas, sim para sobrevivência do FMAs no sistema (Colozzi-Filho et al., 1999).

A colonização micorrízica varia de acordo com o tipo de cultura e o manejo adotado no solo, sendo que a presença dos fungos micorrízicos arbusculares no solo e a conseqüente colonização da raiz da planta por esses fungos causam uma alteração na resposta das plantas aos insumos utilizados (Miranda & Miranda, 2003). Normalmente se apresenta alta em sistemas de cultivo que mantêm a estrutura do solo e que mantêm uma cobertura, porém o contrário ocorre em solos com cultivo convencional com revolvimento excessivo que promove a pulverização do solo superficial e a compactação da camada superficial do solo. Com isso, reduz-se a colonização das raízes, sendo que a diversidade dos FMAs é altamente influenciada pelo manejo e pode ser reduzida pela aplicação de fertilizantes e pesticidas (Bending et al., 2004).

O café é uma cultura altamente dependente da simbiose com FMAs, sendo essa dependência observada de forma mais acentuada na fase de plântula, porém bastante visível, também, quando observada a campo (Siqueira et al., 1998). Janse, em 1897, encontrou pela primeira vez raízes de café com alta taxa de colonização por FMAs, na Ilha de Java. Desde então, alguns estudos foram conduzidos de forma a verificar a ocorrência e a importância desta simbiose para o desenvolvimento e produtividade dos plantios de café. Por exemplo, Siqueira et al. (1989) verificaram a ocorrência e importância dos FMAs em solos de baixa fertilidade natural e com grandes períodos de seca, que é o caso da maior parte dos solos encontrados nas sistemas tropicais e relataram que quanto maior o período de manutenção da cultura no solo, menor será a diversidade desses fungos no local. Porém deve-se levar em consideração que essa diversidade é altamente influenciada por vários fatores edáficos e climáticos, já citados anteriormente.

Levantamentos realizados em vários locais com plantios comerciais e nativos de café demonstram a presença de quase todos os gêneros de FMAs. Em solos da Colômbia, México e Venezuela, foram encontrados representantes do gênero *Glomus* e *Acaulospora*, (Cruz, 1989; Toro-Garcia, 1987; Riess & Sanvito, 1985). No Brasil, Lopes et al. (1983) encontraram 22 espécies de FMAs em levantamento realizado numa área de café na região central do estado de São Paulo, enquanto que Colozzi-Filho & Cardoso (2000)

detectaram apenas representantes dos gêneros *Scutellospora*, *Gigaspora* e *Sclerocystis*, em solos sob cultivo de *Coffea arabica* L.

Muleta et al. (2007) determinaram, em uma floresta nativa na Etiópia, onde existem plantas de café nativo no meio da mata, uma alta diversidade de espécies, sendo reportado a presença de cinco gêneros de FMAs, sendo o *Glomus* como o gênero dominante, seguido por *Gigaspora*, *Acaulospora*, *Entrophospora* e *Scutellospora*.

A idade do cafeeiro pode influenciar de forma positiva, como a observada no cultivo consorciado de café na Colômbia, ou de forma negativo, como nos monocultivos brasileiros, levando a crer que a resposta está ligada à sustentabilidade da cultura e na necessidade de P nos diferentes estágios de desenvolvimento das plantas (Saggin-Júnior & Siqueira, 1996; Siqueira et al., 1998).

O plantio direto e o cultivo de plantas em rotação podem alterar a quantidade de estruturas dos FMAs no solo. Quando utilizadas em um sistema de rotação, essas plantas aumentam a população dos FMAs nativos no solo e beneficiam os cultivos subseqüentes (Miranda et al., 2001). Aumento no número de esporos e na porcentagem de colonização radicular são observadas quando o milho é cultivado em sucessão a outras culturas do que quando cultivado em monocultura, o mesmo observado para o feijão (Colozzi-Filho et al., 1999; Miranda et al., 2001). Logo, o manejo e as práticas culturais, como rotação de culturas, cultivo de leguminosas intercaladas, manejo orgânico, monocultura, entre outras práticas, podem alterar algumas características físico-químicas e biológicas do solo, o que tem influencia direta na diversidade e densidade de FMAs no solo (Siqueira et al., 1984).

López-Gutiérrez et al. (2004), constataram um aumento na colonização de raízes das savanas naturais colombianas, e um aumento também na densidade de esporos durante o período chuvoso. Isto sugere que as plantas locais necessitaram de uma maior quantidade de P, demonstrando a importância desses fungos na nutrição das mesmas.

Em relação aos adubos fosfatados, a sua eficiência na absorção pelas plantas pode ser incrementada em até 50% dependendo da fonte utilizada, em função da presença dos FMAs no solo. Miranda & Miranda (2003) observaram, que na presença da micorriza arbuscular a produção de matéria seca de

Brachiaria decumbens, cultivada em casa de vegetação, em Latossolo Vermelho adubado com diferentes fontes e doses de fósforo, foi maior em relação ao mesmo solo desprovido dos fungos.

Portanto, para que haja benefícios da simbiose micorrízica é necessário aumentar e diversificar a população desses fungos no solo, principalmente naqueles onde esta é baixa, como é o caso dos solos de Cerrado (Miranda & Miranda, 1997). Esta pode ser aumentada gradativamente com o cultivo de plantas que apresentam diferentes graus de dependência micorrízica e, conseqüentemente, podem alterar a quantidade de estruturas dos FMAs no solo (Miranda et al., 2001). Assim, é importante utilizar plantas dependentes da micorriza arbuscular no sistema de rotação. Além disso, vale a pena considerar o método de preparo do solo, as fontes e níveis de corretivos e fertilizantes, e também o tipo e dosagem de aplicação de pesticidas, para que desta forma obtenha-se maiores retornos econômicos, com menor impacto sobre as comunidades de FMAs (Miranda & Miranda, 2003).

Apesar do grande avanço, poucos são os estudos que avaliam o impacto do uso do solo sobre a comunidade de FMAs, principalmente no Brasil, sendo a maioria restrita à região sudeste e sul do país (Miranda et al., 2005; Stürmer & Siqueira, 2008).

3 – MATERIAL E MÉTODOS

3.1 – COLETA DO SOLO

O solo foi coletado na área experimental da Universidade Federal de Goiás (UFG) – Campus Jataí (Figura 3), em dois períodos distintos do ano: setembro/2007 (período seco) e março/2008 (período chuvoso).



FIGURA 3: Localização dos sistemas em estudo. Imagem obtida no site www.googlemaps.com, em novembro de 2008.

O clima regional é classificado como Awa, tropical de savana, mesotérmico, com chuva no verão e seca no inverno, conforme a classificação climática de Köppen, sendo que, as médias mensais de precipitação e temperatura encontram-se na Figura 4.

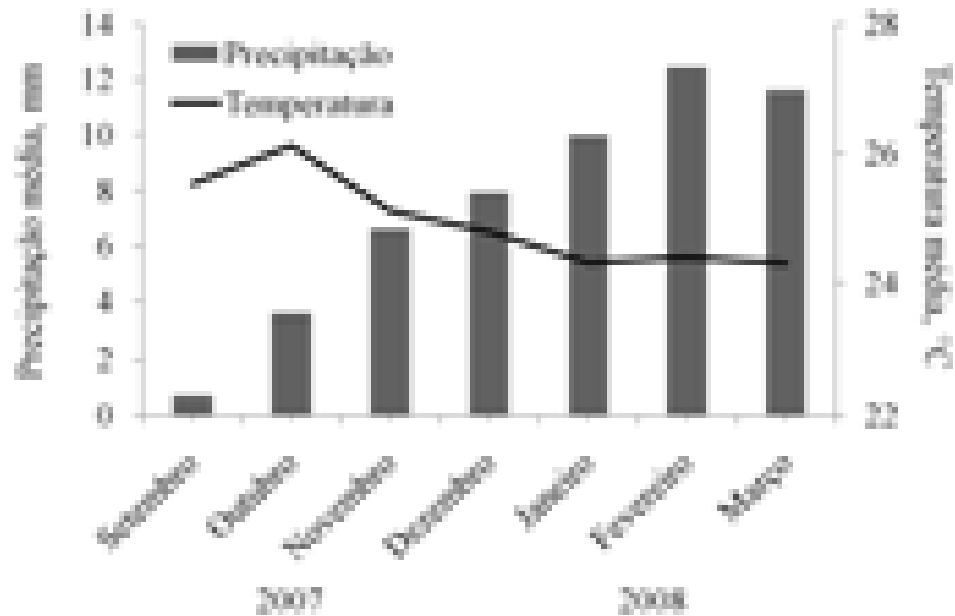


Figura 4: Índices médios de precipitação diária e temperatura mensal do município de Jataí – GO, no período de setembro/2007 à março/2008.

Na área experimental o solo foi classificado como um Latossolo Vermelho distroférico, e suas características químicas encontram-se no Anexo III. Foram coletadas 10 (dez) amostras deformadas em 4 (quatro) sistemas de manejo e cultivo. Os sistemas são constituídos de plantio de café, plantio de sorgo/soja em sistema de plantio direto, pastagem e de Cerrado nativo, que foi padronizado como testemunha. O histórico e descrições de cada área encontram-se na Tabela 1.

Os pontos amostrais do solo coletado foram georeferenciados (ANEXO I) e a amostragem realizada no início de cada mês do período selecionado, sendo um seco (setembro/2007) e um chuvoso (março/2008). Foram extraídas amostras simples, com base no delineamento estatístico inteiramente ao acaso (DIC). Foram coletados 2 Kg de solo de cada ponto, com auxílio de uma espátula, na profundidade de 0 – 10 cm. Em todos os sistemas retirou-se a parte superficial do solo, onde se encontrava material vegetal não-decomposto.

Tabela 1: Histórico e descrição dos sistemas de manejo e cultivo na área experimental da UFG – Campus Jataí, de onde foram extraídas as amostras de solo e raízes utilizadas no estudo.

| Cultivo | Descrição da área |
|----------------|--|
| Cafezal | <p>O plantio do cafeeiro foi realizado em março de 2001, com variedade da espécie <i>Coffea arabica</i>, no espaçamento 3,5 x 0,5 metros. O controle de ervas daninhas tem sido realizado com herbicida glifosato, em jato dirigido. Portanto o solo fica sempre sem vegetação nas entrelinhas. As adubações foram realizadas em quatro parcelamentos no período chuvoso correspondentes a 400 kg ha⁻¹ ano⁻¹ de N e K₂O e 40 kg ha⁻¹. ano⁻¹ de P₂O₅ e realizada bianualmente. Anualmente é realizada a correção do solo, com calcário, visando atingir uma saturação de bases de 70%, em 2005 também foi realizado gessagem na dose de 500 kg.ha⁻¹. Esta área possui 7,2 ha.</p> |
| Sorgo/Soja | <p>A área de agricultura está desde 2000 sob sistema de plantio direto, em uma sucessão de soja e milho ou sorgo e sem o revolvimento do solo. Na safra 2005/2006 o plantio foi realizado no final de outubro, com a cultivar de soja transgênica CD 219, espaçamento de 0,45 m entre linhas. A adubação 2007/2008 consistiu de 360 kg ha⁻¹ do fertilizante 00-23-23 (NPK) e, na safrinha, plantou-se sorgo, utilizando 150 kg ha⁻¹ do adubo 08-20-10 (NPK). Área total 30 ha.</p> |
| Pastagem | <p>A área de pastagem com <i>Brachiaria decumbens</i> encontra-se sob o manejo de pastejo contínuo. A última intervenção foi em 2006, onde foi aplicado na área 2,5 toneladas de calcário por hectare. Atualmente tornou-se uma pastagem em vias de degradação, devido ao depauperamento da fertilidade do solo, onde não ocorrem adubações ou correções do solo. Não foi constatada presença de espécies invasoras. Possui uma área aproximada de 15 ha.</p> |
| Cerrado nativo | <p>Área sob vegetação nativa, Mata de Galeria, onde se encontra uma nascente. É formada por espécies arbóreas, em torno de 5 m de altura, troncos retorcidos e copas assimétricas, apresentando serapilheira espessa e sem intervenção antrópica. O trecho de estudo possui cerca de 9,9 ha, não apresentando qualquer interferência antrópica.</p> |

No sistema de café as amostras de solo e raízes foram extraídas, observando a projeção da copa da árvore no ponto selecionado, sendo a retirada realizada em quatro pontos da projeção da copa e o material homogeneizado em um balde, formando uma amostra, e colocado em sacos plásticos etiquetados. Tomou-se o cuidado de limpar com pano úmido e depois

secar o balde após cada amostragem, evitando assim contaminação entre as amostras.

No sistema de plantio direto, foram coletadas amostras simples em cada ponto selecionado. Retirou-se as plantas presentes no ponto, cortando a parte aérea para aproveitamento das raízes com solo rizosférico e procedeu-se a homogeneização do solo e acondicionamento em sacos plásticos etiquetados, da mesma forma que no café, limpando o balde após cada amostra.

No sistema de pastagem, foram retiradas parte aérea da vegetação com auxílio de uma enxada, sem cortar o solo em profundidade. Foi feita a coleta em amostras simples, e procurando pegar a maior quantidade de raízes da gramínea. Houve a homogeneização do material e acondicionamento em sacos plásticos etiquetados, limpando o balde após cada amostra, para evitar contaminação.

No ecossistema de Cerrado, o procedimento foi similar ao do sistema de café, limpando a parte superior do solo para retirada da serapilheira, e feita em amostras simples, homogeneizadas em um balde, que foi limpo após cada amostra coletada. Preocupou-se em pegar amostras com raízes finas durante essa coleta.

Após a coleta, as amostras de solo foram acondicionadas em caixas térmicas e encaminhadas ao Laboratório de Solos da UFG – Campus Jataí. As amostras foram peneiradas (malha de 2 mm), sendo a peneira lavada e seca após cada amostra, minimizando a contaminação entre sistemas e amostras, e parte do solo foi armazenado em geladeira à 4°C, sendo estas destinadas à extração de esporos para posterior determinação da densidade e diversidade de espécies de FMAs. A outra parte restante do solo foi seca ao ar e armazenada para realização das análises químicas e de textura.

As raízes finas foram lavadas em água corrente e colocadas em solução de álcool etílico 50% (Solução 1 – ANEXO II), para posterior coloração e determinação da colonização micorrízica.

Parte do solo, coletado em campo, foi cultivado em casa de vegetação com uma única espécie de gramínea servindo de espécie armadilha (*Brachiaria brizantha*), visando o desenvolvimento de espécies de FMAs que não foram isoladas nas amostras do solo proveniente do campo. O solo peneirado foi colocado em vasos de 300 cm³, semeando a espécie vegetal usada como

armadilha, cerca de 10 sementes por vaso. Foi aplicado nos vasos, 15 dias após a germinação, uma solução nutritiva (Solução 11 – ANEXO II), livre de fósforo, de forma a evitar influência desse nutriente no desenvolvimento dos fungos. Após um período de quatro meses, foi realizada a coleta do solo, sendo seguido o mesmo procedimento do solo coletado em campo, tomando-se os mesmos cuidados.

3.2 – ANÁLISE DO SOLO

As amostras destinadas à análise química foram secas ao ar e peneiradas (malha de 2mm), resultando em terra fina seca ao ar (TFSA), e procedeu-se a análise química de rotina (EMBRAPA, 1997) realizadas no Laboratório de Solos do Campus Jataí – UFG e os resultados estão descritos na Tabela 2.

Tabela 2: Resultados das análises químicas do solo coletado nos diferentes sistemas de plantio da UFG – Campus Jataí, nos dois períodos seco e chuvoso.

| Área | pH | H+Al | Al | Ca | Mg | K | P | MO |
|------------------------------|--------------------|--------------------------|------|------|-----------------------|--------|--------|-------|
| | (H ₂ O) | (Cmolc/dm ³) | | | (mg/dm ³) | | g/kg | |
| PERÍODO SECO (setembro/2007) | | | | | | | | |
| Café | 5,73 | 3,62 | 0,11 | 4,86 | 1,69 | 413,24 | 135,00 | 20,67 |
| Plantio Direto | 5,74 | 4,51 | 0,13 | 3,07 | 2,43 | 226,75 | 22,25 | 21,85 |
| Pastagem | 5,20 | 6,33 | 0,28 | 1,63 | 1,53 | 101,94 | 8,19 | 28,66 |
| Cerrado | 5,04 | 7,38 | 0,48 | 1,23 | 1,60 | 142,20 | 7,75 | 32,46 |
| PERÍODO CHUVOSO (março/2008) | | | | | | | | |
| Café | 5,53 | 4,18 | 0,20 | 4,06 | 1,37 | 120,91 | 31,93 | 21,95 |
| Plantio Direto | 5,45 | 4,00 | 0,13 | 3,16 | 1,94 | 85,18 | 23,16 | 25,05 |
| Pastagem | 4,87 | 6,52 | 0,19 | 1,27 | 0,70 | 45,78 | 5,47 | 26,09 |
| Cerrado | 5,01 | 7,83 | 0,36 | 1,30 | 1,55 | 151,06 | 7,42 | 33,34 |

3.2 – VEGETAÇÃO

As espécies arbóreas encontradas em cada ponto de coleta do sistema de Cerrado foram coletadas, catalogadas e identificadas, e encontram-se listadas na Tabela 3. Foram coletadas partes vegetais de todos os indivíduos num raio de um metro do ponto amostral, com DAP (diâmetro à altura do peito) acima de 5 cm.

A coleta desse material foi realizada apenas no período chuvoso, pois parte da vegetação nativa apresentou-se caducifólia no período seco. Esse material foi prensado e seco, e através de chaves de classificação (Silva Júnior et al., 2005; Proença et al., 2006), foi catalogado pelo herbário da UFG – Campus Jataí, identificando-as em nível de espécie.

Tabela 3: Lista de espécies vegetais presentes na área de Cerrado e a frequência de presença no total das amostras.

| Espécies | Frequência ¹ |
|---|-------------------------|
| <i>Curatela americana</i> L. | 9 |
| <i>Aspidosperma macrocarpon</i> Mart. | 2 |
| <i>Campomanesia xantocarpa</i> O. Berg. | 7 |
| <i>Guazuma ulmifolia</i> Lam. | 4 |
| <i>Qualea parviflora</i> Mart. | 5 |
| <i>Bauhinia</i> sp. | 1 |
| <i>Anadenanthera colubrina</i> (Vell.) Brenan | 3 |
| <i>Stryphnodendron barbatiman</i> Mart. | 3 |
| <i>Styrax ferrugineus</i> Nees & Mart. | 6 |

¹ total de amostras que apresentaram a espécie

3.4 – EXTRAÇÃO DE ESPOROS

Para a extração dos esporos, foi utilizada a técnica de extração via peneiramento úmido (Gerdemann & Nicolson, 1963) e gradiente de sacarose

(Jenkins, 1964). Consiste em medir 100 g do solo armazenado em geladeira a 4° C, e colocá-lo em um recipiente com água, agitando esse solo para desfazer os agregados. Joga-se um jato forte de água no solo, esperando cerca de 20 segundos para que as partículas mais pesadas (areia e impurezas) decantem para o fundo da vasilha. Verte-se dessa forma o líquido em um conjunto de peneiras de 0,50 mm e 0,053 mm, onde as impurezas maiores e mais leves ficam retidas na peneira superior (0,5 mm) e a parte menor, onde contém partículas de solo e esporos de FMAs fica retida na segunda peneira (0,053 mm). Esse procedimento foi realizado até que a água estivesse saindo límpida, mais ou menos cinco vezes.

A parte retida na primeira peneira (0,5 mm) foi avaliada em placa de Petri sob microscópio estereoscópio, com aumento de 40x, na objetiva, de forma a verificar a presença de estruturas maiores (esporos grandes e esporocarpos). O conteúdo presente na segunda peneira (0,053 mm) foi transferido com água para um tubo, que após calibrado em balança de precisão, foi levado à centrífuga por 3 minutos com rotação de 3000 RPM. O sobrenadante do material centrifugado foi descartado e colocou-se uma solução de sacarose 45% (Solução 2 – ANEXO II) nos tubos, que após novamente calibrados, foram levados à centrífuga por 2 minutos a uma rotação de 2000 RPM. Após a segunda centrifugação, o sobrenadante foi vertido cuidadosamente sobre a peneira de malha 0,053 mm, onde o material é lavado para retirada da sacarose e colocado em recipientes e mantidos sob refrigeração. Nesse material levado à geladeira, estavam contidos os esporos de fungos limpos extraídos do solo.

Após a extração, os esporos foram levados ao mesmo microscópio estereoscópico com aumento de 40x, na objetiva, para separação das impurezas que ainda permaneceram após a centrifugação. Os esporos foram contados, e separados morfológicamente e colocados em eppendorfs sem água. Esses foram mantidos no freezer, à - 5° C, até o momento da montagem em lâminas, para evitar a contaminação com outros microrganismos e preservação de suas características morfológicas e histoquímicas.

3.5 – IDENTIFICAÇÃO DOS ESPOROS

Cada eppendorf contendo os esporos foi vertido sobre uma placa de Petri e, com auxílio de uma pipeta de Pasteur, foram retirados os esporos e transferidos para as lâminas de vidro. Nestas, os esporos foram divididos em dois grupos: à direita foram fixados em PVLG (álcool polivinílico-lactoglicerol) (Solução 9 – ANEXO II) e à esquerda em PVLG + Melzer (Solução 10 – ANEXO II) (Morton et al., 1993). Ambos os grupos foram recobertos com lamínulas de vidro.

Após a montagem, as lâminas foram mantidas em temperatura ambiente por 3 dias e após esse período, foram levadas a estufa ($\pm 40^\circ \text{C}$) por um período de 24 a 48 horas, para secagem da resina. Este procedimento permite a visualização das paredes internas (quando ocorrem) dos esporos e das características externas, o que é de fundamental importância para a identificação das espécies.

A identificação dos FMAs foi realizada com auxílio de microscópio óptico equipado de objetiva micrométrica com aumento de 400x. Nesta etapa, foram feitas anotações acerca de características morfológicas dos esporos (forma, cor, tamanho), características da parede (número, espessura, ornamentação), tipo de hifa esporígena e modo de esporulação (esporos em esporocarpo ou isolados). Para subsidiar o trabalho de identificação, foram utilizadas chaves especializadas de identificação, além de descrições das espécies fornecidas pelo banco de dados do INVAM (The International Culture Collection of Arbuscular and Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi, disponível em <http://invam.caf.wva.edu>), e as lâminas que não puderam ser identificadas foram enviadas ao Dr. Sidney Luiz Stürmer, especialista da Universidade de Blumenau (Furb), que auxiliou na taxonomia de FMAs.

3.6 – COLORAÇÃO E AVALIAÇÃO DAS RAÍZES

As raízes armazenadas em álcool 50% foram lavadas em água corrente e colocadas em tubos falcon de 50 mL. Foi adicionada uma solução de KOH

10% (Solução 3 – ANEXO II), visando a pré-clarificação das mesmas, que foram mantidas por uma noite na referida solução. Após este prazo, foi adicionada uma solução de hidróxido de amônio (Solução 4 – ANEXO II) em peróxido de hidrogênio (Solução 5 – ANEXO II) para concluir o processo de clarificação, sendo que esta solução foi mantida nos tubos por 30 minutos e as raízes lavadas logo em seguida. Após serem lavadas, foi colocada uma solução de ácido clorídrico 1% (Solução 6 – ANEXO II), de forma a iniciar o processo de acidificação das raízes, sendo mantida por uma noite. Após esse período, foi iniciado o procedimento de coloração das raízes, que se baseia na aplicação de uma solução de glicerol ácida (Solução 7 – ANEXO II) com azul de anilina (Solução 8 – ANEXO II), sendo que as raízes foram mantidas imersas nesta solução pelo período de 12 h. As raízes foram retiradas dessa solução e foram transferidas para frascos de vidro com solução pura de glicerol ácida e mantidas em local escuro até sua avaliação. Este procedimento baseia-se nas metodologias descritas por Philips & Hayman (1970) e Koske & Gemma (1989).

Após coloridas, cada uma das 10 amostras de raiz, de cada sistema de cultivo, foi disposta em lâmina de microscopia, sendo colocado sobre esta, uma lamínula fina. As raízes foram avaliadas usando um microscópio óptico, com aumento de 40x, onde foram observados 100 campos visuais e deles retiradas as informações de ausência ou presença de hifas, arbúsculos, esporos, vesículas, ou qualquer outra estrutura (Newman, 1966; Giovannetti & Mosse, 1980; Mcgonigle et al., 1990). Esse procedimento foi realizado para todas as amostras coletadas em campo.

3.7 – ANÁLISES ESTATÍSTICAS

Os resultados foram submetidos à análise de variância e a comparação das médias foi realizada através do teste de Tukey a 5% de significância, com auxílio do aplicativo estatístico SAEG 9.0. Os dados de densidade de esporos foram transformados em $(x + 0,5)^{0,5}$ e de colonização radicular em $\arcsen(x/100)^{0,5}$. Como análise complementar, foi utilizada a técnica

multivariada através da análise canônica envolvendo todas as variáveis em estudo a partir da qual foi reduzido o conjunto de dados em combinações lineares gerando os escores das variáveis canônicas que explicavam mais de 80% da variação total, conforme recomendado por Cruz & Regazzi (1994). Esses escores foram projetados em gráficos bidimensionais.

Além dessa técnica, foi ainda, utilizado, com o propósito de discriminar os tratamentos que apresentaram maior similaridade, o método de agrupamento de Tocher e, para agrupar os diferentes tipos de manejo, a matriz de distância generalizada de Mahalanobis. O gráfico com base na análise canônica foi gerado e os grupos formados através do agrupamento de Tocher. As análises foram realizadas de acordo com Cruz & Regazzi (1994), utilizando-se o programa Genes (Cruz, 1997).

Análises de diversidade de espécies foram realizadas, utilizando o programa PAST, versão 1.34 (Hammer et al., 2001), que foram Índices de Diversidade de Shannon-Weiner, de Dominância de Simpson, de Equitabilidade de Pielou, além do número de taxas e total de esporos por área.

4 – RESULTADOS E DISCUSSÃO

A riqueza de espécies de cada família de FMAs nas sistemas e períodos estudados encontram-se na Tabela 4. As famílias com maior riqueza foram a Acaulosporaceae e Gigasporaceae. Em menor proporção, foi Glomaceae e somente 1 espécie identificada da família Paraglomaceae. Em regiões temperadas do mundo, observa-se predominância da família Glomaceae em sistemas cultivadas apresentou-se maior em muitos trabalhos realizados (Helgason et al., 1998; Franke-Snyder et al., 2001; Jansa et al., 2002; Oehl et al., 2003).

Por outro lado, observa-se pouca diferença entre os períodos avaliados e que o sistema de café apresentou menor riqueza de espécies, principalmente no período chuvoso em relação aos demais sistemas estudados, sendo encontradas somente indivíduos da família Gigasporaceae (Tabela 4).

Tabela 4: Ocorrência de espécies de famílias de FMAs por área, em função do período de amostragem

| FAMÍLIA | PERÍODO SECO | | | | PERÍODO CHUVOSO | | | |
|-----------------|--------------|----------------|----------|---------|-----------------|----------------|----------|---------|
| | Café | Plantio Direto | Pastagem | Cerrado | Café | Plantio Direto | Pastagem | Cerrado |
| Acaulosporaceae | 2 | 5 | 6 | 7 | 0 | 1 | 10 | 7 |
| Gigasporaceae | 7 | 12 | 8 | 5 | 7 | 11 | 12 | 10 |
| Glomaceae | 0 | 4 | 2 | 2 | 0 | 2 | 1 | 3 |
| Paraglomaceae | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 |
| TOTAL | 9 | 21 | 16 | 14 | 7 | 15 | 23 | 20 |

Em levantamentos de diversidade de FMAs em sistemas tropicais, como Venezuela e Indonésia, determinaram a presença e dominância de Gigasporaceae. Sistemas que sofreram intervenção antrópica e foram perturbadas, a dominância encontrada foi de Glomaceae, seguida por Acaulosporaceae (Cuenca et al., 1998; Boddington & Dodd, 2000). No Brasil,

na região central, ainda são escassos os trabalhos de levantamento de diversidade de FMAs, o que dificulta a obtenção de um comparativo com os resultados obtidos neste estudo.

O uso do solo afetou o número total de espécies de FMAs presentes, sendo observado um maior número destas no sistema sob plantio direto durante a período seca, na pastagem no período chuvoso, e um menor número de espécies no sistema sob café, independente da período de coleta. A área de Cerrado e de pastagem apresentaram pouca variação quanto à riqueza de espécies em cada família, podendo ser considerado um sistema bem estável e que não sofre grandes variações entre períodos de seca e chuva.

As espécies de FMAs recuperadas em campo, e a população de esporos por espécies em cada área e período estudados encontram-se na Tabela 5. Foi detectado um total de 42 espécies, considerando os dois períodos de coleta de amostra do solo nos quatro sistemas de manejo e cultivo. O gênero *Acaulospora* apresentou maior riqueza de espécies em relação aos demais, sendo encontrados 18 espécies, seguido por *Scutellospora* (10 espécies), *Glomus* (07 espécies), *Gigaspora* (06 espécies) e *Paraglomus*, com apenas um representante.

As espécies presentes nos quatro sistemas de manejo e cultivo, independente do período de coleta foram *Gigaspora decipiens* e *Gigaspora margarita*, sendo a primeira com a maior abundância absoluta total de esporos (709). Independente do período de coleta, nos sistemas de Cerrado e café a espécie *Gigaspora decipiens* foi a que apresentou maior abundância, no sistema de plantio direto observou-se como mais abundante a espécie *Scutellospora pellucida* e na pastagem *Acaulospora tuberculata*.

Tabela 5: Abundância relativa e absoluta (entre parênteses) de esporos por espécie de FMAs identificadas nas amostras de solo coletadas em campo nos sistemas de café (CAFÉ), plantio direto (PD), pastagem (PAST) e Cerrado (CERR), nos períodos seco e chuvoso, na área experimental da UFG – Campus Jataí, GO.

| ESPÉCIES | PERÍODO SECO (set/2007) | | | | PERÍODO CHUVOSO (mar/2008) | | | | Abundância Absoluta Total |
|---|-------------------------|------------|------------|------------|----------------------------|------------|------------|------------|---------------------------|
| | CAFÉ | PD | PAST | CERR | CAFÉ | PD | PAST | CERR | |
| <i>Acaulospora capsicula</i> Blaszk | | | | 1,52 (4) | | | | | 4 |
| <i>Acaulospora cavernata</i> Blaszk | | 1,4 (5) | | | | | | | 5 |
| <i>Acaulospora deniculata</i> Sieverding & Toro | | 4,19 (15) | | | | | | | 15 |
| <i>Acaulospora excavata</i> Ingleby & Walker | | 0,28 (1) | | | | | | | 1 |
| <i>Acaulospora foveata</i> Trappe & Janos | 6,92 (27) | 3,07 (11) | | 11,03 (29) | | | 2,53 (7) | 3,20 (9) | 83 |
| <i>Acaulospora koskei</i> Blaszk | | | | | | | 3,61 (10) | 0,71 (2) | 12 |
| <i>Acaulospora lacunosa</i> Morton | | | | | | | 0,36 (1) | | 1 |
| <i>Acaulospora mellea</i> Spain & Schenck | | | 6,21 (19) | | | | 2,17 (6) | 2,49 (7) | 32 |
| <i>Acaulospora morrowiae</i> Spain & Schenck | | | | | | | 0,36 (1) | | 1 |
| <i>Acaulospora paulinae</i> Blaszk | | | | 1,52 (4) | | | | | 4 |
| <i>Acaulospora rehmlii</i> Sieverding & Toro | | | 0,33 (1) | 12,93 (34) | | 0,67 (1) | 2,17 (6) | 2,49 (7) | 48 |
| <i>Acaulospora rugosa</i> Morton | | | | | | | | | 1 |
| <i>Acaulospora scrobiculata</i> Trappe | | | 10,78 (33) | | | | 6,86 (19) | 4,98 (14) | 66 |
| <i>Acaulospora spinosa</i> Walker & Trappe | | | 3,27 (10) | | | | 9,03 (25) | 4,98 (14) | 49 |
| <i>Acaulospora tuberculata</i> Janos & Trappe | 1,54 (6) | | 20,26 (62) | 5,70 (15) | | | 25,99 (72) | 10,32 (29) | 184 |
| <i>Acaulospora</i> sp1 | | 0,56 (2) | 2,61 (8) | | | | 1,08 (3) | | 13 |
| <i>Acaulospora</i> sp2 | | | | 0,76 (2) | | | | | 2 |
| <i>Acaulospora</i> sp3 | | | | 0,76 (2) | | | | | 2 |
| <i>Gigaspora albida</i> Schenck & G. S. Gm. | 3,08 (12) | | | | 6,13 (13) | 0,67 (1) | 1,08 (3) | 1,78 (5) | 34 |
| <i>Gigaspora decipiens</i> Hall & Abbott | 67,18 (262) | 17,86 (64) | 1,63 (5) | 33,84 (89) | 74,06 (157) | 9,40 (14) | 7,58 (21) | 34,52 (97) | 709 |
| <i>Gigaspora gigantea</i> (Nicolson & Gerd.) Gerd. & Trappe | 4,36 (17) | 1,68 (6) | 14,70 (45) | 4,56 (12) | | 0,67 (1) | | 1,78 (5) | 86 |
| <i>Gigaspora margarita</i> Becker & Hall | 2,05 (8) | 3,63 (13) | 5,56 (17) | 14,83 (39) | 6,60 (14) | 18,79 (14) | 4,33 (12) | 9,61 (27) | 158 |
| <i>Gigaspora rosea</i> Nicolson & Schenck | | 0,56 (2) | | | 4,72 (10) | 3,36 (10) | 2,89 (8) | 3,91 (11) | 36 |
| <i>Gigaspora</i> sp1 | 12,05 (47) | 3,35 (12) | 1,31 (4) | | 3,77 (8) | | 0,36 (1) | 8,90 (25) | 97 |
| <i>Scutellospora castanea</i> Walker | | 0,56 (2) | | | | 2,68 (4) | | | 6 |
| <i>Scutellospora cerradensis</i> Spain & J. Miranda | 1,54 (6) | 4,75 (17) | 5,23 (16) | 4,56 (12) | 1,42 (3) | 10,74 (16) | 1,08 (3) | | 73 |

Continuação...

| ESPÉCIES | PERÍODO SECO (set/2007) | | | PERÍODO CHUVOSO (mar/2008) | | | Abundância Absoluta Total | | |
|---|-------------------------|-------------|------------|----------------------------|------------|------------|---------------------------|------------|--------------|
| | CAFÉ | PD | PAST | CERR | CAFÉ | PD | | PAST | CERR |
| <i>Scutellospora gregária</i> (Shenck & Nicolson) Walker & Sanders | | 4,47 (16) | | | | | | | 16 |
| <i>Scutellospora heterogama</i> (Nicolson & Gerd.) Walker & Sanders | | | 8,50 (26) | | | 4,70 (7) | 9,75 (27) | | 60 |
| <i>Scutellospora pellucida</i> (Nicolson & Schenck) Walker & Sanders | 1,28 (5) | 29,88 (107) | 3,92 (12) | | 3,30 (7) | 28,87 (43) | 6,86 (19) | 1,07 (3) | 196 |
| <i>Scutellospora rubra</i> Stürmer & Morton | | 0,84 (3) | | | | | | | 3 |
| <i>Scutellospora scutata</i> Walker & Dieder | | 9,22 (33) | 4,25 (13) | 2,67 (7) | | 14,09 (21) | 4,33 (12) | 1,07 (3) | 89 |
| <i>Scutellospora verrucosa</i> (Koske & Walker) Walker & Sanders | | | | | | | 0,36 (1) | | 1 |
| <i>Scutellospora</i> sp1 | | | | | | | 1,08 (3) | 3,20 (9) | 12 |
| <i>Scutellospora</i> sp2 | | 1,12 (4) | | | | 2,01 (3) | 0,72 (2) | 0,36 (1) | 10 |
| <i>Glomus etunicatum</i> Becker & Gerd. | | 5,59 (20) | | | | 0,67 (1) | 5,42 (15) | 1,78 (5) | 41 |
| <i>Glomus microaggregatum</i> Koske, Gemma & P.D. Olexia | | 5,59 (20) | | | | | | | 20 |
| <i>Glomus mossae</i> (Nicolson & Gerd.) Gerd. & Trappe | | 0,84 (3) | | | | | | 1,07 (3) | 6 |
| <i>Glomus</i> sp 1 | | | | 3,42 (9) | | | | | 9 |
| <i>Glomus</i> sp 2 | | 0,56 (2) | | | | | | | 2 |
| <i>Glomus</i> sp 3 | | | 2,29 (7) | | | | | | 7 |
| <i>Glomus</i> sp4 | | | 9,15 (28) | 1,90 (5) | | 2,01 (3) | | 1,78 (5) | 41 |
| <i>Paraglomus brasilianum</i> (Spain & J. Miranda) Morton & Redecker | | | | | | 0,67 (1) | | | 1 |
| TOTAL | 390 | 358 | 306 | 263 | 212 | 149 | 277 | 281 | 2.236 |

Sistemas com aplicação moderada a alta de P, que são naturalmente pobres nesse elemento, tendem a reduzir a diversidade de FMAs nativos (Lekberg et al., 2008). Este pode ter sido o motivo pelo qual no sistema de café a riqueza de espécies tenha sido inferior aos demais, por ter apresentado altos teores de P disponível no solo.

No caso do plantio direto, que também apresentou altos teores de P, porém uma alta diversidade de FMAs, a explicação pode estar no fato de haver uma maior gama de espécies vegetais que são inseridas na forma de rotação de culturas. O café se apresenta como uma monocultura e, com isso, reduzem drasticamente a quantidade de espécies, aumentando a seleção dos FMAs mais adaptados (Vestberg et al., 2005). Estudos conduzidos por Sieverding (1989) em sistemas de agrossistemas tropicais demonstram que, a monocultura pode reduzir drasticamente o espectro de espécies de FMAs nativas no solo, após vários anos de cultivo.

O pH do solo é outro fator que pode influenciar a comunidade de FMAs. Aumentos significativos no pH do solo podem influenciar negativamente, reduzindo as espécies de FMAs nativos, o que pode indicar a dependência destes à teores de pH mais baixos (Zhu et al., 2007). Göransson et al. (2008) encontraram relação entre a acidez do solo e a colonização micorrízica, especialmente quando as espécies vegetais são adaptadas à esse tipo de ambiente.

Hayman & Tavares (1985) ao testarem efetividade de colonização de algumas espécies de FMAs, constaram que indivíduos dos gêneros *Acaulospora* e *Gigaspora* são mais efetivos em locais com pH em torno de 5,0, enquanto que *Glomus* preferem pH por volta de 4,0 ou próximo a 7,0. Baseado nisso, podemos dizer que neste estudo, o pH do solo esteve em torno de 5,0 em todas os sistemas, o que poderia ser um indicativo da maior quantidade de espécies de *Gigaspora* e *Acaulospora* encontrados.

Su & Guo (2007) em levantamento da diversidade realizado em sistemas de pastagem na Mongólia, encontraram 19 taxas dentro de 06 gêneros de FMAs, sendo que *Glomus* foram o gênero abundante em todas as sistemas de estudo, seguidos por *Scutellospora*, no sistema sem pressão de pastejo. Treseder & Cross (2006) determinaram que sistemas de savanas e pastagem tropicais tendem a apresentar uma maior diversidade de FMAs, quando

comparadas a outros biomas do planeta. Isso pode ser explicado pela interação planta/fungo, o status da comunidade de plantas e o grau de infecção que cada FMA pode suportar individualmente (Klironomos et al., 2000).

Quanto à identificação das espécies das amostras de solo coletadas em campo e dos isolados na casa de vegetação, foram encontrados 10 isolados que não foram identificados, a nível de espécie, pois apresentaram características diferentes aos materiais similares na literatura (Tabela 6). Destas, três pertencem ao gênero *Acaulospora*, uma *Gigaspora*, duas *Scutellospora* e quatro *Glomus*. As análises foram realizadas através do tamanho padrão da espécie, coloração, características de paredes, ornamentações e outras características que auxiliassem na identificação da espécie (Schenk & Perez, 1990; Bentivenga & Morton, 1995).

Acredita-se que parte do material que não foi, precisamente, identificado, em nível de espécie, possa tratar-se de espécies ainda não identificadas, visto o baixo conhecimento de diversidade de FMAs em solos de Cerrado, o que necessita de confirmação morfológica e genética. Esporos coletados em campo podem levar a erros na identificação (Souza et al., 2008), pois os mesmo podem apresentar paredes infectadas por outros microrganismos e isso leva a uma imprecisão ao determinar qual seria a espécie. A idade do esporo também é fator limitante em estudos de diversidade de FMAs, pois esporos muito velhos não podem ser identificados com precisão (Douds & Millner, 1999).

A exemplo disso, espécies de *Gigaspora*, de modo geral, devem ser identificadas com o esporo fresco, sem que se core, pois ao aplicar o reagente de Melzer, estas coram de forma bastante forte, dificultando o trabalho dos taxonomistas.

Pelos dados apresentados na Tabela 5, pode-se observar que o solo sob café e sorgo/soja em plantio direto apresentaram maior abundância de esporos de FMAs e que estes valores foram reduzidos em 46 e 61% no período chuvoso, fato não observado para a pastagem e a área de Cerrado que apresentaram pequena variação na densidade entre os períodos.

Tabela 6: Descrição das características taxonômicas e imagens das espécies de FMAs não identificados nas amostras de campo e de casa de vegetação.

| Espécie | Descrição das características | Imagem |
|--------------------------|---|---|
| <i>Acaulospora</i> sp1 | Coloração amarelo meio hialina à amarelo pálido; Formato globoso a subgloboso bastante regular; Tamanho entre 50 a 90 μm ; Parede do esporo ornamentada com pequenas depressões côncavas arredondadas, num padrão similar à <i>A. scrobiculata</i> ; Presença de uma cicatriz, indicando que havia apenas um sáculo esporífero; Reação ao Melzer apenas na parede germinativa em seu interior. |  |
| <i>Acaulospora</i> sp2 | Coloração laranja claro a marrom amarelado; Formato globoso a subgloboso; Tamanho de 130 a 220 μm ; Parede de esporo ornamentada com retículos bastante similares à <i>A. bireticulata</i> , que formam estrias longas, conectadas entre si; Parede germinativa similar à <i>Scutellospora</i> ; Presença de uma cicatriz, indicando que havia apenas um sáculo esporífero; Reage ao Melzer. |  |
| <i>Acaulospora</i> sp3 | Coloração laranja claro a marrom amarelado; Formato globoso a subgloboso; Tamanho de 130 a 220 μm ; Parede de esporo ornamentada com retículos bastante similares à <i>A. bireticulata</i> , porém o padrão de ornamentação forma retículos de diferentes tamanhos e formas; Possui duas paredes germinativas; Presença de uma cicatriz, indicando que havia apenas um sáculo esporífero; Reação ao Melzer normal. |  |
| <i>Scutellospora</i> sp1 | Coloração hialina à amarelo claro translúcido; Formato globoso levemente elíptico, em alguns casos oblongo; Tamanho entre 240 a 320 μm ; Apresenta ornamentações na extremidade da parede do esporo similares à gotas de chuva; Presença de uma única parede germinativa, célula bulbo e escudo de germinação bem visível; Resistência baixa; Reação ao Melzer bastante intensa. |  |
| <i>Scutellospora</i> sp2 | Coloração hialina à amarelo translúcido; Formato globoso, subgloboso, um pouco elíptica ou fortemente oblonga; Tamanho entre 120 a 240 μm ; Apresenta parede do esporo ornamentada com pequenas "verrugas"; Presença de duas paredes germinativas, célula bulbo e escudo de germinação bem visível; Resistência baixa; Reação ao Melzer fraca. |  |
| <i>Gigaspora</i> sp1 | Coloração variando de amarelo-pardo à marrom forte; Formato globoso bastante regular; Tamanho entre 260 a 400 μm ; Sem ornamentações; Parede espessa, com estratificações aparentes e bem visíveis; Resistência moderada; Reação ao Melzer bastante forte. |  |

Continuação...

| Espécie | Descrição das características | Imagem |
|-------------------|--|---|
| <i>Glomus</i> sp1 | Coloração amarelo-pardo à claro; Formato globoso, raramente indo a subgloboso; Esporocarpo frouxo sem perídio, de tamanho entre 150 a 220 μm ; Hifa suspensora bem visível; Reação ao Melzer bastante forte. |  |
| <i>Glomus</i> sp2 | Coloração amarelo-claro à branco translúcido; Formato globoso à subgloboso bastante regular; Tamanho entre 110 a 200 μm ; Parede do esporo bem fina, apresentando pouca ou quase nenhuma resistência; Reação ao Melzer fraca à nenhuma. |  |
| <i>Glomus</i> sp3 | Coloração amarelo-escuro a marrom-claro; Formato globoso bastante regular; Tamanho entre 95 a 150 μm ; Parede do esporo bem espessa, apresentando certa resistência; Reação ao Melzer normal. |  |
| <i>Glomus</i> sp4 | Coloração amarelo-claro à branco translúcido; Formato globoso bem regular; .Esporocarpo frouxo com perídio similar à uma massa, envolvendo os esporos; Tamanho bastante reduzido, prejudicando a mensuração; Reação ao Melzer com coloração róseo fraca. |  |

A produção de esporos é um mecanismo de perpetuação da espécie e que ocorre quando os FMAs são submetidos a algum tipo de estresse ambiental (hídrico, térmico e outros) e/ou edáficos (adubação, ausência de plantas e outros) (Guadarrama & Álvarez-Sánchez, 1999;). Na primeira amostragem que ocorreu em setembro, o solo apresentava-se em estresse hídrico que proporcionou uma maior esporulação dos FMAs, principalmente daqueles que apresentaram-se com baixa capacidade de esporular, sendo assim possível sua recuperação. Na segunda amostragem no período das chuvas, os FMAs estão em plena atividade e utilizam outros mecanismos de infecção e propagação como a própria hifa ou raízes colonizadas, o que reduz a incidência dos esporos no solo (Moreira & Siqueira, 2006).

De maneira geral, tanto no período seco quanto no chuvoso, foram recuperadas mais espécies no plantio direto e na pastagem (Figura 4). Estes valores representam a riqueza de espécies presentes em cada área e quais foram as espécies que ocorreram de forma única em cada sistema de manejo e uso, de acordo com cada período avaliado. Nota-se que a maior quantidade de espécies recuperadas que aparece somente em determinada área, foi maior durante o período seco em relação ao período chuvoso em todas os sistemas estudados, principalmente no sistema de plantio direto.

As espécies de FMAs de maior ocorrência, no período seco, no café e Cerrado foram a *Gigaspora decipiens*, representando 67% e 34%, respectivamente, do número total de esporos recuperados, no plantio direto foi a *Scutellospora pellucida* representando 30% e na pastagem *Acaulospora tuberculata*, com 20%. No período chuvoso foram identificadas as mesmas espécies de maior ocorrência nos sistemas, no entanto com valores um pouco superiores aos encontrados no período seco.

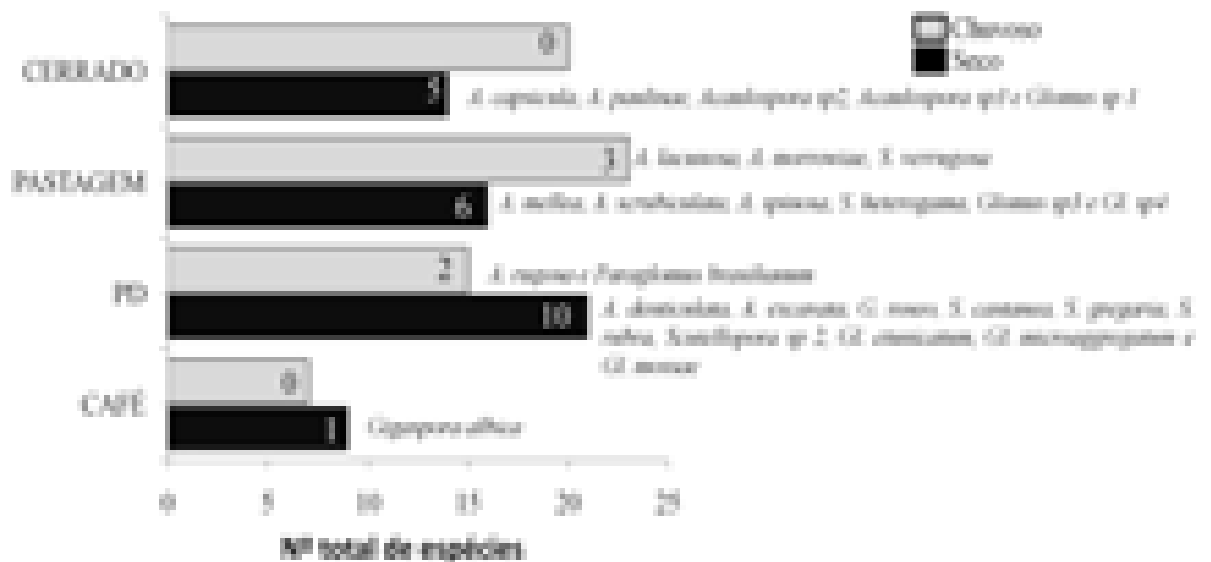


Figura 4: Número total de espécies de FMAs e número de espécies de FMAs recuperadas unicamente em cada sistema (valor na barra) nos dois períodos de coleta do solo, seco e chuvoso, em Jataí – GO.

Mathimaram et al. (2007), estudando o impacto do manejo do solo sobre a comunidade de FMAs em um latossolo no Kênia, observaram que houve dominância de espécies do gênero *Acaulospora* e *Scutellospora*, nos sistemas com cultivo contínuo de milho e também nas que foram utilizadas uma rotação de culturas (milho/crotalária), indiferente da aplicação de P.

Jansa et al. (2002) determinaram a presença de *Acaulospora* e *Scutellospora* em sistemas que não possuíam nenhuma cultura implantada ou sistema de manejo do solo. De acordo com este mesmo estudo, foram encontrados 18 espécies no sistema onde não havia nenhuma cultura, e 13 e 14 espécies no sistema com cultivo convencional e no sistema de baixo revolvimento do solo, respectivamente.

Não foi observada diferenças entre as amostras coletadas no campo, com as cultivadas em casa de vegetação quanto a riqueza de espécies de FMAs, em todos os sistemas e nos dois períodos de coleta (Tabela 7). O cultivo em casa de vegetação com cultura armadilha é uma tentativa de recuperar estas espécies, no entanto, Oehl et al. (2003), verificaram que o cultivo do solo como cultura armadilha, obteve uma redução de até 60% das espécies encontradas no campo, após 8 meses de cultivos sucessivos, o que mostra que a formação de esporos no cultivo armadilha é uma propriedade da espécie de FMAs e do potencial de inóculo que o solo possui.

Entretanto, Bever et al. (1996) não encontraram diferenças, obtendo significativa similaridade entre a comunidade presente nas amostras em campo e as oriundas do cultivo armadilha em casa de vegetação. Este fato pode estar relacionado com a planta utilizada no cultivo armadilha, que foi somente a braquiária. Apesar de apresentar um sistema radicular muito agressivo, a utilização de espécies diferentes no cultivo armadilha, como, por exemplo, uma leguminosa, poderia ter proporcionado a recuperação de um maior número de espécies de FMAs.

As altas concentrações de produtos químicos (inseticida e fungicida) e fertilizantes (NPK) utilizado aliado à própria cultura do café fazem com que as espécies presentes sejam bem específicas, pois nem todos os gêneros de FMAs são adaptados a estas condições (Muleta et al., 2008).

Outro fator que pode justificar a baixa diversidade de espécies é o fato de o plantio ser antigo e as plantas já estarem bem estabelecidas, além de não

haver presença de outras culturas intercaladas, corroborando com vários outros estudos (Saggin-Júnior & Siqueira, 1996; Pavan et al., 1999; Cardoso et al., 2003; Muleta et al., 2007).

Tabela 7: Abundância relativa e absoluta (entre parênteses) de esporos por espécie de FMAs identificadas nas amostras de solo coletadas em casa de vegetação nos sistemas de café (CAFÉ), plantio direto (PD), pastagem (PAST) e Cerrado (CERR), nos períodos seco e chuvoso, na área experimental da UFG – Campus Jataí, GO.

| ESPÉCIES | PERÍODO SECO (Set/2007) | | | | PERÍODO CHUVOSO (Mar/2008) | | | | Abundância Absoluta Total |
|---|-------------------------|------------|------------|------------|----------------------------|-----------|-------------|-------------|---------------------------|
| | CAFÉ | PD | PAST | CERR | CAFÉ | PD | PAST | CERR | |
| | | | | | | | | | |
| <i>Acaulospora capsicula</i> Blaszk | | | | 1,62 (5) | | | | | 5 |
| <i>Acaulospora cavernata</i> Blaszk | | 1,94 (7) | | | | | | | 7 |
| <i>Acaulospora denticulata</i> Sieverding & Toro | | 7,50 (27) | | | | | | | 27 |
| <i>Acaulospora foveata</i> Trappe & Janos | 5,33 (26) | 3,61 (13) | | 10,03 (31) | | | 3,10 (10) | 3,25 (10) | 90 |
| <i>Acaulospora koskei</i> Blaszk | | | | | | | 3,72 (12) | 0,65 (2) | 14 |
| <i>Acaulospora lacunosa</i> Morton | | | | | | | 0,62 (2) | | 2 |
| <i>Acaulospora mellea</i> Spain & Schenck | | | 0,82 (2) | | | | 3,41 (11) | 3,25 (10) | 23 |
| <i>Acaulospora morrowiae</i> Spain & Schenck | | | | | | | 0,93 (3) | | 3 |
| <i>Acaulospora paulinae</i> Blaszk | | | | 1,94 (6) | | | | | 6 |
| <i>Acaulospora rehmsii</i> Sieverding & Toro | | | 1,22 (3) | 12,94 (40) | | | 3,72 (12) | 2,27 (7) | 62 |
| <i>Acaulospora rugosa</i> Morton | | | | | | 0,97 (2) | | | 2 |
| <i>Acaulospora scrobiculata</i> Trappe | | | 10,61 (26) | | | | 8,67 (28) | 6,17 (19) | 73 |
| <i>Acaulospora spinosa</i> Walker & Trappe | | | 4,49 (11) | | | | 11,15 (36) | 4,55 (14) | 61 |
| <i>Acaulospora tuberculata</i> Janos & Trappe | 4,30 (21) | | 19,18 (47) | 9,06 (28) | | | 17,03 (55) | 11,04 (34) | 185 |
| <i>Acaulospora</i> sp1 | | | 3,67 (9) | | | | 1,23 (4) | | 13 |
| <i>Acaulospora</i> sp2 | | | | 1,29 (4) | | | | | 4 |
| <i>Acaulospora</i> sp3 | | | | 0,97 (3) | | | | | 3 |
| <i>Gigaspora albida</i> Schenck & G. S. Gm. | 2,25 (11) | | | | | | 3,98 (9) | 1,62 (5) | 30 |
| <i>Gigaspora decipiens</i> Hall & Abbott | 57,79 (282) | 22,50 (81) | 2,04 (5) | 25,57 (79) | | | 72,57 (164) | 32,79 (101) | 759 |
| <i>Gigaspora gigantea</i> (Nicolson & Gerd.) Gerd. & Trappe | 4,71 (23) | 1,94 (7) | 17,14 (42) | 4,21 (13) | | | 0,49 (1) | 1,62 (5) | 91 |
| <i>Gigaspora margarita</i> Becker & Hall | 2,66 (13) | 4,72 (17) | 6,53 (16) | 13,92 (43) | | | 6,19 (14) | 8,77 (27) | 174 |
| <i>Gigaspora rosea</i> Nicolson & Schenck | | 0,83 (3) | | | | | 5,75 (13) | 3,57 (11) | 49 |
| <i>Gigaspora</i> sp1 | 14,34 (70) | | | | | | 3,54 (8) | 8,12 (25) | 105 |
| <i>Scutellospora castanea</i> Walker | | 0,83 (3) | | | | 5,34 (11) | | | 14 |

Continuação...

| ESPÉCIES | PERÍODO SECO (Set/2007) | | | | PERÍODO CHUVOSO (Mar/2008) | | | | Abundância Absoluta Total |
|---|-------------------------|------------|------------|------------|----------------------------|------------|------------|------------|---------------------------|
| | CAFÉ | PD | PAST | CERR | CAFÉ | PD | PAST | CERR | |
| <i>Scutellospora cerradensis</i> Spain & Miranda | 1,24 (6) | 7,50 (27) | 7,76 (19) | 6,80 (21) | 4,87 (11) | 13,11 (27) | 2,47 (8) | | 119 |
| <i>Scutellospora gregária</i> (Shenck & Nicolson) Walker & Sanders | | 4,18 (15) | | | | | | | 15 |
| <i>Scutellospora heterogama</i> (Nicolson & Gerd.) Walker & Sanders | | | 2,86 (7) | | | 4,37 (9) | 8,05 (26) | | 42 |
| <i>Scutellospora pellicida</i> (Nicolson & Shenck) Walker & Sanders | 7,38 (36) | 23,33 (84) | 4,49 (11) | | 3,10 (7) | 26,21 (54) | 6,80 (22) | 3,25 (10) | 224 |
| <i>Scutellospora rubra</i> Stürmer & Morton | | 1,68 (6) | | | | | | | 6 |
| <i>Scutellospora scutata</i> Walker & Dieder | | 10,00 (36) | 4,90 (12) | 5,18 (16) | | 13,59 (28) | 3,72 (12) | 0,97 (3) | 107 |
| <i>Scutellospora verrucosa</i> (Koske & Walker) Walker & Sanders | | | | | | | 0,62 (2) | | 2 |
| <i>Scutellospora</i> sp1 | | | | | | | 1,24 (4) | 2,92 (9) | 13 |
| <i>Scutellospora</i> sp2 | | 1,11 (4) | | | | 1,94 (4) | 0,62 (2) | 0,65 (2) | 12 |
| <i>Glomus etunicatum</i> Becker & Gerd. | | 6,11 (22) | | | | 0,48 (1) | 5,57 (18) | 1,62 (5) | 46 |
| <i>Glomus microaggregatum</i> Koske, Gemma & P.D. Olexia | | 0,83 (3) | | | | | | | 3 |
| <i>Glomus mossae</i> (Nicolson & Gerd.) Gerd. & Trappe | | 0,83 (3) | | | | | | 0,97 (3) | 6 |
| <i>Glomus</i> sp 1 | | | | 3,88 (12) | | | | | 12 |
| <i>Glomus</i> sp 2 | | 0,56 (2) | | | | | | | 2 |
| <i>Glomus</i> sp 3 | | | 2,45 (6) | | | | | | 6 |
| <i>Glomus</i> sp4 | | | 11,84 (29) | 2,59 (8) | | 1,46 (3) | | 1,95 (6) | 46 |
| <i>Paraglomus brasiliianum</i> (Spain & J. Miranda) Morton & Redecker | | | | | | 0,97 (2) | | | 2 |
| TOTAL | 488 | 360 | 245 | 309 | 226 | 206 | 323 | 308 | 2.465 |

Considerando que plantas de café são micotróficas, a redução do número de espécies de FMAs pode promover decréscimo na produção, ou seja, necessitando de maior interferência no sistema com entrada de adubações pesadas e pesticidas. Pois, apesar de não haver especificidade entre FMAs e hospedeiro, sabe-se que existe FMAs mais eficientes em colonizar e promover os benefícios com a simbiose, assim a redução do número de espécies de FMAs pode comprometer todo o mecanismo de funcionamento desta interação, ocorrendo, por exemplo, a infecção com FMAs de menor eficiência em função da sua dominância neste solo.

Os dados de densidade de esporos nos sistemas de estudo e os dados de colonização radicular, em cada período, são apresentados na Tabela 8. Para a densidade de esporos não houve diferenças significativas entre os sistemas estudadas tanto na seca quanto na chuva. A colonização micorrízica foi elevada nas raízes de café, diferindo significativamente ($p > 0,05$) dos demais sistemas.

Tabela 8: Esporos de fungos micorrízicos arbusculares nativos, nos períodos seco e chuvoso, e média, nos dois períodos, de colonização radicular das plantas hospedeiras, em solo com cultivo de café, plantio direto (PD), pastagem e Cerrado nativo.

| Área | Esporos no solo | | Colonização Radicular |
|----------|-----------------|-----------------|-----------------------|
| | Período Seco | Período Chuvoso | |
| | nº/100g | | % |
| Café | 37,4 | 21,4 | 60,7 a |
| PD | 28,6 | 14,9 | 39,4 b |
| Pastagem | 26,4 | 27,7 | 38,1 b |
| Cerrado | 25,5 | 28,5 | 36,8 b |
| CV (%) | 41,3 | 38,9 | 22,4 |

Médias seguidas de mesma letra não diferem estatisticamente entre si, pelo Teste de Tukey, a 5% de probabilidade.

Carneiro et al. (2009) também não encontraram diferença significativa para densidade de esporos em um Latossolo Vermelho de Cerrado, em estudo realizado em área de Cerrado Nativo, agricultura, plantio direto e pastagem. A

colonização e a esporulação são cruciais para a sobrevivência das espécies de FMAs em solo com alta intensidade de manejo e exposto a várias práticas agronômicas como a aplicação de pesticidas, adubações e ausência de cobertura vegetal. Isto pode indicar o motivo da ausência de esporulação de algumas espécies de FMAs no café. Jansa et al. (2002) encontraram diferenças significativas entre a diversidade de espécies, porém não encontraram diferença significativa entre as sistemas com relação à densidade de esporos.

Cardoso et al. (2003) encontraram uma alta densidade de esporos de FMAs em área com monocultura de café, quando comparada à área de agrofloresta, sendo que este fenômeno pode-se explicar tanto pela aplicação de fertilizantes e correção do solo, quanto ao período de coleta das amostras. Eles explicam que esse aumento da densidade do solo ocorrido apenas nas sistemas de monocultura de café, pode estar ligado ao período em que foram coletadas as amostras.

O estresse hídrico tende a forçar uma esporulação dos indivíduos que estão presentes, colonizando as raízes (Guadarrama & Álvarez-Sánchez, 1999), e isso foi observado neste estudo, uma elevada densidade no período seco, quando comparada ao período chuvoso.

A maior diversidade de FMAs no sorgo em sistema de plantio direto se deve ao não revolvimento do solo, preservando sua estrutura aliado a manutenção da planta no sistema, como o sorgo. Resultados semelhantes foram encontrados por Bever (2002), que concluiu que plantios com sorgo tendem a aumentar a diversidade dos FMAs, quando comparados as leguminosas, como a soja. É possível que sistemas de baixo impacto, como é o caso do plantio direto, consigam suportar uma riqueza de espécies maior de FMAs (Mäder et al., 2000) e aumentar sua produtividade, pois a colonização de raízes tende a maximizar o aproveitamento dos insumos presentes no solo (McGonigle & Miller, 2000).

O solo de Cerrado foge a regra normal de que onde existe maior diversidade de plantas, também haverá alta diversidade de FMAs (Klironomos et al, 2000). Estudos realizados em sistemas de Cerrado denotam que ao neutralizar o pH do solo, tornando-o menos ácido, a ocorrência de diferentes espécies e gêneros de FMAs são detectados, ao passo que no solo sem

correção, a diversidade se torna mais baixa, caso do Cerrado Nativo (Miranda, 2008). Logo no Cerrado, além de todos os elementos climáticos, de fixação de nutrientes e altas quantidades de Al, o pH do solo se torna fator altamente limitante para a diversidade de espécies de FMAs, mesmo em locais com grande diversidade de espécies vegetais (Miranda et al., 2001; Miranda & Miranda, 2007b).

Staddon et al. (2003) sugerem que a resposta dos fungos micorrízicos arbusculares às mudanças climáticas, principalmente à seca, podem ser atribuídas diretamente a mudanças na densidade do micélio extra-radicular e, indiretamente, a mudanças na vegetação entre as estações, especialmente em relação à densidade e à abundância relativa de espécies de plantas. Pelo fato de no Cerrado o clima durante o inverno passar por uma seca intensa, as plantas tendem a perder suas folhas e reduzir drasticamente a produção de fotoassimilados, e isso gera um estresse grande na população de fungos micorrízicos, aumentando, em alguns casos, a produção de esporos.

Em ambientes onde a vegetação se mantém durante todo o período, a variação na população dos esporos não é percebida, o que pode ser constatado na Tabela 8. Nos sistemas de pastagem e Cerrado, que não houve entrada de fertilizantes e a vegetação permaneceu a mesma durante todo o período de amostragem, o número total de esporos tendem a se manter constante. Porém nos sistemas sob plantio direto, onde a cultura é retirada após a produção e o café, onde existe entrada constante de fertilizantes e defensivos agrícolas, a variação torna-se bem nítida, mesmo não tendo apresentado diferença estatística entre os sistemas

Os índices de diversidade de espécies de Shannon-Wiener, dominância de Simpson e de equitabilidade de Pielou encontram-se na Figura 5. Pelos resultados observa-se que na maior intensidade de uso do solo, no sistema sob café apresentou menor índice de diversidade (H'), maior distância entre este índice e o de máxima diversidade (H'_{max}), maior índice de dominância de uma determinada espécie (D) e menor equitabilidade da população (J) em relação às demais sistemas estudados, que se apresentam bastante semelhantes.

Apesar da área sob plantio direto ter entrada de corretivos, adubações e pesticidas, não se observa redução na diversidade de espécies de FMAs, quando comparado aos sistemas de pastagem e Cerrado.

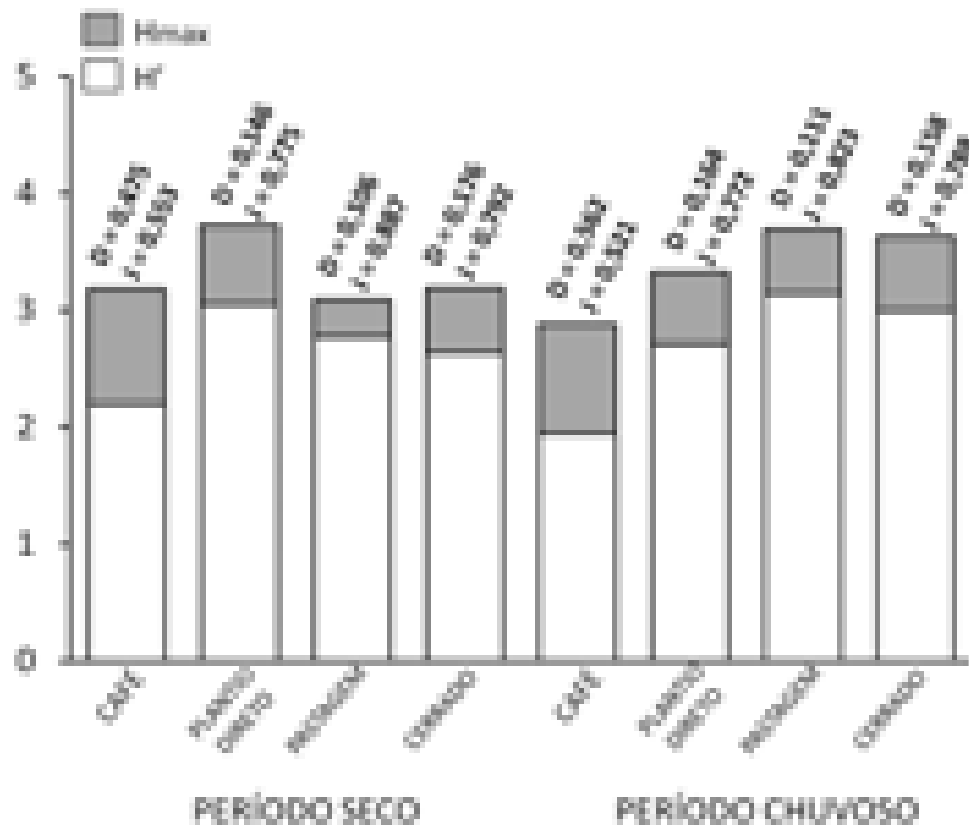


Figura 5: Índices de diversidade de Shannon – Wiener (H') e diversidade máxima (H_{max}), dominância (D) e equitabilidade de Pielou (J) nas diferentes sistemas de café, plantio direto, pastagem e Cerrado, nos dois períodos de coleta do solo, seco e chuvoso.

Este resultado indica que no sistema sob café ocorre uma baixa diversidade de espécies e associada a isto, há dominância de uma determinada espécie de FMAs (*Gigaspora decipiens*). Isso se explica pela baixa diversidade de espécies vegetais (apenas as plantas de café) que pode ter provocado uma redução no número de espécies

A análise canônica utilizando os dados do período seco de riqueza, densidade de esporos de FMAs, colonização micorrízica e dos atributos químicos do solo, sob os sistemas de manejo e uso, mostraram que a primeira e segunda variável canônica, que são as duas primeiras combinações, representam cerca de 92% da variação total, o que de acordo com Cruz e Regazzi (1994) é satisfatório para avaliação por meio de dispersão gráfica dos escores em relação às primeira e segunda variáveis canônicas.

O método de agrupamento de Tocher é feito a partir de um arquivo contendo a matriz de dissimilaridade entre os tratamentos a serem agrupados. O método baseia-se na partição do conjunto de tratamentos em sub-grupos não-vazios e mutuamente exclusivos. O critério adotado é que a média das medidas de dissimilaridade, dentro de cada grupo, deve ser menor que as distâncias médias entre quaisquer grupos (Cruz & Carneiro, 2006).

Através do gráfico de dispersão e usando este método de agrupamento de Tocher, pode-se observar a formação de três grupos, sendo o primeiro que inclui a área de pastagem e plantio direto, o segundo e terceiro os sistemas de café e Cerrado, respectivamente (Figura 6). Isto leva a conclusão de que se considerarmos a área de Cerrado como referência, nenhuma apresenta-se semelhante à mesma e a mais distante de todas seria a área sob cultivo de café.

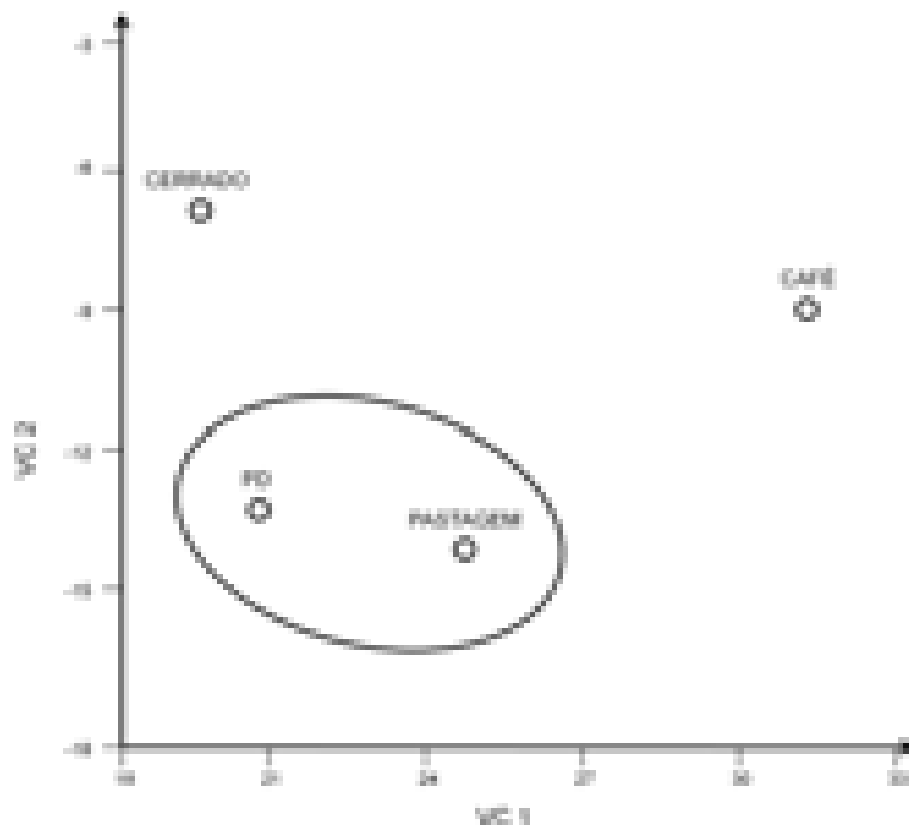


Figura 6: Dispersão gráfica de quatro sistemas de manejo e uso do solo, em relação às duas primeiras variáveis canônicas, estabelecidas pela combinação linear de 13 características avaliadas após coleta do solo, no período seco.

Resultado semelhante é observado quando o método de agrupamento utilizado foi o hierárquico de ligação média entre grupos (UPGMA), tendo como medida de dissimilaridade a matriz de distâncias de Mahalanobis (Figura 7). Esta avaliação separou em três grupos os sistemas de estudo, onde a área de café foi a que apresentou uma maior distância dos demais sistemas, e isto também ocorrendo no gráfico de dispersão (Figura 6). No período seco, a diferença, em porcentagem, entre a área de pastagem e plantio direto foi de 1,84%, observando que elas formam o primeiro grupo. Entre esse primeiro grupo e a área de Cerrado, a diferença foi de 25,69%, sendo que a área de Cerrado sozinha formou o segundo grupo. Entre os dois primeiros grupos e o café, que formou sozinho o terceiro grupo, a diferença calculada pela ligação média entre grupos foi de 100%, não tendo qualquer similaridade com os demais sistemas. Isto denota uma diferença muito grande entre as mesmas, ao avaliarmos todas as variáveis envolvidas no estudo.

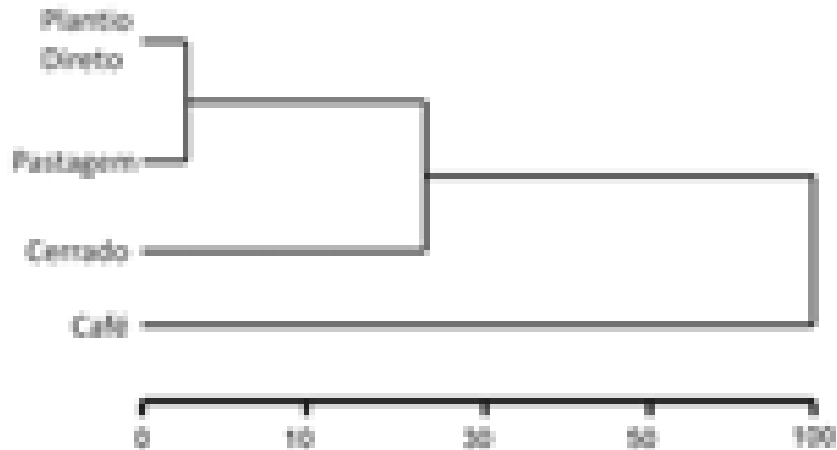


Figura 7: Dendrograma obtido pelo método UPGMA, a partir das medidas de dissimilaridade entre quatro sistemas de manejo e uso do solo, expressa pela distância generalizada de Mahalanobis, no período seco.

Essas mesmas análises foram realizadas para o período chuvoso, onde na análise dos componentes canônicos os dois primeiros autovalores explicam cerca de 87% da variação total, sendo satisfatória para análise via dispersão

gráfica. De acordo com a dispersão gráfica e agrupamento pelo método Toucher, existe uma proximidade entre os sistemas de pastagem, plantio direto e Cerrado, maior que no período seco, sendo que com relação ao café, as três encontram-se distantes (Figura 8). Porém a área de plantio direto e Cerrado formam um grupo, separado dos demais sistemas, e área de pastagem e café formam dois grupos separados e distantes entre si.

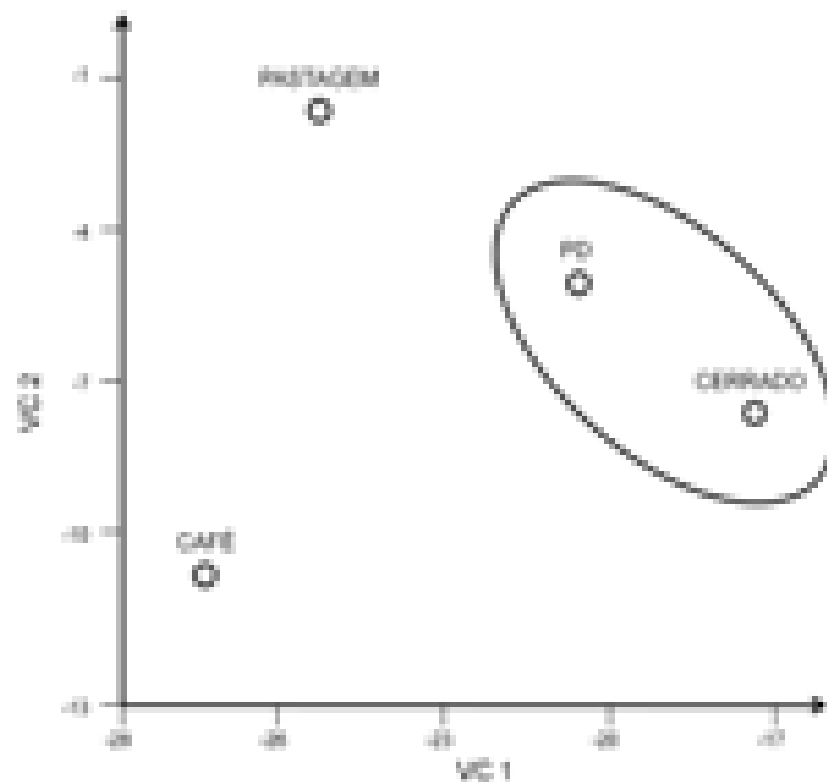


Figura 8: Dispersão gráfica de quatro sistemas de manejo e uso do solo, em relação às duas primeiras variáveis canônicas, estabelecidas pela combinação linear de 13 características avaliadas após coleta do solo, no período chuvoso.

Pelo gráfico de dissimilaridade de Mahalanobis, essa formação de três grupos é melhor observada (Figura 9). Para o período chuvoso, houve uma maior proximidade entre os sistemas de Cerrado e plantio direto, que apresentaram uma distância de 5,87%. Esse primeiro grupo formado, se mostrou distante da área de pastagem (que se encontra formando o segundo

grupo) cerca de 15,89%. E todas os demais sistemas apresentaram grande distância da área de café (100%), que formou o terceiro grupo.

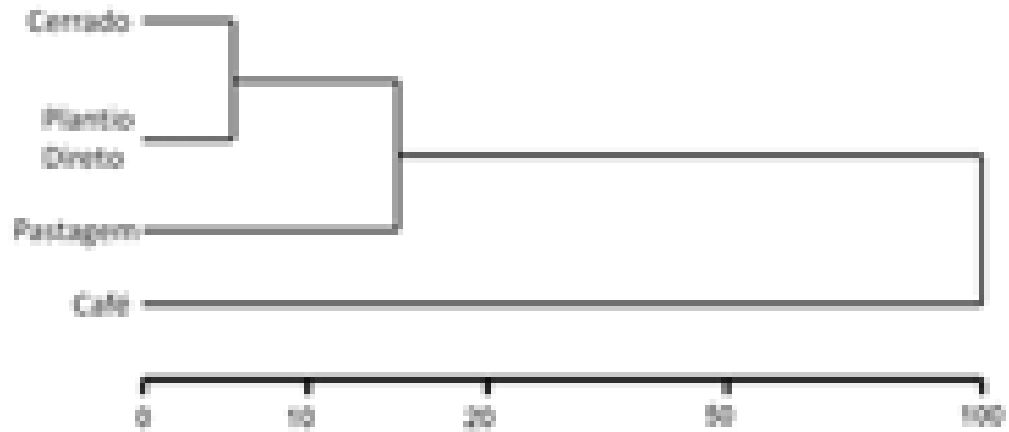


Figura 9: Dendrograma obtido pelo método UPGMA, a partir das medidas de dissimilaridade entre quatro sistemas de manejo e uso do solo, expressa pela distância generalizada de Mahalanobis, no período chuvoso.

O comportamento da área de café em ambas períodos foram bastante similares, pois esta se manteve a grande distância dos demais sistemas. Ao observar todos os resultados descritos anteriormente, desde a diversidade de espécies, análise química do solo e densidade de esporos, a área de café foi sem dúvida a mais afetada pelo manejo, pois apresentou sempre valores muito distantes de todas as outras, e isso refletiu diretamente na riqueza de espécies de FMAs encontradas no local.

5 – CONSIDERAÇÕES GERAIS

Os resultados encontrados neste estudo demonstram que a alteração do Cerrado para agroecossistema promove alterações na diversidade dos FMAs. A Figura 10 mostra o impacto que cada processo realizado no solo promoveu, de acordo com o tipo e intensidade de uso do solo. No sistema de Cerrado não houve adição de insumos e nenhuma interferência antrópica no solo, além do fato de existir uma alta diversidade de espécies de plantas, promovem um ambiente equilibrado, apresentando uma alta taxa de diversidade de FMAs e nenhum impacto negativo sobre sua comunidade. A área de pastagem foi classificada como sendo de médio/baixo impacto, pois existe uma baixa diversidade de espécies vegetais (*Brachiaria* sp, predominantemente), baixa adição de insumos e interferência antrópica, e este pode ser o motivo de ter havido uma alta diversidade de FMAs.

A área de plantio direto sofre uma interferência antrópica média/alta, pois existe entrada de insumos e correção do solo, mesmo que de forma a apenas manter a quantidade mínima de nutrientes para as culturas. A rotação de culturas aumenta um pouco o rol de plantas, e isso favorece um certo aumento na diversidade de FMAs, como foi observado no estudo. Já a área de café foi considerada a mais afetada, pois além da grande adição de insumos e interferência antrópica, a diversidade de plantas é muito baixa, e isso contribuiu para a baixa diversidade de FMAs e o grande impacto que esse tipo de cultivo pode ocasionar nas populações desses fungos.

Sistemas produtivos de elevada intensidade, ou seja, com grande entrada de insumos aliada à monocultura, promove redução acentuada na comunidade de FMAs como é o caso da área sob café, onde se observou o predomínio de *Gigaspora decipiens*. Nos sistemas sob pastagem e plantio direto, isto não foi observado. Na pastagem observa-se que a monocultura da braquiária e a não entrada de fertilizantes, tem provocado o empobrecimento do solo nesta área, no entanto, a diversidade dos FMAs mostrou-se semelhante à área de referência. Pode ser que nesta área, os FMAs estejam promovendo o crescimento da planta hospedeira, e esse fator influencie na alta

diversidade encontrada na mesma, diferentemente da área sob plantio direto que apresenta um solo com média a alta fertilidade.

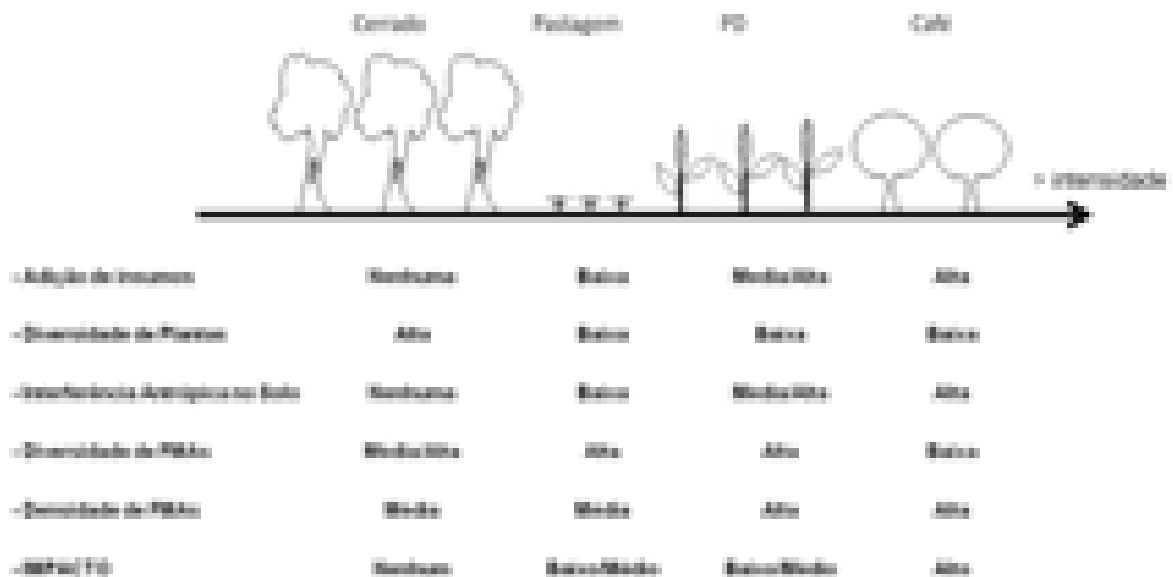


Figura 10: Quadro resumo demonstrativo dos efeitos da intensidade de manejo e de uso do solo, sobre a diversidade e densidade de fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) e o impacto causado pela antropização.

Muitos fatores podem influenciar a distribuição de esporos e estrutura da comunidade de FMAs, como climáticos, edáficos, variação temporal e espacial, vegetação, especificidade entre fungo e planta, distúrbios ambientais e a própria habilidade de esporulação da espécies de FMAs (Boddington & Dodd, 2000; Burrows & Pflieger, 2002; Husband et al., 2002; Renker et al., 2005; Dandan & Zhiwei, 2007).

A população de FMAs e sua distribuição variam enormemente com a diversidade de plantas e a localidade (He et al., 2002; Mohammad et al., 2003; Uhlmann et al., 2004). Estes estudos sugerem que ambientes naturalmente mais secos (caso do período seco no Cerrado) que são modificados, podem apresentar um maior efeito na densidade de esporos e distribuição dos FMAs, porém fatores ambientais podem influenciar bem mais na estrutura da comunidade de FMAs.

Sabe-se que os FMAs estão intimamente relacionados com a qualidade do solo e com o crescimento das plantas hospedeiras, sendo importantes para a sustentabilidade do solo. As práticas intensivas que inclui a aplicação de fertilizantes, pesticidas, monocultura e o próprio cultivo impactam os FMAs (Douds & Millner, 1999). Nos sistemas de café e plantio direto a alta concentração de fósforo no solo provoca uma redução nos efeitos benéficos destes fungos à planta. No entanto, mesmo o café sendo micotrófico, este efeito não é observado devido a esta elevada taxa de fósforo. Aliado a este fato a monocultura, no caso do café, reduziu a diversidade dos FMAs.

Esta redução, em função da intensidade de uso do solo está selecionando certos FMAs adaptados a esta condição e eliminando outros. Estes FMAs que são adaptados a estresses no solo podem não promover benefícios às plantas hospedeiras, o que proporcionam maiores gastos com fertilizantes para que mantenham a produção.

Por estes fatores, se fazem necessários mais estudos sobre a biologia e os benefícios que os FMAs nativos podem trazer às culturas anuais, se são benéficas, e até que ponto os mesmos, podem auxiliar no aumento da produtividade.

6 – CONCLUSÕES

1 – Alta intensidade de manejo e uso do solo causam redução na diversidade de espécies de FMAs.

2 – Há maior expressão de esporos de *Gigaspora decipiens* em solos sob vegetação de Cerrado e no sistema de café intensamente manejado, enquanto que há maior expressão dos esporos de *Scutellospora pellucida* e de *Acaulospora tuberculata* no sistema de plantio direto e pastagem, respectivamente.

3 – Sistemas de manejo e uso do solo de baixo impacto ambiental, como pastagem com baixa interferência antrópica e plantio direto, apresentam diversidade de espécies de FMAs equivalente a um sistema mais estável, como é o caso do sistema nativo, neste trabalho, o Cerrado.

7 – BIBLIOGRAFIA

ADÁMOLI, J.; MACEDO.; AZEVEDO, L. G. & MADEIRA NETO, J. **Caracterização da região dos Cerrados**. In: GOEDERT, J. (ed.). Solos dos Cerrados: tecnologia e estratégias de manejo. São Paulo, Nobel, 1986. p.33 – 74.

ALLEN, M.F. The ecology of arbuscular mycorrhizas: a look back into the 20th century and a peek into the 21 st. **Mycological Research**, v.100, n.07, p.769 – 782, 1996.

ALLEN, M.F., SWENSON, W., QUEREJETA, J.I., EGERTON-WARBURTON, L.M., TRESEDER, K.K. Ecology of mycorrhizae: a conceptual framework for complex interactions among plants and fungi. **Annual Review of Phytopathology**, v.41, p.271 – 303, 2003.

ALMEIDA, R.T., SCHENCK, N.C. A revision of the genus *Sclerocystis* (Glomaceae, Glomales) **Mycologia**, v.82, n. 06, p.703 – 714, 1990.

BENDING, G. D.; TURNER, M. K.; RAYNS, F.; MARX, M-C.; WOOD, M. Microbial and biochemical soil indicators and their potential for differentiating areas under contrasting agricultural management regimes. **Soil Biology Biochemistry**. v. 36, p.1785 – 1792, 2004.

BENTIVENGA, S.P., MORTON, J.B. A monography of the genus *Gigaspora* incorporatins developmental patterns of morphological characters. **Mycologia**, v.87, p.720 – 732, 1995.

BENTIVENGA, S.P., MORTON, J.B. Systematics of glomalean endomycorrhizal fungi: current views and future directions. In: F.L. Pleger; R.G. Linderman (Eds.). **Mycorrhiza and Plant Health**, APS Press, St. Paul, Mennesota, 1994, p.283 – 308.

BERCH, S.M., KOSKE, R.E. *Glomus pansihalos*, a new species in the Endogonaceae, Zygomycetes. **Mycologia**, v.78, p.832 – 836, 1986.

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

BEVER, J.D., Host specificity of AM fungal population growth rates can generate feedback on plant growth. **Plant Soil**, v.244, p.281 – 290, 2002.

BODDINGTON, C. L.; DODD, J. C. The effect of agricultural practices on the development of indigenous arbuscular mycorrhizal fungi: I. Field studies in na Indonesian ultisol. **Plant and Soil**, v.228, p.137 – 144, 2000.

BONONI, V.L.R., TRUFEM, S.F.B. Endomicorrizas vesículo-arbusculares do Cerrado da reserva biológica de Moji-Guaçu, SP, Brasil. **Rickia**, v.10, p.55 – 84, 1983.

BURROWS, R. L.; PFLEGER, F. L. Arbuscular mycorrhizal fungi respond to increasing plant diversity. **Canadian Journal of Botany**, v.80, p.120 – 130, 2002.

CAPRONI, A.L. **Fungos micorrízicos arbusculares em sistemas reflorestadas remanescentes da mineração de bauxita em Porto Trombeta/PA**. 2001, 186p. (Tese de Doutorado), Seropédica – UFRRJ.

CARDOSO, I. M.; BONDDINGTON, C.; JANSSEN, B. H.; OENEMA, O.; KUYPER, T. W. Distribution of mycorrhizal fungal spores in soils under agroforestry and monocultural coffee systems in Brazil. **Agroforestry System**, v.58, p.33 – 43, 2003.

CARNEIRO, M. A. C.; SOUZA, E. D.; REIS, E. F.; PEREIRA, H. S.; AZEVEDO, W. R. Atributos físicos, químicos e biológicos de solo de Cerrado sob diferentes sistemas de uso e manejo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.33, p.147 – 157, 2009.

COLOZZI-FILHO, A.; CARDOSO, E. J. B. N. Detection of arbuscular mycorrhizal fungi in roots of coffee plants and *Crotalaria* cultivated between rows. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.35, p.2033 – 2042, 2000.

COLOZZI-FILHO, A.; BALOTA, E.L.; ANDRADE, D.S. Microrganismos e processos biológicos no sistema plantio direto. In: SIQUEIRA, J.O.; MOREIRA, F.M.S.; LOPES, A.S.; GUILHERME, L.R.G.; FAQUIN, V.; FURTINI NETO, A.E.; CARVALHO, J.G. (Editores). **Inter-relação fertilidade, biologia do solo e nutrição de plantas**. Lavras: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 1999, p.487 – 508.

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

CRUZ, C.D. **Programa GENES – Aplicativo computacional em genética e estatística**. Viçosa, MG: UFV, 1997. 442p.

CRUZ, S. J. C. Estudio de la simbiosis micorrízica vesicular arbuscular em el cultivo de *Coffea arábica* var. Caturra. **Fitopatologia Colombiana**, v.13, p.56 – 64, 1989.

CRUZ, C.D. & REGAZZI, A.J. **Modelos biométricos aplicados ao melhoramento genético**. Viçosa, MG, UFV, 1994. 394p.

CRUZ, C.D. & CARNEIRO, P. C. S. **Modelos biométricos aplicados ao melhoramento genético**. 2ª ed., Viçosa, MG, UFV, 2006. 585p.

DANDAN, Z.; ZHIWEI, Z. Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in the hot-dry valley of Jinsha River, southwest China. **Applied Soil Ecology**, v.37, p.118 – 128, 2007.

DOTZLER, N., KRINGS, M., TAYLOR, T.N., AGERER R. Germination shields in *Scutellospora* (Glomeromycota: Diversisporales, Gigasporaceae) from the 400 million-year-old Rhynie chert. **Mycological Progress**, v.5, p.178 – 184, 2006.

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

EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. Serviço Nacional de Levantamento e Conservação de Solos. **Manual de métodos de análise de solos**. 2ª ed, Rio de Janeiro, 1997, 212p.

FRANKE, M., MORTON, J.B. Ontogenetic comparisons of arbuscular mycorrhizal fungi *Scutellospora heterogama* and *Scutellospora pellucida*: revision of taxonomic character concepts, species descriptions, and phylogenetic hypotheses. **Canadian Journal of Botany**, v.72, p.122 – 134, 1994.

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

GUADARRAMA, P. & ÁLVAREZ-SÁNCHEZ, F. J. Abundance of arbuscular mycorrhizal fungi spores in different environments in a tropical rain forest. **Mycorrhiza**, v.8, p.267 – 270, 1999.

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

GERDEMANN, J. W. & TRAPPE, J. M. The Endogonaceae in the Pacific Northwest. **Mycologia Memoir**, n. 5, 1974.

GIOVANNETTI, M., MOSSE, B. An evaluation of techniques for measuring vesicular-arbuscular mycorrhizal infection in roots. **New Phytologist**, v.84, p.489 – 500, 1980.

GÖRANSSON, P.; OLSSON, P. A.; POSTMA, J.; FALKENGREN-GRERUP, U. Colonization by arbuscular mycorrhizal and fine endophytic fungi in four woodland grasses – variation in relation to pH and aluminium. **Soil, Biology & Biochemistry**, v.40, p.2260 – 2265, 2008.

GOTO, B.T., MAIA, L.C. Glomerospores: a new denomination for the spores of Glomeromycota, a group molecularly distinct from the Zygomycota. **Mycotaxon**, v.96, p.129- 132, 2006.

GRAVINA, G.A. **Densidade de propágulos infectivos e capacidade infectiva de fungos micorrízicos arbusculares (FMAS), em solo sob leguminosas herbáceas perenes**. 1998, 104p.(Dissertação de Mestrado) Seropédica – UFRRJ.

HABTE, M., ZHANG, Y.C., SCHMITT, D.P. Effectiveness of *Glomus* species in protecting white clover against nematode damage. **Canadian Journal of Botany**, v.77, p.135-139, 1999.

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

HAMMER, Ø., HARPER, D.A.T., AND RYAN, P. D.. PAST: Paleontological Statistics Software Package for Education and Data Analysis. **Palaeontologia Electronica**, v.4, n.01, 9p, 2001.

HE, X.; MOURTOV, S.; STEINBERGER, Y. Spatial distribution and colonization of arbuscular mycorrhizal fungi under the canopies of desert halophytes. **Arid Land Research and Management**, v.16, p.149 – 160, 2002.

HELGASON, T.; DANIELL, T. J.; HUSBAND, R.; FITTER, A. H.; YOUNG, J. P. W. Ploughing up the wood-wide web? **Nature**, p.394 – 431, 1998.

HUSBAND, R.; HERRE, E. A.; YOUNG, J. P. W. Temporal variation in the arbuscular mycorrhizal communities colonising seedlings in a tropical Forest. **FEMS Microbiology Ecology**, v.42, p.131 – 136, 2002.

IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Geociências**. 2004. Disponível em: http://www.ibge.gov.br/home/presidencia/noticias/noticia_visualiza.php?id_noticia=169&id_pagina=1. Acesso em 17/11/2008.

JACOBSON, K. M. Moisture and substrate stability determine VA-mycorrhizal fungal community distribution and structure in an arid grassland. **Journal of Environments**, v.35, p.59 – 75, 1997.

JANSA, J.; MOZAFAR, A.; ANKEN, T.; RUH, R.; SANDERS, I. R.; FROSSARD, E. Diversity and structure of AMF communities as affected by tillage in a temperate soil. **Mycorrhiza**, v.12, p.225 – 234, 2002.

JASPER, D.A., ABBOTT, L.K., ROBSON, A.D. Soil disturbance in native ecosystems- The decline and recovery of infectivity of VA mycorrhizal fungi. In: D.J. Read, D.H. Lewis, A.H. Fitter, I.J. Alexander (Eds.) **Mycorrhizas in Ecosystems**, CAB International, Cambridge, 1994, p.151-155.

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

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

KLINK, C. A.; MACHADO, R. B. A conservação do Cerrado brasileiro. **Megadiversidade**, v.01, n.01, p.147 – 155, 2005.

KLIRONOMOS, J. N.; McCUNE, J.; HART, M.; NEVILLE, J. The influence of arbuscular mycorrhizae on the relationship between plant diversity and productivity. **Ecology Letters**, v.03, p.137 – 141, 2000.

KOSKE, R. E., BONIN, C., KELLY, C., MARTINEZ, C. Effects of sea water on spore germination of a sand-dune-inhabiting arbuscular mycorrhizal fungus. **Mycologia**, v.88, n.06, p.947 – 950, 1996.

KOSKE, R.E., GEMMA, J.N. A modified procedure for staining roots to detect VA mycorrhizas. **Mycological Research**, v.92, p.486 – 488, 1989.

KOSKE, R.E., GEMMA, J.N.. *Scutellospora hawaiiensis*: a new species of arbuscular mycorrhizal fungus from Hawaii. **Mycologia**, v.87, n.05, p.678 – 683, 1995.

LEKBERG, Y.; KOIDE, R. T.; TWOMLOW, S. J. Effect of agricultural management practices on arbuscular mycorrhizal fungal abundance in low-input cropping systems of southern Africa: a case study from Zimbabwe. **Biology and Fertility of Soils**, v.44, p.917 – 923, 2008.

LOPES, E. S.; OLIVEIRA, E.; NEPTUNE, A. M. L.; MORAES, F. R. P. Efeito da inoculação do cafeeiro com diferentes espécies de fungos micorrízicos vesicular-arbusculares. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.7, n.02, p.137 – 141, 1983.

LÓPEZ-GUTIÉRREZ, J. C.; TORO, M.; LÓPEZ-HERNÁNDEZ, D. Seasonality of organic phosphorus mineralization in the rhizosphere of the native savanna grass, *Trachypogon plumosus*. **Soil Biology Biochemistry**. v.36, p.1675 – 1684, 2004.

MÄDER, P.; EDENHOFER, S.; BOLLER, T.; WIEMKEN, A.; NIGGLI, U. Arbuscular mycorrhizae in a long-term field trial comparing low-input (organic, biological) and high-input (conventional) farming systems in crop rotation. **Biology and Fertility of Soils**, v.31, p.150 – 156, 2000.

MATHIMARAN, N.; RUH, R.; JAMA, B.; VERCHOT, L.; FROSSARD, E.; JANSA, J. Impact of agricultural management on arbuscular mycorrhizal fungal communities in Kenyan ferralsol. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v.119, p.22 – 32, 2007.

MCGONIGLE, T.P., MILLER, M.H. The inconsistent effect of soil disturbance on colonization of roots by arbuscular mycorrhizal fungi: a test of the inoculum density hypothesis. **Applied Soil Ecology**, v.14, p.147 – 155, 2000.

MCGONIGLE, T.P., MILLER, M.H., EVANS, D.G., FAIRCHILD, G.L., SWAN, J.A.. A new method which gives an objective measure of colonization of roots by vesicular-mycorrhizal fungi. **New Phytologist**, v.115, p.495 – 50, 1990.

MERGULHÃO, A. C. E. S. **Aspectos ecológicos e moleculares de fungos micorrízicos arbusculares**. Recife: UFP, 2006, 168p. (Tese de Doutorado)

MERRYWEATHER, J., FITTER A. The arbuscular mycorrhizal fungi of *Hyacinthoides non-scripta*: I. Diversity of fungal taxa. **New Phytologist**, v.138, p.117 – 129, 1998.

MIRANDA, J. C. C. **Cerrado micorriza arbuscular: ocorrência e manejo**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2008, 169p.

MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N. Micorriza arbuscular. In: VARGAS, M. A.; HUNGRIA, M. (Ed.). **Biologia dos solos dos Cerrados**. Planaltina, DF: Embrapa-CPAC, 1997. p.69 – 123.

MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N.; VILELA, L., VARGAS, M. A.; CARVALHO, A. M. **Manejo da micorriza arbuscular por meio da rotação de culturas nos sistemas agrícolas do Cerrado**. Planaltina, DF:Embrapa Cerrados, 2001. 3p. (Embrapa Cerrados. Comunicado Técnico, 42).

MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N. **Contribuição da micorriza arbuscular na resposta das culturas à calagem e adubação fosfatada em solos de Cerrado**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2003. 4p. (Embrapa Cerrados. Comunicado Técnico, 89).

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

MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N. **Contribuição da micorriza arbuscular para a produtividade e sustentabilidade nos sistemas de produção com plantio direto e convencional no Cerrado**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2007a. (Embrapa Cerrados. Comunicado Técnico, 134).

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

MOHAMMAD, M. J.; HAMAD, S. R.; MALKAWI, H. I. Population of arbuscular mycorrhizal fungi in semi-arid environment of Jordan as influenced by biotic and abiotic factors. **Journal of Arid Environments**, v.53, p.409 – 417, 2003.

MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O . **Microbiologia e Bioquímica do solo**.

2. ed. Lavras: UFLA, 2006, 729p.

MORTON, J.B. Three new species of *Acaulospora* (Endogonaceae) from high aluminium, low pH soils in West Virginia. **Mycologia**, v.78, n.04, p.641 – 648, 1986.

MORTON, J.B. Evolutionary relationships among arbuscular mycorrhizal fungi in the Endogonaceae. **Mycologia**, v.82, p.192 – 207, 1990.

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

MORTON, J.B. Taxonomic and phylogenetic divergence among five *Scutellospora* species (Glomales, Zygomycetes) based on comparative developmental sequense. **Mycologia**, v.87, p.127 – 137, 1995.

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

MORTON, J. B.; BENTIVENGA, S. P.; WHEELER, W. W. Germplasm in the Internacional Collection of Arbuscular nd Vesicular-arbuscular Mycorrhizal Fungi (INVAM) and procedures for culture development, documetation and storage. **Mycotaxon**, v.48, p.491 – 528, 1993.

MORTON, J.B., FRANKE, M., BENTIVENGA, S.P. Developmental fundations for morphological diversity among endomycorrhizal fungi in glomales (Zygomycetes), In: Varma, A., Hock, B. **Mycorrhiza, Structure, Function, Molecular Biology and Biotechnology**, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, 1995. 666p.

MORTON, J.B., REDECKER, D. Two new families of Glomales, Archaeosporaceae and Paraglomaceae, with two new genera *Archaeospora* and *Paraglomus*, based on concordante molecular and morphological characters. **Mycologia**, v.93, n.01, p.181 – 195, 2001.

MULETA, D.; ASSEFA, F.; NEMOMISSA, S.; GRANHALL, U. Composition of coffee shade tree species and density of indigenous arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) spores in Bonga natural coffee forest, southwestern Ethiopia. **Forest Ecology and Management**, v.241, p.145 – 154, 2007.

MULETA, D.; ASSEFA, F.; NEMOMISSA, S.; GRANHALL, U. Distribution of arbuscular mycorrhizal fungi spores in soils of smallholder agroforestry and monocultural coffee systems in southwestern Ethiopia. **Biology and Fertility of Soils**, v.44, p.653 – 659, 2008.

NEWMAN, E.I.. A method of estimating the total length of root in a sample. **Journal Applied Ecology**, v.3, p.139 – 145, 1966.

ODUM, E.P. **Ecologia**, São Paulo, Guanabara, 1988.

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

OEHL, F.; SIEVERDING, E.; INECHEIN, K.; MÄDER P.; BOLLER, T.; WIEMKEN, A. Impact of land use intensity on the species diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in agroecosystems of Central Europe. **Applied Environmental Microbiology**, v.69, p.2816 – 2824, 2003.

PAVAN, M. A.; CHAVES, J. C. D.; SIQUEIRA, R.; ANDROCIOLI-FILHO, A.; COLOZZI-FILHO, A.; BALLOTA, E. L. High coffee population density to improve fertility of na oxisol. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.34, p.459 – 465, 1999.

PHILLIPS, J.M., HAYMAN, D.S. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. **Transactions of the British Mycological Society**, v.55, p.158 – 160, 1970.

PINTO-COELHO, R.M. **Fundamentos em ecologia**. Porto Alegre: Artmed Editora, 2000. 252 p.

PROENÇA, C.C.; OLIVEIRA, R. S.; SILVA, A. P. **Flores e frutos do Cerrado**. 2ª edição, Brasília: Editora Rede de Sementes do Cerrado, 2006, 226p.

REDECKER, D., MORTON, J.B., BRUNS, T.D. Ancestral lineages of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomales). **Molecular Phylogenetics Evolution**, v.14, p.276 – 284, 2000a.

REDECKER, D., MORTON, J.B., BRUNS, T.D. Molecular phylogeny of the arbuscular mycorrhizal fungi *Glomus sinuosum* and *Sclerocystis coremioides*. **Mycologia**, v.92, n.02, p.282 – 285, 2000b.

RENKER, C.; BLANKE, V.; BUSCOT, F. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in grassland spontaneously development on area polluted by a fertilizer plant. **Environmental Pollution**, v.135, p.255 – 266, 2005.

RIESS, S.; SANVITO, A. Investigations on vesicular-arbuscular mycorrhizae in different conditions of coffee cultivations in Mexico. **Micologia Italiana**, v.14, p.57 – 62, 1985.

RILLIG, M.C. Arbuscular mycorrhizae, glomalin, and soil aggregation. **Canadian Journal of Soil Science**, v.28, n.04, p.355 – 363, 2004.

SAGGIN-JÚNIOR, O.J.; SIQUEIRA, J.O. Micorrizas arbusculares em cafeeiro. In: SIQUEIRA, J.O.(ed). **Avanços em fundamentos e aplicação de micorrizas**. Lavras: Brasil, 1996, p.203-254.

SALLES, J. F., SOUZA, F.A. **Revisões em micorriza I: Técnicas moleculares aplicadas ao estudo dos fungos micorrízicos arbusculares**. Seropédica. Embrapa Agrobiologia, Nov. 1998, 24p (Embrapa – CNPAB. Série Documentos, 68).

SCHENK, N. C.; PÉREZ, Y. **Manual for the identification of VA mycorrhizal fungi**. 3ª ed, Gainesville: Sinergistic Publications, 1990.

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

SIEVERDING, E. Ecology of VAM fungi in tropical agrosystems. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v.29, p.369 – 390, 1989.

SIEVERDING, E. Ecology of VAM fungi in tropical agrosystems. **Agriculture Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v.29, n.1, p.369 – 390, 1991.

SIEVERDING, E., OEHL, F. Revision of *Entrophospora* and description of *Kuklospora* and *Intraspora*, two new genera in the arbuscular mycorrhizal Glomeromycetes. **Journal of Applied Botany and Food Quality**, v.80, p.69 – 81, 2006.

SILVA, G. A.; MAIA, L. C.; STÜRMER, S. L. A dichotomus key to *Scutellospora* species (Gigasporaceae, Glomeromycota) using morphological characters. **Mycotaxon**, v.94, p.293 – 301, 2005.

SILVA, M. L. N.; CURI, N.; BLANCANEUX, P. Sistemas de manejo e qualidade estrutural de Latossolo Roxo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.35, n.12, p.2485 – 2492, 2000.

SILVA-JÚNIOR, J.P. **Comunidades de fungos micorrízicos arbusculares associados à pupunha e ao cupuaçu cultivados em sistema agroflorestal e em monocultivo na Amazônia Central**. 2004, 95p. (Tese de Doutorado) Piracicaba:ESALQ/USP.

SILVA JÚNIOR, M. C.; SANTOS, G. C.; NOGUEIRA, P. E.; MUNHOZ, C. B.; RAMOS, A. E. **100 árvores do Cerrado: guia de campo**. Brasília: Editora Rede de Sementes do Cerrado, 2005, 278p.

SIQUEIRA, J.O. **Biologia do solo**. . Lavras: FAEPE, 1993, p.153 – 183.

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

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

SIQUEIRA, J. O.; HUBBELL, D. H.; VALLE, R. R. Effects of phosphorus on formation of the vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.19, n.12, p.1465 – 1474, 1984.

SIQUEIRA, J. O.; SAGGIN-JÚNIOR, O. J.; FLORES-AYLAS, W. W.; GUIMARÃES, P. T. G. Arbuscular mycorrhizal inoculation and superphosphate application influence plant development and yield of coffee in Brazil. **Mycorrhiza**, v.7, p.293 – 300, 1998.

SOUZA, F.A., SILVA, E.M.R. Micorrizas arbusculares na revegetação de sistemas degradadas. In: J. O. Siqueira (Ed). **Avanços em fundamentos e aplicação de micorrizas**. Lavras: UFLA/DCS e DCF, 1996, p.255-290.

SOUZA, F. A.; SILVA, I. C. L.; BERBARA, R. L. L. Fungos micorrízicos arbusculares: muito mais diversos do que se imaginava. In: MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O.; BRUSSAARD, L. **Biodiversidade do solo em ecossistemas brasileiros**, Lavras: Editora UFLA, 2008, p.483 – 536.

SPAIN, J.L., SIEVERDING, E., SCHENCK, N.C. *Gigaspora ramisporophora*: a new species with novel sporophoros from Brazil. **Mycotaxon**, v.34, p.667 – 677, 1989.

STADDON, P. L.; THOMPSON, K.; JAKOBSEN, I.; GRIME, J. P.; ASKEW, A. P.; FITTER, A. H. Mycorrhizal fungal abundance as affected by long-term climatic manipulations in the field. **Global Change Biology**, v.9, p.186 – 194, 2003.

STÜRMER, S. L., MORTON, J. B. Developmental patterns defining morphological characters in spores of four species in *Glomus*. **Mycologia**, v.89, n.01, p.72 – 81, 1997.

STÜRMER, S. L., MORTON, J. B. Taxonomic reinterpretation of morphological characters in Acaulosporaceae based on developmental patters. **Mycologia**, v.91, n.05, p.849 – 857, 1999.

STÜRMER S. L.; SIQUEIRA, J. O. Diversidade de fungos micorrízicos arbusculares em ecossistemas brasileiros. In: MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O.; BRUSSAARD, L. **Biodiversidade do solo em ecossistemas brasileiros**, Lavras: Editora UFLA, 2008, p.537 – 583.

SU, Y-Y.; GUO, L-D. Arbuscular mycorrhizal fungi in non-grazed, restored and over-grazed grassland in the Inner Mongolia steppe. **Mycorrhiza**, v.17, p.689 – 693, 2007.

SYLVIA, D.M., WILLIAMS, S.E. Vesicular arbuscular mycorrhizae and environmental stress. In: Bethlenfalvay, G.J., Linderman, R.G. (Eds.) **Mycorrhizae in sustainable agriculture**. Madison: American Society of Agronomy, 1992, p.101-124.

TRESEDER, K.; CROSS, A. Global distribution of arbuscular mycorrhizal fungi. **Ecosystems**, v.9, p.305 – 316, 2006.

TORO-GARCIA, M. **Efectividad del hongo *Gigaspora margarita* como micorriza de cafetos a exposición solar**. Caracas, Venezuela: Universidad Central de Venezuela, 1987.

UHLMANN, E.; GÖRKE, C.; PETERSEN, A.; OBERWINKLER, F. Arbuscular mycorrhizae from semiarid regions of Namibia. **Canadian Journal of Botany**, v.82, p.645 – 653, 2004.

URQUIAGA, S.; BODDEY, R.M.; NEVES, M.C.P. A necessidade de uma revolução mais verde. In: SIQUEIRA, J.O.; MOREIRA, F.M.S.; LOPES, A.S.; GUILHERME, L.R.G.; FAQUIN, V.; FURTINI NETO, A.E.; CARVALHO, J.G. (Ed.). **Inter-relação fertilidade, biologia do solo e nutrição de plantas**. Lavras: UFLa; Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 1999, p.175 – 181.

VAN DER HEIDJEN, M.G.A., BOLLER, T., WIENKEN, A., SANDERS, I.R. Different arbuscular mycorrhizal fungal species are potential determinants of plant community structure. **Ecology**, v.79, n.06, p.2082 – 2091, 1998.

VESTBERG, M.; SAARI, K.; KUKKONEN, S.; HURME, T. Mycotrophy of crops in rotations and soil amendment with peat influence the abundance and effectiveness of indigenous arbuscular mycorrhizal fungi in field soil. **Mycorrhiza**, v.15, p.447 – 458, 2005.

WALKER, C. Taxonomic concepts in the Endogonaceae: spore wall characteristics in species descriptions. **Mycotaxon**, v.18, p.443 – 455, 1983.

WALKER, C. Taxonomic concepts in the Endogonaceae: II. A fifth morphological wall type in Endogonaceous spores. **Mycotaxon**, v.25, p.95 – 97, 1986.

WALKER, C., SANDERS, F.E. Taxonomic concept in the Endogonaceae: III. The separation of *Scutellospora* gen. nov. from *Gigaspora* Gerd. & Trappe. **Mycotaxon**, v.27, p.169 – 182, 1986.

WALKER, C., SCHÜßLER, A. Nomenclatural clarifications and new taxa in the Glomeromycota. **Mycological Research**, v.108, n.08, p.981 – 982, 2004.

ZHU, H-H.; YAO, Q.; SUN, X-T.; HU, Y-L. Colonization, ALP activity and plant growth promotion of native and exotic arbuscular mycorrhizal fungi at low pH. **Soil Biology & Biochemistry**, v.39, p.942 – 950, 2007.

ANEXOS

ANEXO I – Relação dos pontos georeferenciados de coleta do solo

| Amostra | Local | 22K | UTM | |
|---------|----------------|----------------|---------|---------|
| 01 | | 0424407 | 8017899 | |
| 02 | | 0424395 | 8017872 | |
| 03 | | 0424385 | 8017850 | |
| 04 | | 0424392 | 8017875 | |
| 05 | CAFÉ | 0424390 | 8017894 | |
| 06 | | 0424380 | 8017898 | |
| 07 | | 0424379 | 8017880 | |
| 08 | | 0424373 | 8017868 | |
| 09 | | 0424369 | 8017872 | |
| 10 | | 0424362 | 8017899 | |
| 11 | | | 0424745 | 8018094 |
| 12 | | | 0424732 | 8018081 |
| 13 | | PLANTIO DIRETO | 0424694 | 8018073 |
| 14 | | | 0424664 | 8018072 |
| 15 | 0424677 | | 8018021 | |
| 16 | 0424657 | | 8018012 | |
| 17 | 0424628 | | 8017993 | |
| 18 | 0424604 | | 8017970 | |
| 19 | 0424567 | | 8017957 | |
| 20 | 0424526 | | 8017931 | |
| 21 | | 0424495 | 8017885 | |
| 22 | | 0424522 | 8017863 | |
| 23 | | 0424535 | 8017837 | |
| 24 | PASTAGEM | 0424544 | 8017815 | |
| 25 | | 0424562 | 8017777 | |
| 26 | | 0424565 | 8017748 | |
| 27 | | 0424555 | 8017716 | |
| 28 | | 0424534 | 8017698 | |
| 29 | | 0424525 | 8017690 | |
| 30 | | 0424508 | 8017673 | |
| 31 | | 0424505 | 8017019 | |
| 32 | | 0424491 | 8017009 | |
| 33 | CERRADO NATIVO | 0424482 | 8016997 | |
| 34 | | 0424465 | 8016974 | |
| 35 | | 0424432 | 8016974 | |
| 36 | | 0424428 | 8016975 | |
| 37 | | 0424412 | 8016969 | |
| 38 | | 0424401 | 8016958 | |
| 39 | | 0424389 | 8016958 | |
| 40 | | 0424375 | 8016973 | |

ANEXO II – Soluções usadas nas análises

SOLUÇÃO 1 – Alcool etílico 50%

500mL álcool etílico 92,8%

500mL água destilada

Misturar os reagentes até a obtenção de uma solução homogênea

SOLUÇÃO 2 – Sacarose 45%

450g de sacarose

Água destilada para completar 1L

Misturar os reagentes até a obtenção de uma solução homogênea

SOLUÇÃO 3 – KOH 10% (hidróxido de potássio)

100g de KOH (PA)

Água destilada para completar 1L

Misturar os reagentes até a obtenção de uma solução homogênea

SOLUÇÃO 4 – NH₄OH 20% (hidróxido de amônio)

88 mL de hidróxido de amônio 25% (densidade 0,91 g.L⁻¹)

Água destilada para completar 100 mL

Misturar os reagentes, usando capela de exaustão, até obter um mistura homogênea

SOLUÇÃO 5 – H₂O₂ 3% (peróxido de hidrogênio)

90 mL de peróxido de hidrogênio 30% (densidade 1,11 g.L⁻¹)

Água destilada para completar 1000 mL

Misturar os reagentes, usando capela de exaustão, até obter um mistura homogênea

SOLUÇÃO 6 – HCl 1% (ácido clorídrico)

23 mL de ácido clorídrico 37% (densidade 1,19 g.L⁻¹)

Água destilada para completar 1000 mL

Misturar o ácido na água, usando capela de exaustão, até obtenção de uma mistura homogênea

SOLUÇÃO 7 – Glicerol ácido (glicerol ($C_3H_5(OH)_3$) em HCl 0,5%)

50 mL de solução de HCl 1%

500 mL de glicerol, glicerina ou 1,2,3-propanotriol

450 mL de água destilada

Misturar todos os reagentes até obtenção de mistura homogênea

SOLUÇÃO 8 – Corante azul de anilina 0,05% em glicerol ácido

0,5 g de azul de anilina ou azul de metila

1000 mL de solução de glicerol ácido

Misturar todos os reagentes até obtenção de uma mistura homogênea

SOLUÇÃO 9 – Polivinil-lactoglicerol (PVLG)

100 mL de água destilada

100 mL de ácido láctico

10 mL de glicerol

16,6 g de álcool polivinílico

Misturar a água, o ácido láctico e o glicerol até obter uma mistura homogênea.

Acrescentar o álcool polivinílico à essa mistura em banho-maria, em uma temperatura de 70 – 80° C, por 4 a 6 horas. Armazenar a solução em frasco escuro e só utilizar após 24 horas do preparo.

SOLUÇÃO 10 – PVLG + Reagente de Melzer

Reagente de Melzer

100 mL de água destilada

100 g de hidrato de cloral (tricloraacetaldéido monohidratado)

1,5 g de iodine

5,0 g de iodeto de potássio

Diluir na água destilada o iodo e o iodeto de potássio, utilizando aquecimento e agitação. Acrescentar o hidrato de cloral e diluir. Armazenar em frasco escuro por tempo indeterminado.

Misturar a solução de PVLG e a de Melzer na proporção de 1:1

SOLUÇÃO 11 – Solução nutritiva

15 g de sulfato de amônio

5 g de cloreto de potássio

1,6 g de sulfato de zinco

0,8 g de sulfato de manganês

0,5 g de ácido bórico

0,04 g de molibdato de amônio

Água destilada para completar 1000 mL de solução

Misturar todos os reagentes até obter uma solução homogênea, sem precipitados

ANEXO III – Resultados do teste de Tukey, a 5% de probabilidade, da análise química de solo coletado em dois períodos (seco e chuvoso) em um Latossolo Vermelho Distroférico de Cerrado, na fazenda experimental da UFG – Campus Jataí, em Jataí – GO.

| Área | pH | H+Al | Al | Ca | Mg | Ca+Mg | K | P | MO |
|----------------------------|---------------------|--------------------------|----------------------|---------|---------|-----------------------|-----------|----------|---------|
| | (H ₂ O) | (Cmolc/dm ³) | | | | (mg/dm ³) | | g/kg | |
| PERÍODO SECO (set/2007) | | | | | | | | | |
| CAFÉ | 5,73 a ¹ | 3,62 b | 0,11 c | 4,86 a | 1,69 ab | 6,55 a | 413,24 a | 135,00 a | 20,67 b |
| PD | 5,74 a | 4,51 b | 0,13 bc | 3,07 b | 2,43 a | 5,50 a | 226,75 b | 22,25 b | 21,85 b |
| PAST | 5,20 b | 6,33 a | 0,28 b | 1,63 b | 1,53 b | 3,16 b | 101,94 c | 8,19 b | 28,66 a |
| CERR | 5,04 b | 7,38 a | 0,48 a | 1,23 b | 1,60 a | 5,37 ab | 142,20 c | 7,75 b | 32,46 a |
| PERÍODO CHUVOSO (mar/2008) | | | | | | | | | |
| CAFÉ | 5,53 a | 4,18 b | 0,20 ns ² | 4,06 ns | 1,37 bc | 5,43 ab | 120,91 ab | 31,93 a | 21,95 b |
| PD | 5,45 a | 4,00 b | 0,13 ns | 3,16 ns | 1,94 a | 5,10 ab | 85,18 bc | 23,16 ab | 25,05 b |
| PAST | 4,87 b | 6,52 a | 0,19 ns | 1,27 ns | 0,70 c | 1,97 b | 45,78 c | 5,47 bc | 26,09 b |
| CERR | 5,01 ab | 7,83 a | 0,36 ns | 1,30 ns | 1,55 ab | 6,98 a | 151,06 a | 7,42 c | 33,34 a |

¹ Valores seguidos de mesma letra na vertical, não diferem entre si pelo Teste Tukey ao nível de 5% de significância

² Diferença não significativa, pelo Teste Tukey ao nível de 5% de significância

ANEXO IV – Índices de diversidade de espécies de fungos micorrízicos arbusculares, em quatro sistemas de manejo e uso do solo, coletado em campo e cultivado em casa de vegetação, durante dois períodos, sendo um seco (setembro/2007) e um chuvoso (março/2008).

| ÍNDICES | CAMPO | | | | CASA DE VEGETAÇÃO | | | |
|--------------------------------|-------|-------|-------|-------|-------------------|-------|-------|-------|
| | CAFÉ | PD | PAST | CERR | CAFÉ | PD | PAST | CERR |
| PERÍODO SECO (Set/2007) | | | | | | | | |
| Riqueza de espécies (S) | 9 | 21 | 16 | 14 | 9 | 18 | 15 | 14 |
| Total de esporos | 390 | 358 | 306 | 263 | 488 | 360 | 245 | 309 |
| Dominância de Simpson (C) | 0.475 | 0.146 | 0.106 | 0.176 | 0.368 | 0.137 | 0.112 | 0.132 |
| Índice de Shannon-Wiener (H') | 1.215 | 2.359 | 2.459 | 2.091 | 1.459 | 2.321 | 2.399 | 2.271 |
| Índice de Simpson 1-D | 0.526 | 0.854 | 0.894 | 0.824 | 0.632 | 0.863 | 0.888 | 0.868 |
| Evenness (J' = H/log S) | 0.374 | 0.504 | 0.731 | 0.578 | 0.478 | 0.566 | 0.734 | 0.692 |
| Equitabilidade J (J = H/Hmax) | 0.553 | 0.775 | 0.887 | 0.792 | 0.664 | 0.803 | 0.886 | 0.860 |
| PERÍODO CHUVOSO (Mar/2008) | | | | | | | | |
| Riqueza de espécies (S) | 7 | 15 | 23 | 20 | 7 | 15 | 23 | 20 |
| Total de esporos | 212 | 149 | 277 | 281 | 226 | 206 | 323 | 308 |
| Dominância de Simpson (C) | 0.562 | 0.164 | 0.111 | 0.158 | 0.540 | 0.147 | 0.079 | 0.147 |
| Índice de Shannon-Wiener (H') | 1.014 | 2.091 | 2.581 | 2.359 | 1.071 | 2.159 | 2.771 | 2.414 |
| Índice de Simpson 1-D | 0.439 | 0.836 | 0.889 | 0.842 | 0.460 | 0.853 | 0.921 | 0.853 |
| Evenness (J' = H/log S) | 0.394 | 0.539 | 0.575 | 0.529 | 0.417 | 0.578 | 0.695 | 0.559 |
| Equitabilidade J (J = H/Hmax) | 0.521 | 0.772 | 0.823 | 0.788 | 0.550 | 0.797 | 0.884 | 0.806 |

ANEXO V – Análise de variância (ANOVA), ao nível de 5% de probabilidade, para todas as variáveis avaliadas (riqueza de espécies, colonização de raízes, análises químicas do solo), para o solo coletado no período seco (set/2007).

| Variável | FV | GL | SQ | QM | F | p |
|-------------|---------|----|----------|-----------------------|--------|----------|
| Diversidade | Área | 3 | 77,475 | 25,825 | 5,500 | 0,003100 |
| | Resíduo | 36 | 167,500 | 4,652 | | |
| Colonização | Área | 3 | 0,467 | 0,155 | 6,216 | 0,001633 |
| | Resíduo | 36 | 0,901 | 0,025 | | |
| pH | Área | 3 | 3,987 | 1,329 | 20,804 | 0,00000 |
| | Resíduo | 36 | 2,300 | 0,638 E ⁻¹ | | |
| H + Al | Área | 3 | 87,054 | 29,018 | 13,560 | 0,00000 |
| | Resíduo | 36 | 77,037 | 2,139 | | |
| Al | Área | 3 | 0,887 | 0,295 | 18,386 | 0,00000 |
| | Resíduo | 36 | 0,578 | 0,160 E ⁻¹ | | |
| Ca | Área | 3 | 52,869 | 17,623 | 9,440 | 0,00010 |
| | Resíduo | 36 | 67,206 | 1,866 | | |
| Mg | Área | 3 | 6,525 | 2,175 | 4,457 | 0,00921 |
| | Resíduo | 36 | 17,567 | 0,487 | | |
| Ca + Mg | Área | 3 | 61,001 | 20,333 | 5,631 | 0,00286 |
| | Resíduo | 36 | 129,993 | 3,610 | | |
| K | Área | 3 | 573741,3 | 191247,1 | 68,032 | 0,00000 |
| | Resíduo | 36 | 101201,5 | 2811,153 | | |
| P | Área | 3 | 113484,3 | 37828,11 | 14,358 | 0,00000 |
| | Resíduo | 36 | 94848,65 | 2634,685 | | |
| MO | Área | 3 | 944,229 | 314,743 | 19,118 | 0,00000 |
| | Resíduo | 36 | 592,687 | 16,463 | | |

ANEXO VI – Análise de variância (ANOVA), ao nível de 5% de probabilidade, para todas as variáveis avaliadas (riqueza de espécies, colonização de raízes, análises químicas do solo), para o solo coletado no período chuvoso (mar/2008).

| Variável | FV | GL | SQ | QM | F | p |
|-------------|---------|----|----------|-----------------------|--------|----------|
| Diversidade | Área | 3 | 100,100 | 33,366 | 10,555 | 0,00005 |
| | Resíduo | 36 | 113,800 | 3,161 | | |
| Colonização | Área | 3 | 0,379 | 0,126 | 13,809 | 0,000004 |
| | Resíduo | 36 | 0,329 | 0,009 | | |
| pH | Área | 3 | 3,141 | 1,047 | 5,762 | 0,00252 |
| | Resíduo | 36 | 6,541 | 0,182 | | |
| H + Al | Área | 3 | 103,776 | 34,592 | 12,040 | 0,00001 |
| | Resíduo | 36 | 103,431 | 2,873 | | |
| Al | Área | 3 | 0,296 | 0,987 E ⁻¹ | 2,687 | 0,06094 |
| | Resíduo | 36 | 1,322 | 0,367 E ⁻¹ | | |
| Ca | Área | 3 | 61,509 | 20,503 | 2,489 | 0,07595 |
| | Resíduo | 36 | 296,579 | 8,238 | | |
| Mg | Área | 3 | 17,426 | 5,808 | 7,744 | 0,00041 |
| | Resíduo | 36 | 27,004 | 0,750 | | |
| Ca + Mg | Área | 3 | 132,107 | 44,035 | 3,457 | 0,02631 |
| | Resíduo | 36 | 458,556 | 12,737 | | |
| K | Área | 3 | 62013,52 | 20671,17 | 10,962 | 0,00004 |
| | Resíduo | 36 | 67883,11 | 1885,642 | | |
| P | Área | 3 | 4855,708 | 1618,569 | 7,561 | 0,00049 |
| | Resíduo | 36 | 7706,744 | 214,076 | | |
| MO | Área | 3 | 696,568 | 232,189 | 6,916 | 0,00086 |
| | Resíduo | 36 | 1208,549 | 33,570 | | |