



MARCELA DANIELE PEREIRA

**FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM CULTIVO DE
MORANGUEIRO NO SUL DE MINAS GERAIS**

**INCONFIDENTES –MG
2016**

MARCELA DANIELE PEREIRA

**FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM CULTIVO DE
MORANGUEIRO NO SUL DE MINAS GERAIS**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado como pré-requisito de conclusão do curso de Graduação em Tecnologia em Gestão Ambiental no Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Sul de Minas Gerais – Campus Inconfidentes, para obtenção do título de Tecnóloga em Gestão Ambiental.

Orientador: Prof. DSc. Jamil de Moraes Pereira

**INCONFIDENTES –MG
2016**

MARCELA DANIELE PEREIRA

**FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM CULTIVO DE
MORANGUEIRO NO SUL DE MINAS GERAIS**

Data de aprovação: __de____2016

**Orientador: Prof. DSc. Jamil de Moraes Pereira
IFSULDEMINAS - Campus Inconfidentes**

**Prof. DSc. Luiz Carlos Dias Rocha
IFSULDEMINAS – Campus Inconfidentes**

**Prof^ª. Esp. Thaís Aparecida da Costa Silva
IFSULDEMINAS - Campus Inconfidentes**

**A minha mãe Rosa Maria Pereira,
Meus avós Maria Pereira Rezende e
Arlindo Pereira de Rezende (*in memoriam*),
Aos meus familiares.
DEDICO**

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus, que sem ele não conseguiria chegar onde cheguei, por ele sempre me guiar, me proteger e dar forças nos momentos difíceis.

A minha mãe, Rosa Maria Pereira por sempre estar presente, me apoiando, me ajudando, por nunca me deixar desistir, pelo carinho e amor que ela sempre me deu, e todas as dificuldades que passou para que eu pudesse realizar meus sonhos.

Aos meus avós, Maria Pereira Rezende e Arlindo Pereira Rezende (*in memoriam*), que foram meus pais, que me criaram, que sempre cuidaram de mim, me deram forças, me mostraram o quanto vale a pena correr atrás dos sonhos.

As minhas tias, Lúcia Helena Rezende e Creonice de Fátima Rezende, meus Tios José Claesmundo Rezende, Marciel Pereira Rezende e José João Pereira que sempre me ajudaram quando precisei.

A minha irmã Simone Rezende de Araújo, e as minhas primas que são como irmãs Lígia Garcia Pereira, Débora Garcia Pereira, Nayara Pereira Rezende e Giovana Garcia Pereira; agradeço pela amizade, companheirismo, amor, por sempre estarem comigo e me dando a alegria de ter vocês sempre por perto.

Ao meu namorado Miller Satorno, por sempre me acompanhar nas escolhas, ser companheiro e me ajudar sempre que precisei.

Agradeço ao meu orientador Professor Doutor Jamil de Moraes Pereira, por acreditar no meu trabalho, pela paciência, os ensinamentos e amizade.

As grandes amigas Danila Valéria Garcia, Isabela Rezende Souza e Verônica de Paula Pereira, que desde pequenos fazem parte da minha vida, obrigada pela amizade, companheirismo, e alegrias proporcionadas. A Mayara Fagundes de Carvalho e Tayná Ferreira pela amizade, e carinho.

Aos amigos da faculdade que sempre levarei comigo: Charles Miller, Ana Paula Batista, Jaíne Alves, Karina Costa, Maiana Vilas Boas e Suelen Gianini, que foram minha família nesses três anos.

Agradeço a Denise de Lourdes Colombo Mescolotti (ESALQ/USP) e Joice Andrade Bonfim (ESALQ/USP), por terem me ajudado na identificação dos Fungos Micorrízicos Arbusculares.

Aos professores do Curso de Gestão Ambiental, e a todos que me acompanharam nessa jornada.

Ao NIPE-Campus Inconfidentes pela bolsa de iniciação científica e apoio financeiro para a realização do trabalho.

RESUMO

O cultivo do morangueiro é uma das principais atividades agrícolas, desenvolvidas na região do sul do Estado de Minas Gerais, uma vez que contribui com aproximadamente 90% da produção do Estado e 63% da produção nacional. O cultivo do morangueiro é caracterizado pelo uso intensivo do solo, promovendo o seu revolvimento, emprego de fertilizantes químicos e defensivos, em sua maioria realizada por agricultores familiares. A utilização intensiva do solo na lavoura do morangueiro promove alterações nos atributos físicos, químicos e biológicos do solo, podendo interferir na comunidade de espécies de fungos micorrízicos arbusculares (FMA). Nesse sentido, este trabalho teve como objetivo verificar a ocorrência de espécies de FMA em solo sob cultivo do morangueiro (MO), área em pousio (PO) e de mata (MA) no sul de Minas Gerais. Em cada área, foram coletadas nove amostras de solo, na profundidade de 0 - 10 cm, espaçadas de 20 metros entre si. Em MO foi realizado a coleta de raízes do morangueiro para a determinação da percentagem de colonização radicular. A extração de esporos de FMA foi realizada em amostras de 50 g de solo, pelo método de peneiramento úmido. A maior diversidade de espécies de FMA foi encontrada em MA (12) e em PO (11), comparada a MO (7). A permanência de áreas em pousio contribuiu para a recuperação e manutenção do banco de esporos de FMA no solo.

Palavras-chaves: Micorrizas Arbusculares, Morangueiro, Esporos, Pousio.

ABSTRACT

The strawberries crop is one of the main agricultural activities developed in the southern state of Minas Gerais, because it contributes approximately 90% of production in the state and 63% of national production. The Strawberry crop characterized by intensive land use, promoting their tilling, use of chemical fertilizers and pesticides, mostly carried out by small farmers. The intensive land use in strawberry crop causes changes to the physical, chemical and biological soil and may interfere in the community of species of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF). Therefore, this study aimed to verify the occurrence of AMF species in soil under cultivation of strawberry (MO), fallow area (PO) and kills (MA) in the south of Minas Gerais. In each area, we collected nine soil samples in the depth of 0 - 10 cm, spaced 20 m apart. In MO was conducted to collect strawberry roots to determine the percentage of root colonization. Extraction of spore AMF was performed on samples of 50 g of soil by wet sieving method. The greatest diversity of AMF species was found in MA (12) and PO (11), compared to MO (7). The remaining areas of fallow contributed to the restoration and maintenance of the bank of spores of AMF in the soil.

Keywords: arbuscular mycorrhiza, Strawberry, Spores, Fallow .

Sumário

1. INTRODUÇÃO	1
2. REFERENCIAL TEÓRICO.....	3
2.1. MORANGUEIRO	3
2.2. FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES	4
2.3. CONDIÇÕES EDÁFICAS.....	8
3. MATERIAIS E MÉTODOS	9
3.1. DESCRIÇÃO DAS ÁREAS DE ESTUDO.....	9
3.2. AMOSTRAGEM DE SOLO	11
3.3. DETERMINAÇÃO DA DENSIDADE DE ESPOROS DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES.....	12
3.4. DETERMINAÇÃO DA UMIDADE DO SOLO.....	13
3.5. DETERMINAÇÃO DOS ATRIBUTOS QUÍMICOS DO SOLO	14
3.6. COLONIZAÇÃO RADICULAR	14
4. RESULTADOS E DISCUSSÕES	16
5. CONCLUSÃO	20
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	21
7. ANEXOS	27
8. APÊNDICE	30

1. INTRODUÇÃO

O morangueiro (*Fragaria x ananassa*) é uma planta de porte herbáceo e rasteira, pertencente à família das rosáceas. O fruto do morangueiro é muito apreciado “in natura” e na forma de polpa faz parte da composição de sorvetes, iogurtes, geleias e sucos, importante para a dieta humana, principalmente, por ser rico em fibras, vitaminas B1, B2, B5 e C além de cálcio, potássio, fósforo, sódio e ferro (LUENGO, 2000).

O cultivo do morangueiro está entre as mais importantes culturas agrícolas no Brasil (Anuário Brasileiro de Fruticultura, 2010). No estado de Minas Gerais seu cultivo se iniciou no município de Estiva em 1958, região onde atualmente se encontram os municípios maiores produtores, tais como Pouso Alegre, Estiva, Bom Repouso, Senador Amaral, Cambuí, entre outros (CARVALHO, 2006).

O cultivo do morangueiro se caracteriza pelo emprego intensivo de insumos agrícolas (fertilizantes e defensivos), mão-de-obra e elevada participação de agricultores familiares, sendo a fonte principal de renda de muitas famílias no sul de Minas Gerais (CARVALHO, 2006).

A área ocupada pelo cultivo do morangueiro, no estado de Minas Gerais, cresceu muito, no ano de 1990 a área cultivada era de 172,5 há, já no ano de 2006 a área correspondia à 1400 ha (CAMARGO FILHO e CAMARGO, 2006). Em 2013, foram cultivados 1720 hectares com produção correspondente a 63% do mercado nacional, além de 90% da produção do estado se concentrar no Sul de Minas Gerais (RESENDE, 2015).

O incremento de novas áreas de plantio e, conseqüentemente, os efeitos das práticas de cultivo, tais como preparo mecânico do solo, manejo da cultura (monocultura) e tratamentos culturais (adubações e aplicação de defensivos) podem provocar mudanças nos atributos físico-químicos e biológicos do solo alterando quali-quantitativamente a comunidade de micro-organismos do solo benéficos a cultura do morangueiro.

Dos diversos micro-organismos do solo que beneficiam as plantas, os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) são de generalizada ocorrência nos ecossistemas tropicais naturais e agrícolas desenvolvendo associações micorrízicas com a maioria das plantas, inclusive com o morangueiro (SIQUEIRA et al., 1989; SMITH e READ, 2008).

Os FMA quando associados às raízes das plantas melhoram seu aporte de água e nutrientes (SMITH; READ, 2008; CARDOSO et al., 2010), sendo importante principalmente em solos de baixa fertilidade, contribuindo com a produtividade dos cultivos.

Diversos estudos mostram que ocorre alteração na comunidade de espécies de FMA quando os ecossistemas naturais passam a ser explorados pelos cultivos agrícolas, principalmente pela redução da diversidade de plantas e práticas de manejo adotado nos cultivos (SIQUEIRA et al., 1989; SIEVERDING, 1991).

Assim, há a preocupação que, nas áreas de produção do morangueiro no Sul de Minas Gerais, a mudança no uso da terra, principalmente, com a utilização de áreas de floresta para o cultivo possa alterar negativamente a diversidade de organismos do solo, principalmente as espécies de fungos micorrízicos arbusculares (FMA), benéficos a cultura do morangueiro, os quais são dependentes da cobertura vegetal do solo para sua reprodução.

Nesse sentido, este trabalho teve como objetivo verificar a ocorrência de espécies de FMA em solo sob cultivo do morangueiro (MO), área em pousio (PO) e de mata (MA) no sul de Minas Gerais

2. REFERENCIAL TEÓRICO

2.1. MORANGUEIRO

O estado de Minas Gerais é o maior produtor nacional de morango e a região sul do estado responde com mais de 90% da produção em aproximadamente 27 municípios maiores produtores (EMATER, 2011). Em 2012 a safra de morangos em Minas Gerais produziu 89,4 mil toneladas numa área plantada de 1926 hectares (SEAPA MG, 2013).

O cultivo do morangueiro no sul do estado de Minas Gerais é uma das mais importantes atividades agrícolas, basicamente desenvolvida por agricultores familiares e mão-de-obra familiar o que se constitui numa das principais fontes de renda para o pequeno produtor rural (CARVALHO, 2006).

O uso intensivo do solo no monocultivo do morangueiro exige o revolvimento mecânico do solo, a correção da acidez e adição de fertilizantes químicos, predispondo a cultura ao ataque de patógenos e pragas, principalmente ácaros, o que demanda o emprego de defensivos químicos para o seu controle. Nesse sentido, procura-se a cada ciclo de cultivo do morangueiro, a utilização de uma nova área de plantio, permanecendo a que foi cultivada em pousio, como uma estratégia para desfavorecer a incidência de pragas e patógenos na cultura e suspeita-se que essa condição favoreça a multiplicação de esporos de Fungos Micorrízicos Arbusculares (FMA) na área (CARVALHO, 2006).

A perda de fontes de inóculo de FMA nas áreas de cultivo, então, pode reduzir a qualidade biológica do solo, principalmente porque reduz a capacidade da planta formar

micorrizas e, conseqüentemente, o favorecimento da absorção de água e nutrientes e produtividade da lavoura (PREIRA, 2012).

O cultivo do morangueiro, no sul do Estado de Minas Gerais, é desenvolvido por agricultores familiares, os quais cultivam áreas, em média, de 0,3 a 1,0 ha (CARVALHO, 2006). Nessas condições, costuma-se adotar a prática do pousio, entre os ciclos da cultura, mas não há dados que comprovem seu efeito na comunidade de FMA.

Alguns estudos indicam que a prática do pousio é desfavorável a comunidade de FMA e ao estabelecimento de sua associação, comparado ao plantio de adubos verdes na área (DE SOUZA et al., 1999; BENEDETTI et al., 2005). Contudo, é de se esperar que a maior diversidade e adaptabilidade das plantas de pousio tenha influência na comunidade de FMA dessas áreas.

2.2. FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES

Entre os microrganismos do solo que desempenham um papel fundamental e benéfico estão os Fungos Micorrízicos Arbusculares, que beneficiam a nutrição vegetal na maioria dos ecossistemas terrestres (ALLEN, 1996).

Segundo Schubler (2001), as Micorrizas Arbusculares são simbioses entre raízes de plantas e fungos do solo do filo Glomeromycota caracterizadas pela presença endógena de arbúsculos nas células do córtex radicular.

A capacidade de formar Micorrizas Arbusculares (MA) é restrita a um grupo diverso de fungos denominados de glomeromicetos (GOTO e MAIA, 2006). Os glomeromicetos são simbiontes com plantas terrestres e ocorrem em 80% e 92% das plantas (WANG e QIU, 2006; SMITH e READ, 2008), sendo encontrados em plantas herbáceas, arbustivas, ou arbóreas que ocupam os mais diversos ecossistemas, como florestas, desertos, dunas, savanas, campos e agrossistemas (SIQUEIRA, 2002). As características da MA é apresentada no quadro 1.

Quadro 1. Características importantes da Micorríza Arbuscular (SAGGIN JÚNIOR, e SILVA, 2002).

MICORRÍZA ARBUSCULAR

- | |
|---|
| <ul style="list-style-type: none">• Microssimbiontes fúngicos: fungos asseptados, Glomeromicetos
Exemplo de gêneros: <i>Glomus</i>, <i>Acaulospora</i>, <i>Gigaspora</i>, <i>Scutellospora</i>• Macrossimbiontes vegetais: mais de 80% das plantas terrestres• Colonização da raiz: Hifas penetram nas células do córtex radicular tanto entre as células como intracelularmente. Formam no interior das células haustórios característicos denominados arbúsculos. Não modificam visualmente a morfologia da raiz• Estruturas características: arbúsculos, vesículas e esporos• Ecossistemas predominantes: é cosmopolita, mas predomina nos ecossistemas tropicais e são raros nos ecossistemas polares |
|---|

Os FMA possuem ciclo reprodutivo assexual, e sua estrutura de reprodução, o glomerosporo que varia de 22 a 1.050 μm em diâmetro, sendo caracterizado pela parede em geral espessa, com várias camadas. Esses esporos são considerados os maiores do Reino Fungi, produzidos por hifas; o micélio pe cenocítico e desenvolve vesículas onde se tem o armazenamento de reserva e arbúsculos que se caracteriza por ser uma estrutura de troca (SMITH e READ, 2008). Os FMA podem se propagar também por meio de hifas infectivas e raízes colonizadas (GOTO e MAIA, 2006), essas hifas e esporos, quando no solo e estimulados pela planta hospedeira, se dá início a formação do apressório, ocorrendo na epiderme radicular, sendo em seguida invadida as células do córtex, assim desenvolvendo a colonização(SMITH e READ, 2008). Assim, após a colonização há o aumento da absorção dos nutrientes, favorecendo o crescimento e desenvolvimento da planta, aumentando a tolerância da planta contra patógenos de solo (MOREIRA e SIQUEIRA, 2006).

Os FMA são biotróficos obrigatórios e pertencentes ao filo Glomeromycota (Quadro 2), que consiste em 5 ordens, 15 famílias, 38 gêneros e 270 espécies descritas (GOTO, 2012).

No Brasil, a comunidade de espécies de FMA, nos ecossistemas naturais e agrícolas, é muita rica, e variam em relação à composição de espécies, sendo estas muito influenciadas pela diversidade de cobertura vegetal e fatores edáficos locais (STÜRMER e SIQUEIRA, 2008).

Quadro 2. Classificação Taxonômica do Filo Glomeromycota segundo ordens, famílias e gêneros (OEHL et al., 2011; BLASZKOWSKI, 2012; GOTO et al., 2012; MARINHO et al., 2014; BLASZKOWSKI et al., 2015; OEHL et al., 2015; *apud* CARVALHO, 2015).

Ordem	Família	Gênero	
<i>Archaeosporales</i>	<i>Archaeosporaceae</i>	<i>Archaeospora</i>	
		<i>Intraspora</i>	
	<i>Ambisporaceae</i>	<i>Paleospora</i>	
		<i>Ambispora</i>	
<i>Diversisporales</i>	<i>Geosiphonaceae</i>	<i>Geosiphon</i>	
	<i>Acaulosporaceae</i>	<i>Kuklospora</i>	
		<i>Acaulospora</i>	
		<i>Tricispora</i>	
		<i>Otophora</i>	
		<i>Diversispora</i>	
		<i>Redeckera</i>	
	<i>Sacculosporaceae</i>	<i>Corymbiglomus</i>	
		<i>Sacculospora</i>	
	<i>Pacisporaceae</i>	<i>Pacispora</i>	
		<i>Glomerales</i>	<i>Simiglomus</i>
	<i>Funneliformis</i>		
<i>Septoglomus</i>			
<i>Glomus</i>			
<i>Kamienskia</i>			
<i>Sclerocystis</i>			
<i>Rhizoglomus</i>			
<i>Dominikia</i>			
<i>Entrophosporaceae</i>	<i>Viscospora</i>		
	<i>Claroideoglomus</i>		
	<i>Entrophospora</i>		
	<i>Albahypha</i>		
<i>Paraglomerales</i>	<i>Paraglomeraceae</i>		<i>Paraglomus</i>
<i>Gigasporales</i>	<i>Scutellosporaceae</i>		<i>Bulbospora</i>
		<i>Orbispora</i>	
		<i>Scutellospora</i>	
	<i>Gigasporaceae</i>	<i>Gigaspora</i>	
		<i>Intraornatospora</i>	
	<i>Intraornatosporaceae</i>	<i>Paradentiscutata</i>	
		<i>Dentiscutata</i>	
	<i>Dentiscutataceae</i>	<i>Quantunica</i>	
		<i>Fuscutata</i>	
		<i>Cetraspora</i>	
<i>Racocetraceae</i>	<i>Racocetra</i>		
	TOTAL	5	15

Quadro 3. As ações das micorrizas arbusculares no crescimento das plantas (SIQUEIRA; LAMBAIS; STÜRMER, 2002).

AÇÃO	MECANISMOS PRINCIPAIS
Biofertilizadora	<ul style="list-style-type: none"> • Maior absorção e utilização de nutrientes do solo. • Favorecimento da nodulação e fixação de N₂ em leguminosas. • Amenização de estresses nutricionais e nutrição balanceada. • Acessos a nutrientes pouco disponíveis.
Biocontroladora	<ul style="list-style-type: none"> • Ação de biocontrole sobre certos patógenos e pragas. • Redução de danos causados por pragas e doenças. • Amenização de estresses causados por fatores diversos como metais pesados e poluentes orgânicos. • Efeitos benéficos na agregação do solo, melhora a conservação da água e do solo.
Biorreguladora	<ul style="list-style-type: none"> • Atua na produção/acúmulo de substâncias reguladoras do crescimento (desenvolvimento e floração). • Interfere favoravelmente na relação água-planta (aumenta tolerância a déficit hídrico). • Alterações bioquímicas e fisiológicas (acúmulo de certos metabólitos secundários).

Contudo, há a preocupação que o uso intensivo do solo no cultivo do morangueiro possa alterar seus atributos biológicos, principalmente a comunidade de espécies de FMA, os quais se associam às raízes do morangueiro estabelecendo as benéficas associações micorrízicas (SIQUEIRA et al., 1989).

De modo geral, há uma tendência do monocultivo desenvolver uma seleção na comunidade de espécies de FMA, reduzindo a riqueza e a equitabilidade em relação a cultivos com maior diversidade de espécies de plantas no mesmo local. Por outro lado, encontra-se maior densidade de esporos e colonização radicular em áreas sob cultivo comparadas a solos sob vegetação natural (SIQUEIRA et al., 1989; MIRANDA et al., 2005).

2.3. CONDIÇÕES EDÁFICAS

Diversos trabalhos relatam o efeito do preparo do solo sobre os FMA e a associação micorrízica, podendo este favorecer ou desfavorecer dependendo do tipo de solo, genótipo da planta hospedeira e sistema de cultivo (COLOZZI-FILHO e BALOTA, 1997; SANTOS, 2005; CORDEIRO et al., 2005). Acredita-se que quando há um maior revolvimento do solo, em sistemas agrícolas de produção mais intensivos, possa favorecer a ocorrência de espécies de FMA de ciclo reprodutivo menor que se beneficiam dessas alterações e de espécies de ciclo reprodutivo mais lento (DE SOUZA et al., 2005).

A modificação do pH do solo mediante o uso de calcário pode afetar a estrutura de comunidades de FMA porque favorecem o desenvolvimento de espécies mais tolerantes a essas variações químicas no solo. Por outro lado, há espécies de FMA que ocorrem preferencialmente em solos ácidos, alcalinos ou pH próximo a neutralidade, embora outras não sofram limitações em relação ao pH (SIQUEIRA et al., 1990; PEREIRA, 2012).

O uso de fertilizantes minerais, principalmente os fosfatados, interfere no estabelecimento da colonização radicular, esporulação e, conseqüentemente, na abundância de espécies na comunidade de FMA. Normalmente, verifica-se uma redução da colonização radicular por FMA e no desenvolvimento de micélio extrarradicular em solos com boa disponibilidade de fósforo, embora possa ocorrer aumento da esporulação até certos níveis de P no solo (FERNANDES et al., 1987; MIRANDA et al., 1989).

3. MATERIAIS E MÉTODOS

3.1. DESCRIÇÃO DAS ÁREAS DE ESTUDO

O presente trabalho foi realizado no mês de fevereiro de 2015, em área de cultivo do morangueiro no município de Senador Amaral-MG, (22°35'28" sul e 46°11'06" oeste).

A Cidade de Senador Amaral se encontra no Sul de Minas Gerais, e possui uma população estimada segundo o IBGE (2010) em 5.219 habitantes, uma área territorial de 151,097 km² e uma densidade demográfica de 34,54 hab/km². De acordo com a classificação de Koppen, o clima local é Cwb – Clima temperado marítimo/Clima tropical de altitude, com temperatura variando entre 10 e 23°C, e precipitação média anual de 1500 mm, sendo o mês de Julho o mais frio e o mês de agosto com menor precipitação, o mês de outubro o mês mais quente e o mês de novembro com maior precipitação (INMET, 2015).

Neste local, foram selecionados três sistemas de manejo e uso da terra, sendo: (i) fragmento de mata secundária (MA), caracterizado pela presença de araucárias nativas e outras espécies vegetais de porte arbóreo e arbustivo, (ii) área em pousio (PO), utilizada há cinco anos atrás para o cultivo de morangueiro, hoje com presença de diversas espécies vegetais arbustivas e (iii) área sob cultivo do morangueiro (MO) da cultivar “Festival” já produzindo a um ano, onde houve a necessidade de utilização de 750 kg de calcário, e adubos 4-14-8 e 12-6-12. A variação da precipitação (mm) e temperatura (°C) média mensal dos meses de janeiro a dezembro de 2015 (Figura 1) apresentada a seguir é da cidade de Campos do Jordão, pois a cidade de Senador Amaral não possui estação meteorológica. A cidade de Campos do Jordão- São Paulo é abordada por possuir características semelhantes a cidade de

Senador Amaral, Minas Gerais. A figura 2 evidencia as áreas onde foram realizadas as coletas.

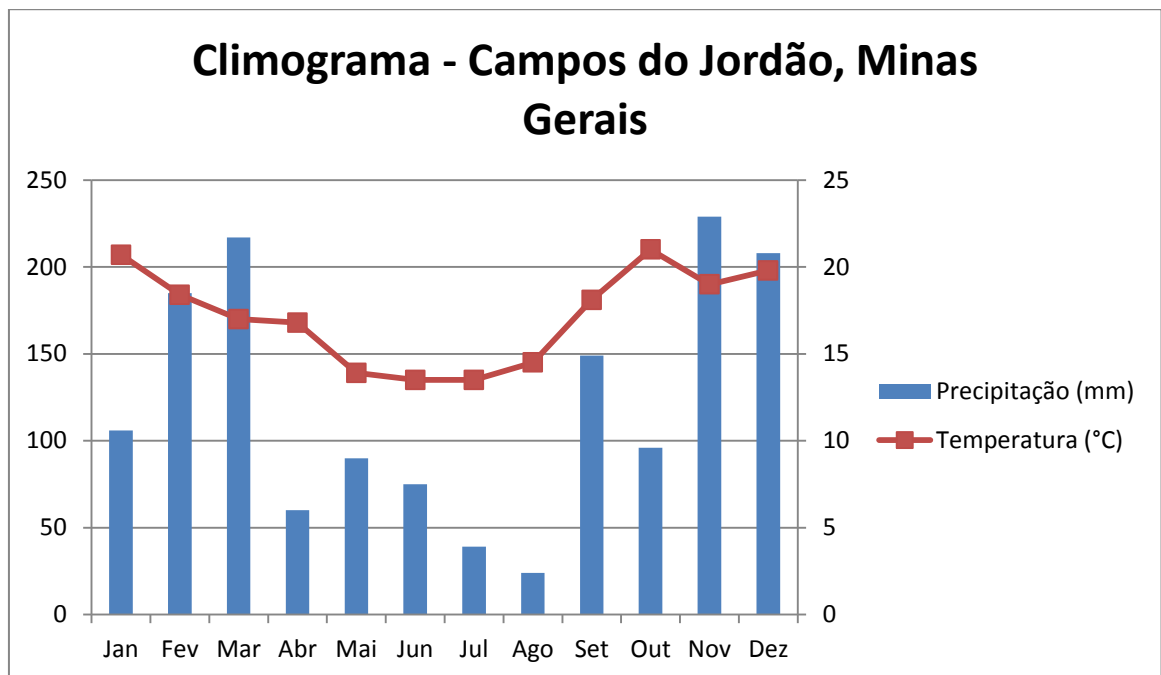


Figura 1. Variação da precipitação (mm) e temperatura (°C) média mensal dos meses de janeiro a dezembro de 2015 no município de Campos do Jordão (INMET, 2015).



Figura 2 - (A) Área de MA, latitude: -22°35'28" e longitude: -46°11'06". (B) Área de PO, latitude: -22°35'24" e longitude: -46°11'6". (C) Área de MO, latitude: -22°35'26", longitude: -46°11'6". (Fonte: Editado GOOGLE EARTH, 2015).

3.2. AMOSTRAGEM DE SOLO

A coleta de solo e de raízes do morangueiro foi realizada de acordo com um Grid amostral com nove pontos distanciados de 20 metros entre si e 10 metros de bordadura. Para a área de Morangueiro as amostras foram retiradas das leiras de morango ao lado das mudas, já nas áreas de pousio e mata foram retiradas ao redor das árvores e arbustos presentes na área. Em cada ponto foram retiradas cinco amostras simples de solo, na profundidade de 0-10 cm, as quais constituíram uma amostra composta de aproximadamente 600 g de solo. Sendo coletados um total de 27 amostras compostas, 9 amostras compostas de cada área estudada. As amostras de solo foram retiradas com auxílio de um trado tipo Holandês, acondicionadas em sacos de polietileno e transportadas para o laboratório de biotecnologia do IFSULDEMINAS - Campus Inconfidentes-MG. A figura 3 apresenta as características de cada área onde foi retirada amostras.



Figura 3- (A) Área de MA, (B) Área de PO e (C) Área de MO. (Fonte: Arquivo Pessoal).

3.3. DETERMINAÇÃO DA DENSIDADE DE ESPOROS DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES

A extração dos esporos de FMA do solo foi realizada no laboratório de biotecnologia do IFSULDEMINAS - Campus Inconfidentes-MG. A extração dos esporos do solo foi realizada pelo método do peneiramento úmido (GERDEMANN e NICOLSON, 1963). De modo que, a cada amostra de solo, foi retirada 50 gramas e, em seguida, o mesmo foi misturado a 1,5 litros de água de torneira.

Em seguida, a solução de solo foi peneirada em malhas de 0,710 e 0,053 mm, nessa ordem. O solo retido na peneira de menor malha foi recolhido em tubos de centrifuga, os quais foram centrifugados a 3000 RPM por 4 minutos. A seguir o sobrenadante foi descartado cuidadosamente e o material sólido, retido no fundo do tubo, foi ressuspendido em solução de sacarose 70%. Em seguida, os tubos foram novamente centrifugados a 3000 RPM, por 2 minutos, e o sobrenadante contendo os esporos, recolhido em peneira de 0,053 mm, sendo imediatamente lavados e recolhidos em potes plásticos.

Em seguida, os esporos, foram utilizados para o preparo de lâminas, em resina de álcool polivinílico e glicerol (PVLG), (MORTON et al. 1993) e reagente de Melzer (KOSKE e TESSIER, 1983).

A identificação dos esporos foi realizada, em microscópio óptico no aumento de 400X, no laboratório de microbiologia do solo do departamento de ciência do Solo da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” (ESALQ-USP) – Piracicaba-SP, comparando-os ao banco de dados de esporo do laboratório de microbiologia da ESALQ-USP, além da comparação com a descrição das espécies disponíveis nas páginas do INVAM ([HTTP://invam.caf.wvu.edu](http://invam.caf.wvu.edu)).



Figura 4 – Etapa de Centrifugação (Fonte: Arquivo Pessoal).



Figura 5 – Etapa de Identificação das Lâminas (Fonte: Arquivo Pessoal)

3.4. DETERMINAÇÃO DA UMIDADE DO SOLO

A umidade do solo de cada amostra foi realizada no laboratório de biotecnologia do IFSULDEMINAS- Campus Inconfidentes, em estufa a 105 °C por 48 horas. Para isso, foram pesados 10 g de solo de cada amostra, em balança semi-analítica, sendo estes transferidos para estufa de secagem, onde permaneceram a 105 °C por 48/72 horas. Em seguida a massa de solo seco foi pesada e a percentagem de umidade calculada de acordo com

metodologia descrita pela Embrapa (1997).

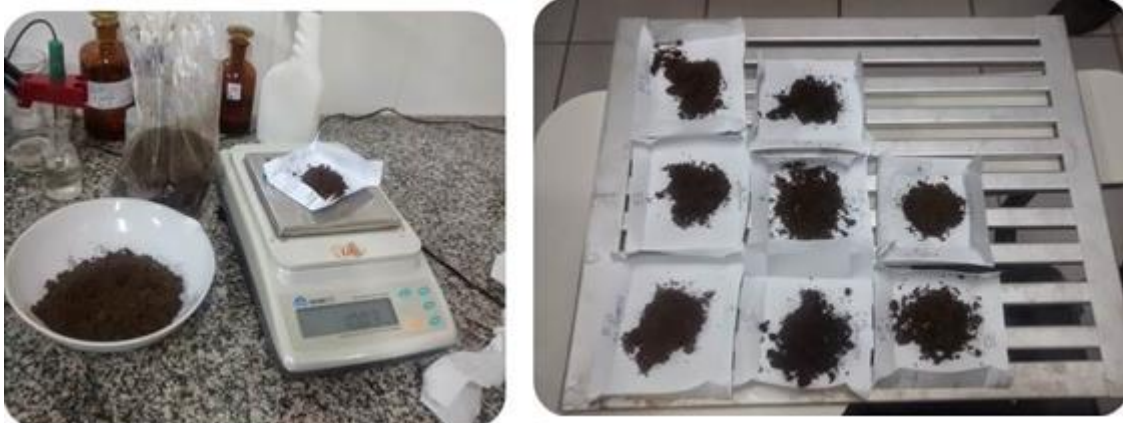


Figura 6 – Etapa de Pesagem e Secagem das amostras (Fonte: Arquivo Pessoal).

3.5. DETERMINAÇÃO DOS ATRIBUTOS QUÍMICOS DO SOLO

Em cada amostra de solo, foi realizada a determinação dos atributos químicos do solo, no laboratório de fertilidade do solo do IFSULDEMINAS - Câmpus Inconfidentes-MG.

As amostras de solo foram passadas em peneiras de malha de 2 mm e homogeneizadas e secas ao ar. O pH foi determinado em solução de 10 cm³ de solo, em água, por potenciometria. O fósforo (P) e potássio (K) foram extraído por Mehlich 1, o cálcio (Ca), magnésio (Mg) e alumínio (Al) foram extraídos por KCl (1 mol/L). O P foi determinado espectrofotometricamente pelo complexo azul de molibdênio e o Ca e Mg por absorção atômica. O hidrogênio + alumínio (H+Al) foi determinado por potenciometria em solução de SMP a pH 7,0. O Al por titulometria com hidróxido de sódio 0,025 mol/L (RAIJ et al., 2001). A matéria orgânica foi determinada por potenciometria após aquecimento a 90 °C por 30 minutos em mistura com dicromato de potássio e ácido sulfúrico (EMBRAPA, 1999).

3.6. COLONIZAÇÃO RADICULAR

Para a determinação da porcentagem da colonização radicular foi utilizado a metodologia de PHILIPS & HAYMAN (1970) modificado por KOSKE & GEMMA (1989). As raízes do morangueiro foram lavadas em água corrente e, em seguida, mergulhadas em solução hidróxido de Potássio (KOH) 10% a 90°C durante uma hora, em banho maria.

Após, as raízes foram lavadas para se retirar o excesso de KOH e transferidas para uma solução de ácido clorídrico (HCl) 1%, onde permaneceram por cinco minutos. A seguir o excesso de HCl 1% foi retido sem a lavagem das raízes. Em seguida as raízes foram coradas

em solução de azul de tripan em lactoglicerol. As raízes permaneceram nessa solução por 1 hora a 90°C em banho maria. Retirado a solução de corantes, as raízes foram armazenadas em frascos contendo lactoglicerol. A determinação da porcentagem de colonização radicular foi realizada pelo método da intersecção das linhas cruzadas (“grid line methods”) proposto por GIOVANNETTI & MOSSE (1980).

4. RESULTADOS E DISCUSSÕES

Foram encontrados um total de 20 táxons de FMA nas áreas de estudo (Tabela 4), sendo identificados 8 a nível de gênero e 12 a nível de espécie.

Tabela 4. Presença e ausência de espécies de FMA no solo sob cultivo do Morangueiro (MO), área em Pousio (PO) e área de Mata (MA), Senador Amaral, Minas Gerais, Brasil. n=9.

Espécies de FMA	MO	PO	MA
<i>Acaulospora lacunosa</i> Morton	-	-	+
<i>Acaulospora mellea</i> Spain e Schenck	-	-	+
<i>Acaulospora scrobiculata</i> Trappe	+	+	-
<i>Acaulospora</i> sp.1	+	-	-
<i>Ambispora gerdemannii</i> (S.L. Rose, B.A. Daniels e Trappe) C. Walker.,	+	+	-
<i>Gigaspora albida</i> Schenck e Sm	+	+	+
<i>Gigaspora margarita</i> Becker e Hall	+	+	-
<i>Gigaspora rosea</i> Nicolson e Schenck	-	-	+
<i>Gigaspora</i> sp.1	-	+	+
<i>Glomus</i> sp.1	-	-	+
<i>Glomus</i> sp.2	-	-	+
<i>Glomus</i> sp.3	-	-	+
<i>Glomus</i> sp.4	-	-	+
<i>Glomus</i> sp.5	+	+	-
<i>Paraglomus occultum</i> (Walker) Morton e Redecker	-	+	-
<i>Racocetra fulgida</i> (Koske e C. Walker) Oehl.,	+	+	+
<i>Racocetra persica</i> (Koske e C. Walker) Oehl.,	-	+	-
<i>Racocetra beninensis</i> Oehl, Tchabi e Lawouin	-	-	+
<i>Racocetra</i> sp.1	-	+	+
<i>Scutellospora cerradensis</i> Tul. e Tul.	-	+	-
Riqueza	7	11	12

(-) = ausência de espécies de FMA; (+) = presença de espécies de FMA

A menor riqueza de espécies de FMA foi encontrada na área sob cultivo do morangueiro – MO, (7 espécies), enquanto que a área de pousio – PO, e de mata – MA, apresentaram riquezas próximas (11 espécies) e (12 espécies), respectivamente (Tabela 4). Este resultado indica que a manutenção de áreas em pousio, com espécies vegetais arbustivas, contribui à manutenção de um banco de esporos de FMA no solo, os quais podem favorecer as plantas do morangueiro do próximo cultivo.

Os gêneros predominantes nas áreas estudadas foram *Glomus*, *Acaulospora*, *Gigaspora* e *Racocetra* (Tabela 4). Estes gêneros são comumente encontrados em agroecossistemas brasileiros, com exceção de *Racocetra* (DE SOUZA et al., 2010).

Os gêneros *Glomus* e *Acaulospora* são comumente encontradas tanto em áreas naturais como em áreas manejadas (OEHL et al., 2003; AIDAR et al., 2004; JEFWA et al., 2012). O gênero *Glomus* não está relacionado ao pH, pois sua ocorrência é favorecida em solos com pH variando entre 6,0 e 8,0. Enquanto muitos estudos mostram que *Acaulospora* e *Gigaspora* são encontradas principalmente em solos com pH ácidos variando entre 4,0 e 6,0 (SIQUEIRA & FRANCO, 1988).

A maior ocorrência do gênero *Glomus* encontrada nas áreas de estudo pode estar relacionada ao menor ataque de predadores, porque são esporos pequenos, o que facilita sua dispersão pelo vento e água da chuva, além de possuir elevada capacidade reprodutiva (SIEVERDING, 1991; CARRENHO et al., 2001; BONFIM, 2011).

SAGGIN-JÚNIOR & SIQUEIRA (1996), observaram que a espécie *Acaulospora scrobiculata* tem ocorrência reduzida, principalmente em solos com alto teor de matéria orgânica, o que indica a sua não presença em área de floresta, onde se encontra um maior teor de matéria orgânica.

As espécies *Gigaspora albida* e *Racocetra fulgida* foram encontradas em todas as áreas estudadas, o que indica maior resiliência dessas espécies, frente às mudanças ocorridas nos diferentes sistemas de uso do solo estudados. Nesse sentido, essas espécies podem ser potenciais candidatas para estudo futuro que desenvolvam inoculante de FMA para a produção de mudas de morango micorrizadas. Por outro lado, *Acaulospora lacunosa*, *Acaulospora mellea*, *Gigaspora rosea*, *Racocetra beninensis* e quatro espécies de *Glomus* só foram encontradas em MA (Tabela 4). As espécies exclusivas em PO foram *Racocetra persica* e *Scutellospora cerradensis*, enquanto que em MO apenas uma espécie de *Acaulospora*.

Já no que se refere aos atributos químicos e físicos do solo (Tabela 5), os valores de P no solo em MO e PO foi aproximadamente 8 vezes maior ao da mata (Tabela 5), indicando que o uso intensivo de fertilizantes químicos fosfatados, comumente empregados nos sistemas agrícolas convencionais, seja um dos fatores determinante na redução da diversidade de FMA e colonização micorrízica (MADER et al., 2000, CARDOSO et al., 2010).

Tabela 5. Atributos químicos e físicos do solo nas áreas sob cultivo do morangueiro (MO), área em pousio (PO) e de Mata (MA), no mês de Fevereiro de 2015, Senador Amaral, Minas Gerais.

Atributos Químicos e Físicos	Áreas		
	MO	PO	MA
pH	5,4	5,8	4,1
Carbono orgânico (g Kg ⁻¹)	21,9	33,1	25,0
Fósforo (mg dm ⁻³)	69,2	59,7	6,8
Potássio (mg dm ⁻³)	73,7	42,9	27,1
Cálcio (Cmol _c dm ⁻³)	2,5	1,9	0,4
Magnésio (Cmol _c dm ⁻³)	0,4	0,5	0,1
Alumínio (Cmol _c dm ⁻³)	0,3	0,1	1,9
Acidez potencial (Cmol _c dm ⁻³)	5,4	4,4	23,8
Umidade (%)	16,1	17,5	38,49

Collins e Foster (2009) verificaram o favorecimento da ocorrência dos FMA em solos onde o teor de Fósforo (P) é menor do que 40 mg dm⁻³, enquanto que em solos onde o teor de Fósforo é superior a 40 mg dm⁻³ a ocorrência dos FMA é afetada negativamente (GAI et al., 2009).

Nesse sentido, o menor teor de P no solo em MA pode ter influenciado positivamente maior riqueza de espécies de FMA, aliado a outros fatores edáficos, principalmente pela diversificada cobertura vegetal, visto que os FMA são biotróficos obrigatórios.

Em relação ao PO, pode-se considerar a ocorrência de um efeito negativo do P sobre a comunidade de FMA, mas neste caso, possivelmente, amenizada pela maior diversidade da cobertura vegetal de ciclo curto que podem favorecer a multiplicação do fungo.

No cultivo do morangueiro, o efeito do P foi mais evidenciado, possivelmente inferindo na redução da diversidade de espécies de FMA em função do monocultivo (Tabela 4).

Com relação à umidade do solo (Tabela 5), a área de Mata (MA) em que foi encontrado maior riqueza de fungos micorrízicos arbusculares, foi encontrada maior

porcentagem de umidade do solo em relação as outras áreas de estudo. Segundo foi observado por PEREIRA (2013) a atuação micorrízica é favorecida pelo aumento umidade do solo.

O grau de colonização das raízes pelos FMA é uma informação importante por ter relação com a multiplicação desses fungos no solo, visto que são biotróficos obrigatórios. As plantas de morangueiro, nas condições de cultivo desse trabalho, apresentaram colonização média, variando entre 47,12 % e 64,52% (Tabela 6).

Tabela 6. Porcentagem de colonização radicular em plantas de morangueiro, Senador Amaral-MG, fevereiro de 2015.

COLONIZAÇÃO RADICULAR	
Amostras	Porcentagem (%)
01	56,4%
02	64,5%
03	50,0%
04	55,3%
05	47,1%
06	50,7%
07	49,6%
08	51,1%
09	48,2%

De acordo com JOHNSON (1993) as características químicas do solo podem influenciar os valores de colonização, selecionando espécies de FMA, que estimulam a associação, embora os benefícios para a planta hospedeira sejam variáveis. O valor médio de colonização micorrízica, nas raízes do morangueiro, foi de 52,6%, mesmo em solo com alto teor de fósforo, demonstrando que a planta é bastante micotrófica, pois a quantidade de P disponível no solo limita a associação micorrízica (ABBOTT e ROBSON, 1991; BRUNDRETT, 1991; SAGGIN-JÚNIOR et al., 1994).

5. CONCLUSÃO

Foi encontrado um total de 20 táxons de FMA nas áreas de estudo. A menor riqueza de espécies de FMA foi encontrada na área sob cultivo do morangueiro.

Os gêneros mais frequentes nas áreas foram *Glomus*, *Acaulospora* e *Racocetra*, destacando-se as espécies *Gigaspora albida* e *Racocetra fulgida* presentes em todas as áreas estudadas.

A colonização radicular nas plantas de morangueiro foi de 52,6%, mesmo em solo com alto teor de P.

A área em pousio, tidas como “áreas de recuperação” apresentou alta riqueza de espécies de FMA.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABBOTT, L.K. e ROBSON, A.D. Factors influencing the occurrence of vesicular-arbuscular mycorrhizas. **Agriculture, Ecosystems e Environment**, v.35; p.121-150, 1991.
- AIDAR, M.P.M., CARRENHO, J., JOLY, C.A., Aspects of arbuscular mycorrhizal fungi in an Atlantic Forest chronosequence in Parque Estadual Turístico do Alto Ribeira (PETAR), São Paulo. **Biota Neotropica**, v. 4; p. 1-15, 2004.
- ALLEN, M. F. The ecology of arbuscular mycorrhizas: a look back into the 20th century and a peek into the 21st. **Mycological Research**, Cambridge, v. 100, p. 769-782, 1996.
- ANUÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA 2010. Santa Cruz do Sul: Editora Gazeta, 2010. 129p.
- BENEDETTI, T.; ANTONIOLLI, Z.I.; GIRACCA, E.M.N.; STEFFEN, R.B. Diversidade de fungos micorrízicos arbusculares na cultura do milho após uso de espécies de plantas de cobertura de solo. **Revista de Ciências Agroveterinárias.**, v.4; n.1, p.44-51, 2005.
- BŁASZKOWSKI, J. **Glomeromycota**. W. Szafer Institute of Botany, Polish Academy of Sciences, 2012.
- BŁASZKOWSKI, J.; GERARD, C.; GÓRALSKA, A.; RYSZKA, P.; KOVÁCS, G. M. **Two new genera, *Dominikia* and *Kamienskia*, and *D. disticha* sp. nov. in *Glomeromycota*. *Nova Hedwigia***, v. 100, n. 1-2, p. 225-238, 2015.
- BONFIM, J.A. **Diversidade de Fungos Micorrízicos Arbusculares em áreas restauradas de mata atlântica, São Paulo, Brasil**. 2011. 92 p. Dissertação (Mestrado em Solos e Nutrição de Plantas) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2011.
- BRUNDRETT, M. **Mycorrhizas in natural ecosystems**. *Advances Ecological Resesearch*, v.21;p.171-313, 1991.

CAMARGO FILHO, W.P. CAMARGO, F.P. Análise da produção de morango dos estados de São Paulo e Minas Gerais e do mercado da CEAGESP. **Informações Econômicas**, São Paulo, v. 39, n 5, 42-50, 2006.

CARDOSO, E.J.B.N.; CARDOSO, I.M.; NOGUEIRA, M.A.; BARETTA, C.R.D.M.e CARRENHO. R. Micorrizas arbusculares na aquisição de nutrientes pelas plantas. In: SIQUEIRA, J.O.; SOUZA, F.A. de; CARDOSO, E.J.B.N.; TSAI, S.M. **Micorrizas: 30 anos de pesquisas no Brasil**. Lavras: Editora ULFA, v. 1, p. 153-214,2010.

CARRENHO, R.; TRUFEM, S.F.B.; BONONI, V.L.R. Fungos micorrízicos arbusculares em rizosfera de três espécies de fitobiontes instaladas em área de mata ciliar revegetada. **Acta Botânica Brasileira**, São Paulo, v.15, p.115-124, 2001.

CARVALHO, G.H.B. **FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM Araucaria angustifolia: um estudo de caso no sul de Minas Gerais**. 2015. 35 f. TCC (Graduação) - Curso de Tecnologia em Gestão Ambiental, Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Sul de Minas Gerais – Câmpus Inconfidentes, Inconfidentes, 2015.

CARVALHO, S. P. (Coord.). **Boletim do Morango: Cultivo Convencional Segurança Alimentar; Cultivo Orgânico**. Belo Horizonte (MG): FAEMG. p. 159, 2006.

COLLINS, C. D.; FOSTER, B. L. Community-level consequences of mycorrhizae depend on phosphorus availability. **Ecology**, Washington, v. 90, n. 9, p. 2567- 2576, 2009.

COLOZZI FILHO, A.; BALOTA, E.L. Atividade microbiana em solos sob plantio direto. In: **Procisur, org. Curso sobre Suembra Directa**. Encarnacion, Procisur, p.85-112, 1997.

CORDEIRO, M. A. S., CARNEIRO, M. A. C.; PAULINO, H. B.; SAGGIN JUNIOR, O. J. Colonização e densidade de esporos de fungos micorrízicos em dois solos do cerrado sob diferentes sistemas de manejo. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 35, n. 3, p. 147-153, 2005.

DE SOUZA, F.A.; STURMER, S.L.; CARRENHO, R.; TRUFEN, S.F.B. Classificação e Taxonomia de Fungos Micorrízicos Arbusculares e sua diversidade e ocorrência no Brasil. In: SIQUEIRA, J.O.; DE SOUZA, F.A.; CARDOSO, E.J.B.N.; TSAI, S.M. **Micorrizas: 30 anos de pesquisas no Brasil**. Lavras: Editora UFLA. v. 1, p. 15-75, 2010.

DE SOUZA, F.A.; DALPÉ, Y.; DECLERCK, S.; DE LA PROVIDENCIA, I.; SÉJALON-DELMAS, D. Life history strategies in Gigaporaceae: insight from monoxenic culture. In: DECLERCK, S.; STRULLU, D.G.; FORTIN, J.A. Eds. **In vitro Culture of Mycorrhizas**. Heidelberg, Springer-Verlag, 2005. P.73-91.

DE SOUZA, F.A.; TRUFEM, S.F.B.; ALMEIDA, D.L.; SILVA, E.M.R.; GUERRA, J.G. Efeito de pré-cultivos sobre o potencial de inoculo de fungos micorrízicos arbusculares e produção de mandioca. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, 34 (10), 1913-1923, 1999.

EMATER, Empresa de Assistência Técnica e Extensão Rural do Estado de Minas Gerais, 2011.

http://www.emater.mg.gov.br/portal.cgi?flagweb=site_tpl_paginas_internas&id=7916#.UxtZg8711u0. Acesso em: Março de 2014.

EMBRAPA. **Manual de métodos de análise do solo**.2.ed.Rio de Janeiro:Centro Nacional de Pesquisa de solo.1997.212p.

EMBRAPA. **Manual de análises químicas de solos, plantas e fertilizantes**. Brasília: Embrapa Solos/Embrapa Informática Agropecuária/Embrapa Comunicação para Transferência de Tecnologia, Brasília, 1999. p. 370.

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

GAI, J. P.; CHRISTIE, P.; CAI, B.; FAN, J.Q.; ZHANG, J.L.; LI, L. Occurrence and distribution of arbuscular mycorrhizal fungal species in three types of grassland community of the Tibetan Plateau. **Ecological Research**. v.24, p.1345–1350, 2009.

GERDEMANN, J.W.; NICOLSON, T.H. Spores of mycorrhizal endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. **Transactions of the British Mycological Society**, Cambridge. v. 46, p. 235-246, 1963.

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

GOTO, B.T.; MAIA, L.C. Glomerospores; a new denomination for the spores of Glomeromycota, a group molecularly distinct from the Zygomycota. **Mycotaxon**, Ithaca, v.96, p.129-123, 2006.

GOTO, B. T.; SILVA, G. A.; ASSIS, D. M. A.; SILVA, D. K. A.; SOUZA, R. G.; FERREIRA, A. C. A.; JOBIM, K. ; MELLO, C. M. A.; VIEIRA, H. E. E. ; MAIA, L. C.; OEHL, F. Intraornatosporaceae (Gigasporales), a new family with two new genera and two new species. **Mycotaxon**, v. 119, n. 1, p. 117-132, 2012.

IBGE, Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, Senador Amaral, 2015. Acesso em 15 de março, 2015. Online. Disponível em : <
<http://cidades.ibge.gov.br/xtras/perfil.php?lang=&codmun=316557&search=||info%20gr%20E1ficos:-informa%20F5es-completas>>.

INMET, **Instituto Nacional de Meteorologia**, Senador Amaral, 2015. Acesso em 15 março, 2015. Online. Disponível em: <
http://www.inmet.gov.br/portal/index.php?r=home/page&page=rede_estacoes_conv_graf>.

JEFWA, J.M.; OKOTH, S.; WACHIRA, P.; KARANJA, N.; NJUGUINI,S.; ICHAMI, S.; MUNG'ATU, J.; OKOTH, P.; HUISING, J. Impact of land use types and farming practices on occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) Taita-Taveta district in Kenya. **Agriculture, Ecosystems & Environment**, 157: 32–39,2012.

JOHNSON, N.C. Can fertilization of soil select less mutualistic mycorrhizae ?. **Ecological Application**, v.3, n.4, p.749-757, 1993.

KOSKE RE, TESSIER B. 1983. A convenient, permanent slide mounting medium.

Mycological Society America Newsl. v. 34: p.59.

LUENGO, R. de C. A. et al. **Tabelas de composição nutricional das hortaliças.** Brasília (DF): EMBRAPA, 2000.

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

MARINHO, F.; SILVA, G. A.; FERREIRA, A. C. A.; VERAS, J. S. N.; SOUSA N. M. F.; GOTO, B. T.; MAIA, L. C.; OEHL, F.. *Bulbospora minima*, a new genus and a new species in the Glomeromycetes from semi-arid Northeast Brazil. **SYDOWIA**, v. 66, n. 2, p. 313-323, 2014.

MIRANDA, J.C.C.; HARRIS, P.J.; WILD, A. Effects of soil and plant phosphorus concentrations on vesicular arbuscular mycorrhiza in sorghum plants. **New Phytologist.**, v.112, n.3, p. 405-410, 1989.

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

MORTON, J.B.; BENTIVENGA, S.P.; WHEELER, W.W. Germplasm in the International Collection of Arbuscular and Vesicular Arbuscular Mycorrhizal Fungi (INVAN) and procedures for culture development, documentation and storage. **Mycotaxon**, New York, v. 48, p. 491-528, 1993.

OEHL, F.; SIEVERDING, E.; INEICHEN, K.; MADER, P.; BOLLER, T.; WIEMKEN, E. Impact of Land Use Intensity on the Species Diversity of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in Agroecosystems of Central Europe. **Applied and Environmental Microbiology**. v. 69, p. 2816-2824, 2003.

OEHL, F.; GLADSTONE, A. S.; GOTO, B. T.; LEONOR, C. M.; EWALD, S. .Glomeromycota: two new classes and a new order. **Mycotaxon**, v. 116, n. 1, p. 365-379, 2011.

OEHL, F.; CASTRO, I. S.; PALENZUELA, J.; SILVA, G. A. *Palaeospora spainii*, a new arbuscular mycorrhizal fungus from Swiss agricultural soils. **Nova Hedwigia**, 2015.

PEREIRA, C.M.R. **Diversidade de fungos micorrízicos arbusculares em área de mata atlântica sob diferentes usos do solo.** 2013. 84 f. Dissertação (Mestrado em Biologia de Fungos) - Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 2013.

PEREIRA, J. M. **Atributos biológicos como indicadores de qualidade do solo em Floresta de Araucária nativa e reflorestada no Estado de São Paulo.** Brasil, 2012. 138 p. Tese (Doutorado em Microbiologia Agrícola) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2012.

PHILIPS, J.M. & HAYMAN. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. **Transactions of**

the **British mycological Society**, vol.55. p. 734-750, 1970.

RESENDE, N.S. **Elaboração de bionanocompósito quitosana/nanofibra de celulose e seu efeito sobre a qualidade de morangos**. 2015. 98 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Ciências dos Alimentos, Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2015.

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

SAGGIN-JÚNIOR, O.J.; SIQUEIRA, J.O.; GUIMARÃES, P.T.G. & OLIVEIRA, E. Interação fungos micorrízicos versus superfosfato e seus efeitos no crescimento e teores de nutrientes do cafeeiro em solo não fumigado. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.18, p. 27-36, 1994.

SAGGIN JÚNIOR, O.J.; SILVA, E.M.R. Micorriza arbuscular: papel, funcionamento e aplicação da simbiose. Seropédica: Embrapa Agrobiologia, 2002.

SANTOS, T.E.B. **Carbono da biomassa microbiana e do CO₂ liberado, micorrização, e produtividade de arroz de terras altas, sob diferentes manejos de água e solo**. Dissertação de mestrado. Ilha Solteira, Universidade Estadual Paulista, 2005. 39p.

SEAPAMG - Secretaria de Estado de Agricultura, Pecuária e Abastecimento de Minas Gerais, 2013. <http://www.agricultura.mg.gov.br/noticias/2693-produtores-de-morango-diversificam-a-producao-em-busca-de-renda-maior>. Acesso em: março de 2014.

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

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.; LAMBAIS, M.R.; STÜRMER, S.L. Fungos Micorrízicos Arbusculares. **Biociência**, Brasília, v. 25, p.12-21, mar. 2002.

SIQUEIRA, J. O.; FRANCO, A . **A Biotecnologia de solo: Fundamentos e perspectivas**. Brasília: MEC/ABEAS; Lavras: ESAL/FAEPE, 1988, 235p.

SIQUEIRA, J.O.; ROCHA-JÚNIOR, W.E.; OLIVEIRA, E.; COLOZZI-FILHO, A. The relationship between vesicular-arbuscular mycorrhiza and lime: associated effects on the growth and nutrition of *Brachiaria* grass (*Brachiaria decumbens*). **Biology Fertility Soils**, v. 10, p. 65-71, 1990.

SMITH, S.E.; READ, D.J. **Mycorrhizal symbiosis**. 3 ed. New York; London: Academic Press, 2008. p. 800.

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

WANG, B.; QIU, Y.-L. Phylogenetic distribution and evolution of mycorrhizas in land plants. **Mycorrhiza**, v. 16, n. 5, p. 299-363, 2006.

7. ANEXOS

Anexo 1. Descrição dos Gêneros de FMAs identificados
(http://www.dcs.ufla.br/micorriza/fma_generos.html)

GÊNERO	DESCRIÇÃO
<i>Glomus</i> (Tul. & C. Tul)	<ol style="list-style-type: none">1. Os esporos formam-se terminalmente ou intercalado numa hifa fértil, cilíndrica ou alargada;2. Organização subcelular:<ul style="list-style-type: none">. Parede do esporo (PE) com várias camadas (2 a 4) com fenótipos variáveis;. Esporos produzidos isolados, em agregados ou esporocarpos;. Germinação pelo lúmen da hifa suspensora ou parede do esporo;3. Presença de uma camada na PE com várias subcamadas (lâminas) continua com a parede da hifa suspensora;4. Possui 104 espécies descritas
<i>Acaulospora</i> (Gerd. & Trappe emend. S.M. Berch)	<ol style="list-style-type: none">1. Os esporos formam-se lateralmente no pescoço de um sáculo esporífero;2. Organização subcelular:<ul style="list-style-type: none">. Parede do esporo com duas ou três camadas. Parede germinativa: sempre 2, com duas camadas cada;. Placa de germinação;3. Esporos com ou sem ornamentação;4. Possui 33 espécies descritas.
<i>Gigaspora</i> (Gerd. & Trappe)	

-
1. Esporos sem ornamentação;
 2. Organização subcelular:
 - . Parede do esporo com duas camadas (L1 e L2);
 - . Parede germinativa verrugosa ou nodosa
 3. Células auxiliares “equinuladas”;
 4. possui 9 espécies descritas
 5. As espécies conhecidas apresentam grandes semelhanças morfológicas, as diferenças residem na cor e tamanho dos esporos (Bentivenga & Morton, 1995)

***Scutellospora* (C. Walker & F.E. Sanders)**

1. Esporos com ou sem ornamentação;
2. Organização subcelular:
 - . Parede do esporo com duas camadas;
 - . Parede germinativa- 1 a 3, com duas camadas cada;
 - . Escudo de germinação;
3. Células auxiliares “lobadas”;
4. Possui 33 espécies descritas
5. As diferenças entre espécies residem no fenótipo das camadas da parede do esporo (cor, ornamentação, etc.);

***Paraglomus* (Tul & C. Tul)**

1. Esporos formam-se terminalmente numa hifa fértil semelhantemente aos esporos de *Glomus* sp.;
2. Organização subcelular:
 - . Parede do esporo com duas ou três camadas contínuas com a parede da hifa de sustentação;
 - . Germinação pelo lúmen da hifa suspensora ou parede do esporo;
3. Esporos morfológicamente semelhantes aos esporos de *Glomus* sp. diferindo-se nas propriedades de suas micorrizas;
4. Possui 3 espécies descritas

Ambispora

1. Esporos produzidos lateralmente no pescoço de um sáculo esporífero, a partir de um pedicelo com parede resistente.
2. Organização subcelular: . Parede do esporo constituída por exosporo, mesosporo e endosporo. . Mesosporo pode ser ornamentado ou não. . Germinação do esporo acaulosporóide ocorre no endosporo, com tubos emergindo pela cicatriz deixada pela queda do sáculo esporífero. No esporo glomóide, a germinação pelo lúmen da hifa

esporígena.

3. Esporos incolores.

4. Cicatriz circundada por uma borda elevada, chamada colar.

5. Esporos dimórficos, acaulosporóides (descritos acima) e glomóides (semelhantes aos de *Paraglomus*).

6. Possui 9 espécies descritas.

Racocetra

1. Esporos formados a partir de uma célula esporígena bulbosa.

2. Organização subcelular: . Parede do esporo constituída de exosporo e endosporo. .
Germinação: ocorre no endosporo, a partir de um escudo de germinação.

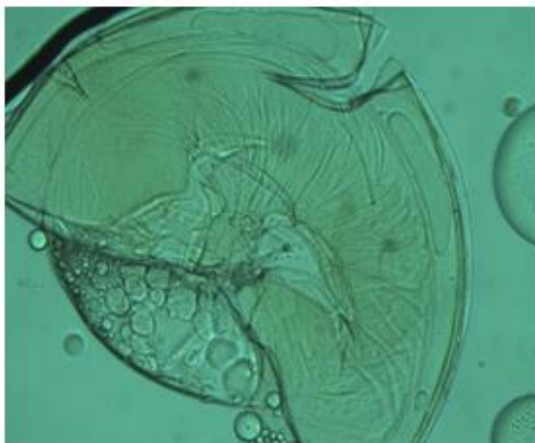
3. Células auxiliares lobadas.

4. Esporos com e sem ornamentação.

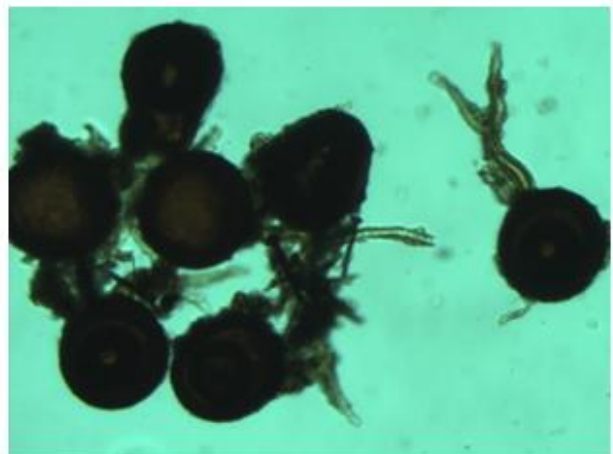
5. Possui 13 espécies descritas.

8. APÊNDICE

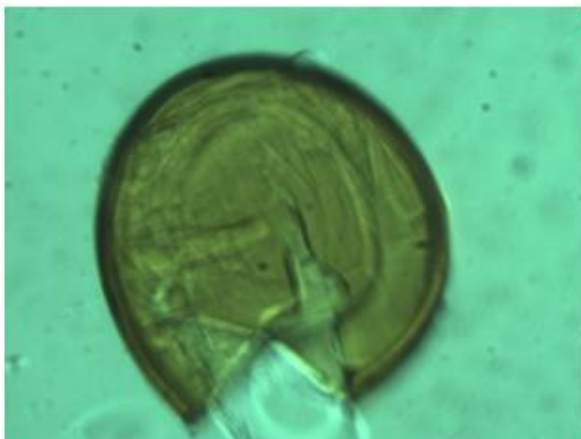
Apêndice 1. Gêneros e Espécies de Fungos Micorrízicos Arbusculares encontrados nas áreas de estudo



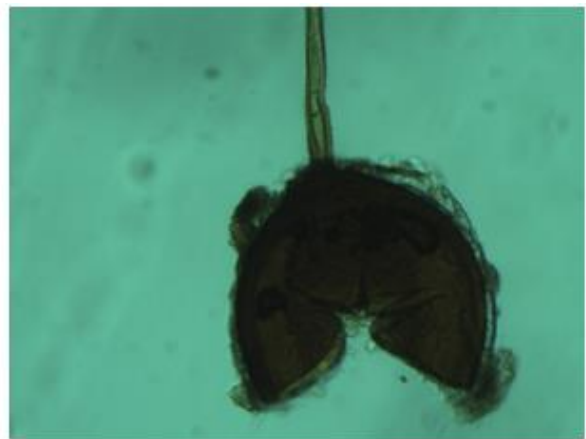
Gigaspora rosea



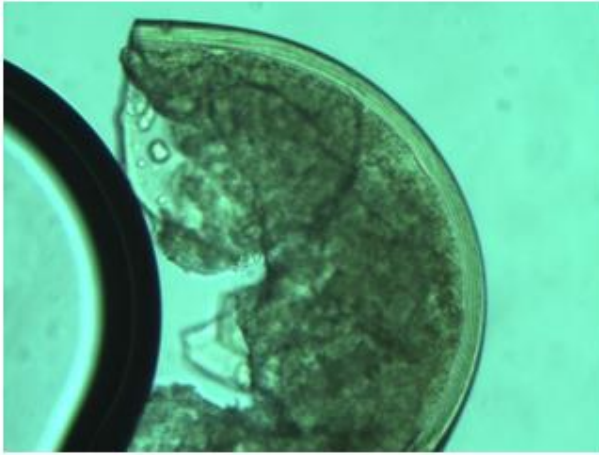
Glomus sp.



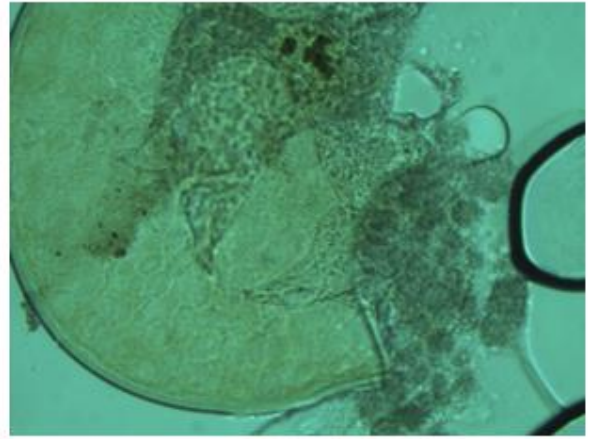
Acaulospora mellea



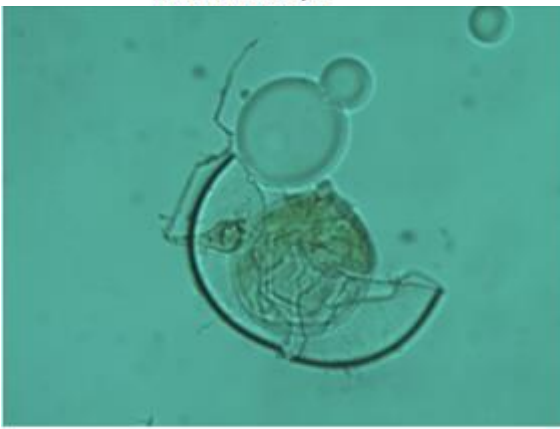
Glomus sp. 3



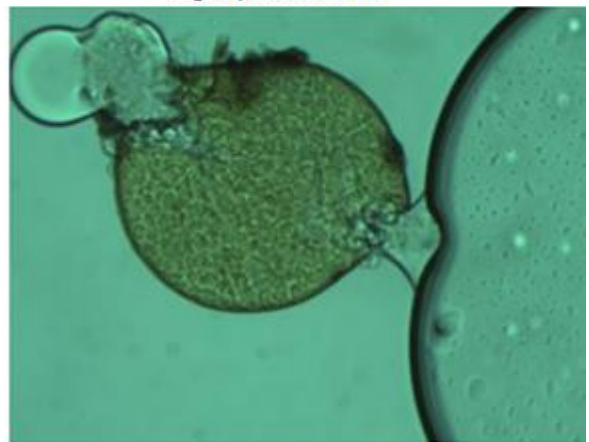
Racocetra sp.



Gigaspora albida



Scutellospora calospora



Racocetra fulgida