

UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA

Otavio Silva Mello

**ATIVIDADE MICORRIZICA ARBUSCULAR EM SOLO DO BIOMA CERRADO
SOB DIFERENTES SISTEMAS DE USO**

**Monte Carmelo – MG
2017**

UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA

Otavio Silva Mello

**ATIVIDADE MICORRÍZICA ARBUSCULAR EM SOLO DO BIOMA CERRADO
SOB DIFERENTES SISTEMAS DE USO**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao curso de Agronomia, Campus Monte Carmelo, da Universidade Federal de Uberlândia, como parte dos requisitos necessários para obtenção do grau de Engenheiro Agrônomo.

Orientador: Prof. Dr. Edmar Isaias de Melo

**Monte Carmelo – MG
2017**

Otavio Silva Mello

**ATIVIDADE MICORRÍZICA ARBUSCULAR EM SOLO DO BIOMA CERRADO
SOB DIFERENTES SISTEMAS DE USO**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao curso de Agronomia, Campus Monte Carmelo, da Universidade Federal de Uberlândia, como parte dos requisitos necessários para obtenção do grau de Engenheiro Agrônomo.

Monte Carmelo, 08 de Novembro de 2017.

Banca Examinadora

Prof. Dr. Edmar Isaías de Melo
Orientador

Prof. Dr. Ricardo Falqueto Jorge
Membro da Banca

Msc. Igor Forigo Beloti
Membro da Banca

**Monte Carmelo – MG
2017**

AGRADECIMENTOS

A Deus, grande arquiteto da vida; que me deu vida, saúde e força para que eu pudesse chegar até aqui. Agradeço e louvo sempre!

*Pouco conhecimento faz com que as criaturas se sintam orgulhosas.
Muito conhecimento, que se sintam humildes.
É assim que as espigas sem grãos erguem desdenhosamente a cabeça
para o céu enquanto que as cheias abaixam para terra, sua mãe.*

Leonardo Da Vinci

RESUMO

A qualidade do solo é definida como a capacidade dos solos exercerem suas funções no ecossistema, sendo considerada uma boa ferramenta para estudo e planejamento de usos sustentáveis da terra. Ainda que muitos dos atributos químicos e físicos do solo necessários para o desenvolvimento vegetal estejam relacionados a processos bióticos. Com essa visão os microbiologistas têm voltado sua atenção para a biomassa microbiana do solo, a parte viva da matéria orgânica, que além de armazenar nutrientes pode servir como indicador rápido de mudanças no solo, refletindo a sensibilidade da microbiota às inúmeras interferências do homem nos ecossistemas. O presente trabalho objetivou quantificar a atividade de fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) nativos, adaptados às condições ambientais do cerrado mineiro em solos de sistemas agrícolas e de fragmentos de vegetação nativa do bioma cerrado. Esta simbiose, quando estabelecida favorece a absorção de nutrientes de baixa mobilidade, auxiliando na absorção de fósforo, e na mineralização da matéria orgânica, influenciando o desenvolvimento vegetal. Avaliou-se a porcentagem de colonização radicular em raízes de *Panicum miliaceum*, e a ocorrência de FMAs pelas seguintes metodologias: extração, contagem de esporos e avaliação da colonização radicular pelo método do Número Mais Provável (NMP). Os resultados mostraram que o manejo adequado, propiciou a conservação da microbiota do solo, tanto nos locais de cultivo, quanto nos locais de vegetação nativa.

PALAVRAS - CHAVE: Cerrado, Fungos Micorrízicos, Sistemas Agrícolas.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	5
2. MATERIAIS E MÉTODOS.....	7
2.1 Descrição das áreas de estudo e amostragem.	7
2.2 Ocorrência de fungos micorrizos.....	8
2.2.1 Porcentagem de colonização.....	8
2.2.2 Densidade de esporos	9
2.3 Estimativas da densidade de propágulos infectivos pela técnica do NMP	9
3. RESULTADOS E DISCUSSÃO	12
3.1 Ocorrência de Fungos Micorrízicos Arbusculares	12
3.2 Estimativa da densidade de propágulos infectivos pela técnica do NMP	13
4. CONCLUSÃO	18
5. REFERÊNCIAS	19

1. INTRODUÇÃO

Os solos contribuem para as necessidades humanas básicas, como alimentos, água e suprimentos de ar, e são grandes responsáveis pela manutenção da biodiversidade no planeta. A sustentabilidade e a qualidade do solo são questões-chave para resolver grandes desafios da sociedade, tais como a segurança alimentar, recursos hídricos, biodiversidade (VINCENT et al., 2014)

A qualidade do solo foi definida por muitos autores e se refere a capacidade de um solo em funcionar, dentro de limites do ecossistema, para sustentar a produtividade vegetal e animal, para manter ou melhorar a qualidade da água e do ar, e apoiar a instalação e saúde animal (GARRIGUES et al., 2012). Está relacionada a serviços ecossistêmicos, como purificação e regulação de água doce, produção de alimentos, manutenção de funções globais do ecossistema, etc (VIDAL LEGAZ et al., 2017). A avaliação dos parâmetros físico-químicos incluindo parâmetros de fertilidade e concentrações de contaminantes, indicam a qualidade do solo (JOIMEL et al., 2016). Por outro lado, os parâmetros biológicos do solo são também considerados indicadores de qualidade (CLUZEAU et al., 2012).

Ainda que muitos dos atributos químicos e físicos do solo necessários para o desenvolvimento vegetal estejam relacionados a processos bióticos, estudos recentes de qualidade de solo envolviam apenas indicadores químicos e físicos. Recentemente microbiologistas têm voltado sua atenção para a biomassa microbiana do solo, a parte viva da matéria orgânica, que além de armazenar nutrientes pode servir como indicador rápido de mudanças no solo, refletindo a sensibilidade da microbiota às inúmeras interferências do homem nos ecossistemas (SILVEIRA et al., 2006).

Dentre os microrganismos presentes no solo, podem ser destacados, os fungos micorrízicos arbusculares (FMAs). A simbiose de micorrízia arbuscular é um tipo evolutivamente de coexistência de plantas e fungos. Globalmente generalizada e presente em praticamente todos os solos, sendo estabelecida pela maioria das espécies de plantas existentes, incluindo muitas plantas de cultivo. Os fungos envolvidos na simbiose AM formam um grupo taxonômico e funcionalmente bem delimitado (KIRKPATRICK et al., 2014), com uma multiplicidade de papéis importantes e bem documentados em fluxos de nutrientes e carbono do ecossistema, bem como manutenção de diversidade e resiliência do ecossistema (LENDENMANN et al., 2011).

Os FMAs são um importante componente do solo em agroecossistemas à medida que formam uma simbiose com a maioria das plantas terrestres e são reguladores de vários

processos ecossistêmicos (GIANINAZZI et al., 2010). Um dos principais As funções da simbiose AM envolvem a troca bidirecional de nutrientes entre o fungo e a planta hospedeira, o que melhora absorção de nutrientes pelo hospedeiro. Outros importantes serviços ecossistêmicos fornecidos pelos fungos AM incluem: proteção das plantas hospedeiras contra estresse biótico e abiótico; absorção por parte da planta de compostos de carbono, contribuição para a atividade biológica e ciclagem de matéria orgânica no solo (PATERSON et al., 2016); promoção da melhoria da estrutura do solo e estabilidade agregada (RILLIG; MUMMEY, 2006).

Na maioria dos solos, as comunidades de fungos AM são compostas por dezenas de espécies ou filótipos moleculares (MOORA et al., 2014; KOHOUT et al., 2015) e demonstrou-se que a composição e / ou atividade da comunidade fúngica AM (expressa, por exemplo, como a intensidade da colonização da raiz do hospedeiro ou o desenvolvimento de redes de hifas AM no solo) pode depender de fatores como propriedades do solo, clima, relevo e práticas de manejo, como fertilização mineral, rotação de culturas e plantio direto (MOORA et al., 2014; (SÄLE et al., 2015; SOUDZILOVSKAIA et al., 2015).

Existe, portanto, uma necessidade de entender como as práticas de manejo e o uso e ocupação do solo influenciam a simbiose e a composição da comunidade de fungos MA. Vários estudos demonstraram como as atividades antropogênicas podem alterar comunidades de fungos MA em solos sob cultivos (XIANG et al., 2014). Por exemplo, a adubação nitrogenada (N) pode reduzir o pH do solo, um importante para composição da comunidade de fungos MA (BAINARD et al., 2014; DE BEENHOUWER et al., 2015) e o uso de herbicidas e fungicidas (JIN; GERMIDA; WALLEY, 2013; SHENG; HAMEL et. al, 2012) também influenciam a comunidade de FM de forma negativa. A comunidade de plantas é outro fator que pode moldar as comunidades de fungos MA, onde a composição das comunidades de MA é um subproduto da comunidade de plantas (ANTONINKA; REICH; JOHNSON, 2011; BAINARD et al., 2014; BORRELL et al., 2017).

Desta forma, o trabalho objetivou avaliar a atividade de FMAs nativos, adaptados às condições ambientais do cerrado mineiro em solos de sistemas agrícolas e de fragmentos de vegetação nativa do bioma cerrado.

2. MATERIAIS E MÉTODOS

2.1 Descrição das áreas de estudo e amostragem.

O trabalho foi realizado na região de Irai de Minas (MG). Amostras de solo foram coletadas em quatro áreas (Área 1- fragmento de vegetação nativa do bioma cerrado; Área 2- Cultivo de milho verão; Área 3- Cultivo de soja e sorgo em **rotação**; Área 4- Cultivo milho e sorgo em rotação). As áreas estão localizadas nas seguintes coordenadas na Figura 1: (Área 1 $\square$ 19°1'30" de latitude sul, 47°33'44" de longitude oeste); (Área 2 $\square$ 19°2'45" de latitude sul, 47°33'33" de longitude oeste); (Área 3 $\square$ 19°0'25" de latitude sul, 47°32'42" de longitude oeste); (Área 4 $\square$ 19°1'32" de latitude sul, 47°33'46" de longitude oeste). Em cada área foram selecionadas quatro parcelas (P1, P2, P3, P4; de 100 m² cada), onde em cada parcela foram coletadas dez sub amostras na profundidade de 0 a 20 cm que foram homogeneizadas resultando em quatro amostras de cada área. Foram priorizadas amostras de solo, com presença de raízes finas, objetivando a avaliação de colonização radicular.

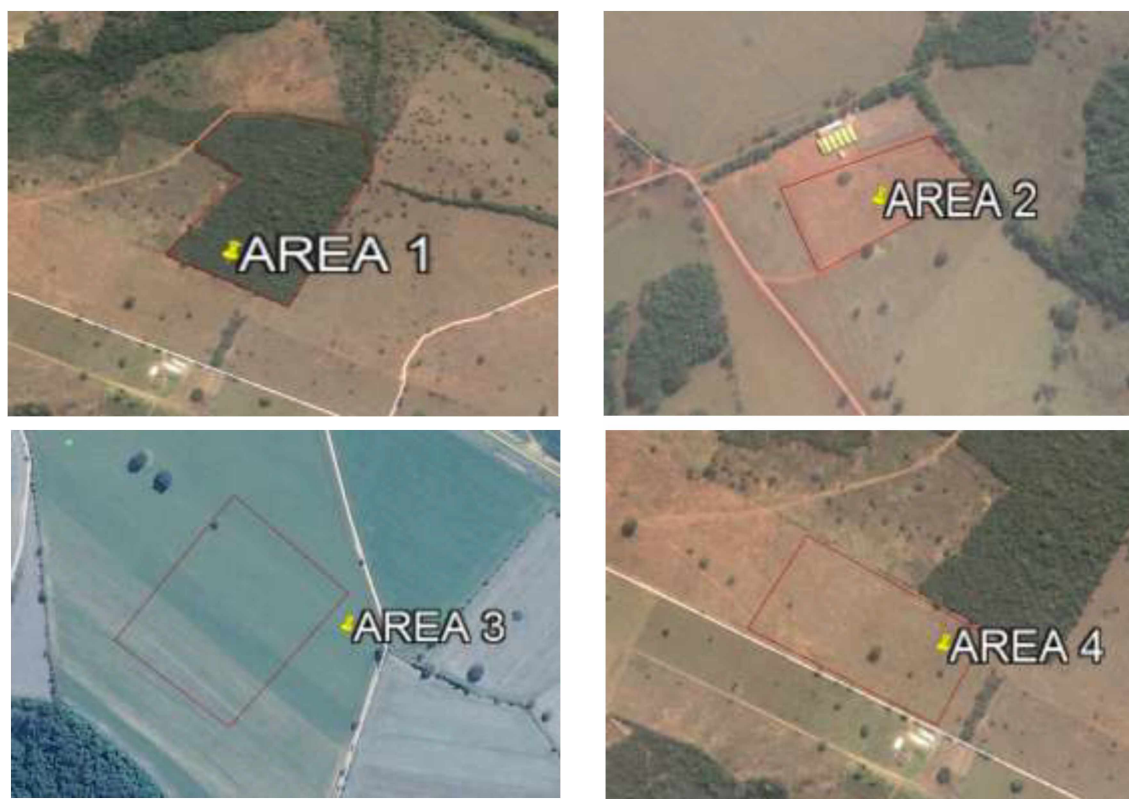


Figura 1. Imagens das áreas com vegetação nativa do bioma cerrado; cultivo de milho verão; cultivo de soja e sorgo em rotação; cultivo milho e sorgo em rotação. **Fonte:** Google Earth, 2017.

2.2 Ocorrência de fungos micorrizos

A ocorrência de FMAs serão avaliada pelas seguintes metodologias: extração e contagem de esporos (GERDEMANN & NICOLSON, 1963); avaliação da colonização radicular (GIOVANNETTI & MOSSE, 1980).

2.2.1 Porcentagem de colonização

A porcentagem de colonização radicular foi realizada em raízes de *Panicum miliaceum*, como parâmetro para avaliação do número de propágulos infectivos pelo método do Número Mais Provável (NMP). As raízes foram previamente lavadas, colocadas em cassetes para biópsias e imersas em KOH 10% por uma noite. Depois foram aquecidas a 60°C em KOH 10% por 10 minutos para clarificação. As raízes foram lavadas com água destilada e em seguida imersas em H₂O₂ 15% por 10 segundos. Após clarificação as estruturas fúngicas foram coradas por 3 minutos a 90°C em solução com tinta de caneta comercial Parker® 5%, ácido acético 5% e lactoglicerol 10%. Para avaliação da intensidade de colonização radicular foram preparadas lâminas de microscopia contendo 10 segmentos de raiz de aproximadamente 1 cm e analisadas em microscópio óptico (Nikon-Eclipse E100). Foram atribuídas notas de 0 a 100, conforme ocupação da área radicular pelas estruturas fúngicas (BETHLENFALVAY ET AL., 1981).

A técnica do NPM de Propágulos Infectivos baseia-se na avaliação dos propágulos infectivos em diluições seriadas até sua extinção. Os valores preditos pela técnica são estimativas da densidade de propágulos em um meio adequado ao crescimento do organismo sob análise. Ao se diluir sucessivamente uma amostra, após cada diluição, o número de propágulos sofre decréscimo exponencial proporcional ao fator de diluição empregado.

A análise do bioensaio do NMP para os FMAs, de acordo com Porter (1979), é baseada exclusivamente na observação da presença ou ausência de estruturas fúngicas típicas de FMAs (Figura 1) nas raízes da planta hospedeira (*P. miliaceum*) ao longo das diluições.

A estimativa da densidade de propágulos infectivos das amostras foi calculada conforme Porter (1979), aplicando a equação 1 e os resultados dos conjuntos de diluições descritos nas tabelas 3, 4, 5, 6, 7 e 8.

$$\log \Omega = x \log a - K \quad \text{equação} \quad 01$$

Onde Ω é o número de propágulos infectivos, x é a média do número de tubetes com infecção positiva (tabela 1).

$$\text{assim, } x = \frac{\text{Número total de tubetes infectados}}{\text{Número repetições por diluições}}$$

- ✓ $y = s - x$, onde o “y” é necessário para definir o valor e “K” na Fisher e Yates (1971) para os valores determinados de “x” e “y”. O “s” é o número de níveis de diluição, onde o primeiro é o 4^{-1} e o último 4^{-8} .
- ✓ “a” é o fator de diluição cujo valor é 4
- ✓ K é encontrado na Tabela 2 de Fisher e Yates (1971) para os valores determinados de x e y (Tabela 1).

2.2.2 Densidade de esporos

Amostras de solo da rizosfera áreas com vegetação nativa do bioma cerrado; cultivo de milho verão; cultivo de soja e sorgo em rotação; cultivo milho e sorgo em rotação de vegetação nativa do bioma cerrado foram avaliadas quanto à densidade de esporos de FMA. A extração de esporos seguiu metodologia descrita por Gerdemann & Nicolson, (1963). Uma porção de 50 g proveniente do solo rizosférico em estudo foi lavada por três vezes com água de torneira e peneirada em malhas de 0,85 mm e 0,035 mm. O material retido na peneira de malha 0,035 mm foi transferido com água destilada para tubo de centrífuga e centrifugado durante 3 min a 1500g. O sobrenadante foi descartado uma solução de sacarose a 70% foi acrescentada e o material sedimentado foi agitado com a finalidade de tornar os esporos suspensos na solução. Em seguida foi realizada a centrifugação por 2 min a 700g. O sobrenadante foi passado em peneira de 0,035 mm e o material retido foi transferido para placa de Petri para verificação da quantidade de esporos, realizada em Lupa (Nikon –YF100).

2.3 Estimativas da densidade de propágulos infectivos pela técnica do NMP

As amostras que apresentaram maiores valores de densidade de esporos foram utilizadas no bioensaio para determinação do Número de propágulos infectivos (NPI) pelo método do NMP, conforme metodologia descrita em circular técnica nº 2 da EMBRAPA (1998). Como planta teste foi utilizada o painço (*P. miliaceum* L.), cultivado em casa de vegetação, por um período de doze semanas.

As quantidades e respectivas proporções de amostra teste foram ajustadas para o uso em tubetes empregados para crescimento de mudas (40 mL). A seguinte nomenclatura foi adotada: amostra de solo estéril e amostra de solo autoclavado. Assim, as diluições para avaliação do número de propágulos infectivos pelo método NMP foi realizada pela mistura,

em proporções pré-estabelecidas, em unidade de massa, da amostra de solo estéril e solo autoclavado, em diluição seriada. O restante do volume do recipiente (tubete) é preenchido com solo estéril e areia estéril.

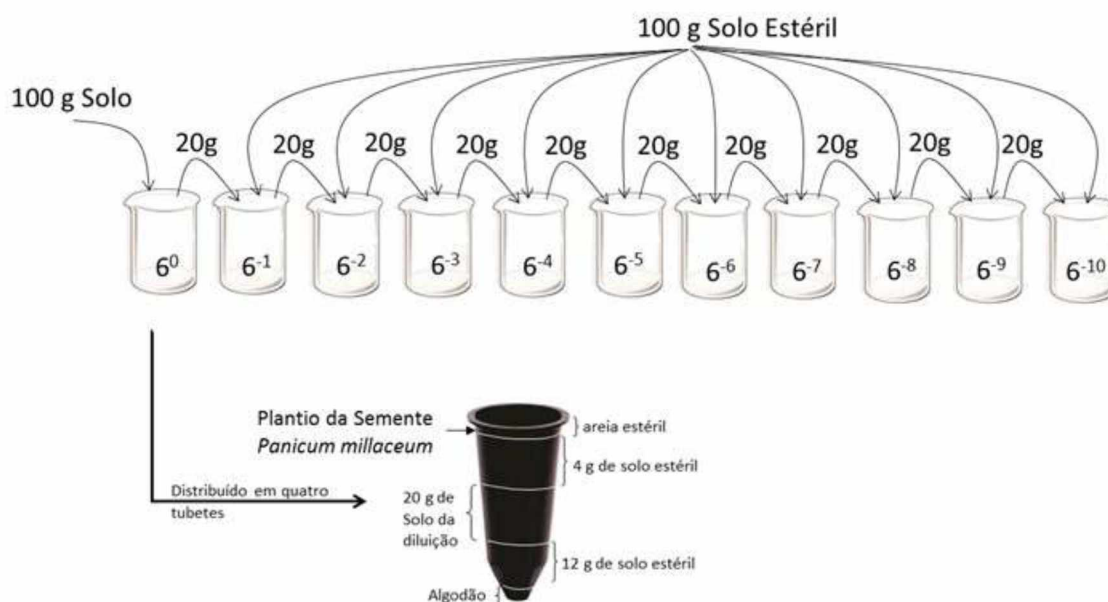


Figura 2. Procedimento de diluição (A) e preenchimento dos tubetes (B) para avaliação do número de propágulos infectivos pelo método NMP. **Fonte:** Melo, 2017.

O solo estéril tem duas funções, de acordo com a disposição no tubete: na parte superior compõe a camada para germinação das sementes, ou transplante das plântulas e tem a função de reduzir contaminações; na parte inferior é o meio para desenvolvimento da micorrização. O solo estéril foi preparado misturando o solo de barranco, com características físico-químicas semelhantes ao solo da área em avaliação, Latossolo vermelho, com areia na proporção 1:1 (v:v). Na mistura foi adicionado uma fonte de fósforo insolúvel em água, como rocha fosfática moída, na proporção de 600 mg de P por quilo de substrato, na forma de super fosfato simples. A desinfestação do solo, usado no preparo do solo estéril foi realizada por autoclavagem em recipientes metálicos, na temperatura de 121°C e pressão de 1,5 atm, em dois períodos de duas horas cada, em dias alternados. Após a autoclavagem, o substrato foi seco em estufa na temperatura de 105°C até atingir massa constante.

Os tubetes foram devidamente identificados e o orifício inferior dos mesmos, vedado, colocando um tampão de algodão, com objetivo de evitar perda de material. Foram

pesados em balança semi-analítica dez porções de 100 g de “solo da diluição”. Efetuou a determinação do teor de umidade do “solo teste”, a 105 ° C por 24hs em estufa de secagem. Foram pesados, 20 gramas do “solo teste” e acrescentou-se 100 gramas de “solo estéril”, e a mistura foi homogeneizada, constituindo assim diluição 6^{-1} . Em seguida, foi medido 20 g de amostra da diluição 6^{-1} e acrescentou-se a segunda porção de 100 g de “solo estéril”, homogeneizando-se constituindo a diluição 6^{-2} . Foi efetuado similarmente, até a diluição 6^{-10} . Posteriormente, em cada tubete, foi colocado 12g de “solo estéril”, e foi adicionado 20g da diluição sobre a camada de “solo estéril”. Adicionou-se uma nova camada de 4g de “solo estéril” sobre a camada da diluição. Foi semeado 3 a 6 sementes de “painço” (*P. miliaceum* L.) por tubete, em seguida adicionou-se uma camada de areia estéril. Em seguidas, procedeu-se a irrigação com água destilada e os tubetes foram levados para casa de vegetação, onde ficaram dispostos em ordem crescente, das diluições e não de forma casualizada. Essa disposição foi necessária para diminuir a chance de contaminação.

Após três semanas, o bioensaio, foi avaliado quanto ao número de propágulos infectivos, em específico a porcentagem de colonização radicular por FMAs nativos conforme metodologia descrita por Potter (1979), fundamentando-se exclusivamente na observação da presença ou ausência de estruturas fúngicas típicas de FMAs nas raízes da planta hospedeira ao longo das diluições, obtendo-se, desta forma, a estimativa da densidade de propágulos infectivos totais.



Figura 3 - Experimento para avaliação do número de propágulos infectivos pelo método do NMP. **Fonte:** Mello, 2017.

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1 Ocorrência de Fungos Micorrízicos Arbusculares

As amostras de raízes de leguminosas e da vegetação nativa de fragmentos do bioma cerrado e amostras de solo foram avaliadas quando a colonização por fungo micorriza arbuscular. Dentre as estruturas visualizadas, as hifas intercelulares e intracelulares e os esporos foram as mais comuns (Figura 1 e 2).

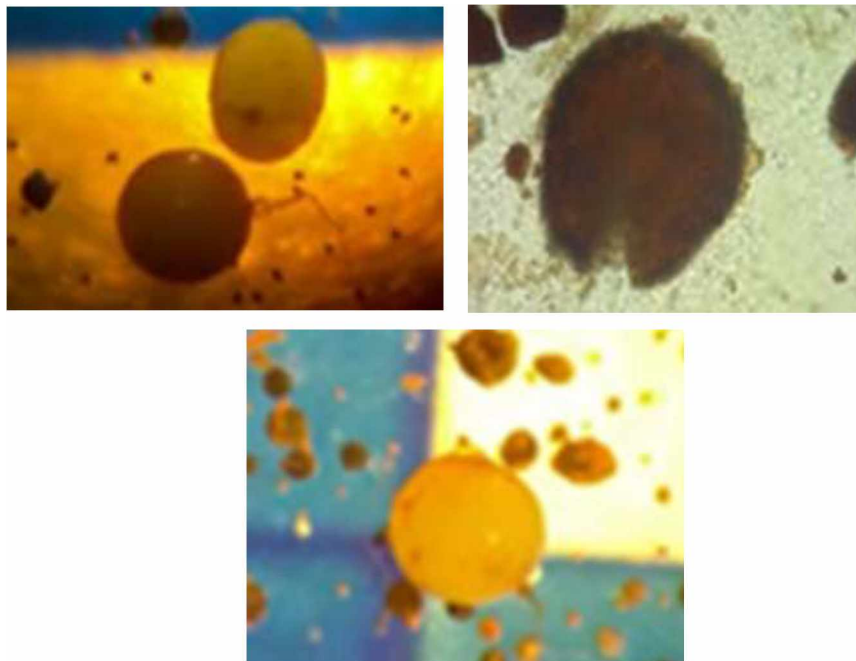


Figura 4. Exemplares de esporos de FMA encontrados nas amostras de solo. **Fonte:** Mello, 2017.

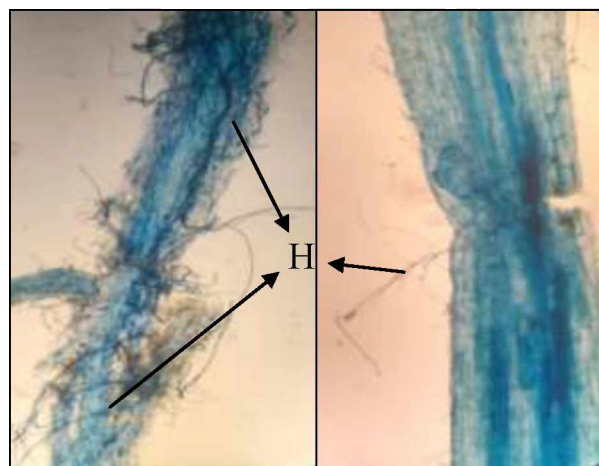


Figura 5. , Exemplares de raiz encontradas nas amostras de solo colonizadas com FMA, onde “H” significa hifas. **Fonte:** Mello, 2017.

Os resultados de porcentagem de colonização radicular estão apresentados na tabela a seguir (tabela 4).

Tabela 1- colonização radicular e densidade de esporos em diferentes sistemas agrícolas.

Tratamentos	Colonização radicular / %	Densidade de Esporos (nº de esporos / 50 g de solo)
SS	20,0 b	34 a
MV	32,5 ab	36 a
MS	40,0 ab	37 a
CE	55,0 a	52 a
CV(%)	38,58	19,4

Médias seguidas pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$); CV(%) = coeficiente de variação; SS = soja / sorgo; MV = milho verão; MS = milho / sorgo; CE = cerrado.

Os resultados mostraram que a densidade de esporos em diversos solos com cultivos de diferentes sistemas agrícolas aumenta na esporulação dos esporos e é benéfica para um aumento maior nas hifas presentes nas raízes das plantas aumentando assim a rizosfera para maior aumento na absorção de água e nutrientes essenciais para planta para que possa possibilitar um maior crescimento e maior produção. Em relação à porcentagem de colonização radicular os resultados mostraram que o manejo correto das áreas onde se cultiva milho verão e soja rotacionada com milheto não diferiu significativamente quando comparado com o cerrado fazendo com que os bioindicadores de qualidade de solo presentes no cerrado estejam preservados nessas áreas onde se faz um bom manejo.

3.2 Estimativa da densidade de propágulos infectivos pela técnica do NMP

Tabela 2- Valores de K correspondentes aos valores de x e y. Extraído da Tabela de Fisher e Yates para o fator de diluição de quatro vezes e para seis ou mais níveis de diluição.

X	Valor de K	Valor de y	Valor de K
0,4	0,707	3,5	0,550
0,6	0,618	3,0	0,548
0,8	0,577	2,5	0,545
1,0	0,559	2,0	0,537
1,5	0,555	1,5	0,522
2,0	0,553	1,0	0,488
2,5	0,552	0,8	0,464
		0,6	0,431
		0,4	0,375

Se $x > 2,5$ ou alternativamente $y > 3,5$ o valor de K a ser aplicado será 0,552. Extraído de Sieverding (1991).

Tabela 3- Resultados da análise de um conjunto de diluições baseado na colonização micorrízica, onde $a = 6$, $n = 4$ e $s = 10$, para amostra teste de solo da rizosfera da área de cerrado.

Diluições	Repetições				Soma dos infectados
	1	2	3	4	
6^{-0}	+	NG	+	+	3
6^{-1}	+	+	+	NG	3
6^{-2}	+	+	+	+	4
6^{-3}	-	+	NG	+	2
6^{-4}	NG	+	+	NG	2
6^{-5}	+	+	-	+	3
6^{-6}	+	+	NG	NG	2
6^{-7}	NG	-	-	-	0
6^{-8}	NG	-	-	NG	0
6^{-9}	NG	NG	-	NG	0
6^{-10}	-	-	-	-	0
Total de tubetes com colonização positiva					19

NG: Não Germinado.

Tabela 4- Resultados da análise de um conjunto de diluições baseado na colonização micorrízica, onde $a = 6$, $n = 4$ e $s = 10$, para amostra teste de solo da rizosfera da área de milho verão P1.

Diluições	Repetições				Soma dos infectados
	1	2	3	4	
6^{-0}	NG	+	+	+	3
6^{-1}	NG	+	NG	+	2
6^{-2}	+	-	+	+	3
6^{-3}	-	+	+	+	3
6^{-4}	+	NG	NG	+	2
6^{-5}	-	NG	-	+	1
6^{-6}	-	+	-	-	1
6^{-7}	-	-	-	+	1
6^{-8}	NG	NG	-	-	0
6^{-9}	-	-	-	-	0
6^{-10}	-	-	-	-	0
Total de tubetes com colonização positiva					16

NG: Não Germinado.

Tabela 5- Resultados da análise de um conjunto de diluições baseado na colonização micorrízica, onde $a = 6$, $n = 4$ e $s = 10$, para amostra teste de solo da rizosfera da área de milho verão P4.

Diluições	Repetições				Soma dos infectados
	1	2	3	4	
6^{-0}	NG	+	NG	+	2
6^{-1}	NG	+	+	+	3
6^{-2}	+	+	NG	+	3
6^{-3}	NG	+	NG	+	2
6^{-4}	-	+	+	+	3
6^{-5}	+	-	NG	NG	1
6^{-6}	+	-	-	NG	1
6^{-7}	NG	+	-	-	1
6^{-8}	-	-	-	-	0
6^{-9}	-	-	NG	-	0
6^{-10}	-	-	-	-	0
Total de tubetes com colonização positiva					16

NG: Não Germinado.

Tabela 6- Resultados da análise de um conjunto de diluições baseado na colonização micorrízica, onde $a = 6$, $n = 4$ e $s = 10$, para amostra teste de solo da rizosfera da área de soja/sorgo P1.

Diluições	Repetições				Soma dos infectados
	1	2	3	4	
6^{-0}	NG	+	+	+	3
6^{-1}	+	NG	+	NG	2
6^{-2}	+	+	+	+	4
6^{-3}	NG	+	+	NG	2
6^{-4}	+	-	+	+	3
6^{-5}	+	NG	+	+	3
6^{-6}	+	+	-	NG	2
6^{-7}	+	-	+	NG	2
6^{-8}	+	-	-	NG	1
6^{-9}	+	-	-	+	2
6^{-10}	-	NG	+	+	2
Total de tubetes com colonização positiva					26

NG: Não Germinado.

Tabela 7- Resultados da análise de um conjunto de diluições baseado na colonização micorrízica, onde $a = 6$, $n = 4$ e $s = 10$, para amostra teste de solo da rizosfera da área de soja/sorgo P3.

Diluições	Repetições				Soma dos infectados
	1	2	3	4	
6^{-0}	NG	NG	+	NG	1
6^{-1}	NG	+	+	NG	2
6^{-2}	+	NG	NG	+	2
6^{-3}	+	-	+	+	3
6^{-4}	+	+	+	+	4
6^{-5}	+	+	-	+	3
6^{-6}	-	+	-	+	2
6^{-7}	-	NG	-	+	1
6^{-8}	NG	+	-	NG	1
6^{-9}	-	+	+	-	2
6^{-10}	NG	-	-	+	1
Total de tubetes com colonização positiva					22

NG: Não Germinado.

Tabela 8- Resultados da análise de um conjunto de diluições baseado na colonização micorrízica, onde $a = 6$, $n = 4$ e $s = 10$, para amostra teste de solo da rizosfera da área de milho/sorgo P3.

Diluições	Repetições				Soma dos infectados
	1	2	3	4	
6^{-0}	+	NG	NG	+	2
6^{-1}	NG	+	+	NG	2
6^{-2}	NG	+	+	-	2
6^{-3}	+	NG	NG	+	2
6^{-4}	-	NG	-	-	0
6^{-5}	NG	-	-	-	0
6^{-6}	+	+	+	+	4
6^{-7}	-	NG	-	-	0
6^{-8}	-	-	+	+	2
6^{-9}	NG	+	-	+	2
6^{-10}	-	-	+	+	2
Total de tubetes com colonização positiva					18

NG: Não Germinado.

Tabela 9- Resultados da análise de um conjunto de diluições baseado na colonização micorrízica, onde $a = 6$, $n = 4$ e $s = 10$, para amostra teste de solo da rizosfera da área de milho/sorgo P4.

Diluições	Repetições				Soma dos infectados
	1	2	3	4	
6^{-0}	+	+	NG	NG	2
6^{-1}	+	+	NG	NG	2
6^{-2}	+	+	NG	NG	2
6^{-3}	+	NG	-	+	2
6^{-4}	-	+	+	+	3
6^{-5}	+	NG	NG	NG	1
6^{-6}	+	NG	+	-	2
6^{-7}	NG	-	+	+	2
6^{-8}	-	+	-	-	1
6^{-9}	-	-	-	-	0
6^{-10}	-	-	-	NG	0
Total de tubetes com colonização positiva					17

NG: Não Germinado.

O resultado descritos na tabela 9 correspondem a estimativa da densidade de propágulos infectivos totais calculados com base na equação 01.

Tabela 10- Número Mais Provável (NMP) de propágulos infectivos de FMA.g⁻¹ de solo.

Área	Solo da rizosfera	NMP de propágulos infectivos / g ⁻¹	Média do NMP de propágulos infectivos / g ⁻¹
1	Cerrado	69,7	69,7
2	Milho Verão	18,2	18,2
	Milho Verão	18,2	
3	Soja/Sorgo	1610,0	939,2
	Soja/Sorgo	268,4	
4	Milho/Sorgo	44,7	36,7
	Milho/Sorgo	28,6	

O NMP de propágulos infectivos, em amostras de solo provenientes das áreas de diferentes formas de manejo do solo, revelou que os fungos nativos presentes no solo sob cultivo de MV apresentaram baixa infectividade (18,2propágulos g⁻¹) enquanto que valores mais elevados foram encontrados para os FMA do solo sob cultivo de SS (939,2 propágulos g⁻¹) e os FMA do solo sob cultivo de MS (36,7 propágulos g⁻¹) frente ao potencial de

infectividade de fungos do solo sob VCE (69,7 propágulos. g⁻¹). Amostras de solo com em área de SS estimularam maior colonização do fungo em relação as demais.

4. CONCLUSÃO

Os resultados obtidos no experimento mostraram que quando se usa um manejo adequado como os que foram realizados onde se cultivava milho verão, milho/sorgo não houve diferença significativa no aumento das hifas quando comparado ao cerrado, assim o manejo adequado e os FMA que são bioindicadores de qualidade de solo colaboram com a conservação da microbiota do solo e diversos outros fatores que são essenciais para sua conservação.

Os resultados do NPI pelo método do NMP mostraram que o sistema de cultivo Soja/Sorgo proporcionou uma seleção de FMAs com elevado potencial infectivo, sendo promissores no desenvolvimento de tecnologias que possam contribuir com o estabelecimento e desenvolvimento de mudas de espécies de interesse agrônomo.

5. REFERÊNCIAS

- ANTONINKA, A.; REICH, P. B.; JOHNSON, N. C. Seven years of carbon dioxide enrichment, nitrogen fertilization and plant diversity influence arbuscular mycorrhizal fungi in a grassland ecosystem. **The New phytologist**, v. 192, n. 1, p. 200–214, 2011.
- BAINARD, L. D. et al. Spatial and temporal structuring of arbuscular mycorrhizal communities is differentially influenced by abiotic factors and host crop in a semi-arid prairie agroecosystem. **FEMS Microbiology Ecology**, v. 88, n. 2, p. 333–344, 2014.
- BETHLENFALVAYET, G.J and Yoder, J.F. 1981. The Glyce. Glomus-Rhizobium symbols.
- BORRELL, A. N. et al. Fungal diversity associated with pulses and its influence on the subsequent wheat crop in the Canadian prairies. **Plant and Soil**, v. 414, n. 1–2, p. 13–31, 2017.
- CLUZEAU, D. et al. Integration of biodiversity in soil quality monitoring: Baselines for microbial and soil fauna parameters for different land-use types. **European Journal of Soil Biology**, v. 49, p. 63–72, 2012.
- DE BEENHOUWER, M. et al. Changing soil characteristics alter the arbuscular mycorrhizal fungi communities of Arabica coffee (*Coffea arabica*) in Ethiopia across a management intensity gradient. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 91, p. 133–139, 2015.
- FISHER, R. A; YATES, F. Tabelas estatísticas para pesquisa em biologia, medicina e agricultura. Sao Paulo; EDUSP/Polígono; 1971. 150 p.
- GARRIGUES, E. et al. Soil quality in Life Cycle Assessment: Towards development of an indicator. **Ecological Indicators**, v. 18, p. 434–442, 2012.
- GERDEMANN J.W; NICOLSON, T.H. Spores of mycorrhizae Endogene specoes extracted from soil by wet sieving and decarin. Transactions of the British Mycrogia. v6. p. 235-244.1963
- GIANINAZZI, S. et al. Agroecology: The key role of arbuscular mycorrhizas in ecosystem services. **Mycorrhiza**, v. 20, n. 8, p. 519–530, 2010.
- JIN, H.; GERMIDA, J. J.; WALLEY, F. L. Suppressive effects of seed-applied fungicides on arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) differ with fungicide mode of action and AMF species. **Applied Soil Ecology**, v. 72, p. 22–30, 2013.
- JOIMEL, S. et al. Physico-chemical characteristics of topsoil for contrasted forest,

agricultural, urban and industrial land uses in France. **Science of the Total Environment**, v. 545–546, p. 40–47, 2016.

KIRKPATRICK, D. S. et al. Correction for Kirkpatrick et al., Phosphoproteomic characterization of DNA damage response in melanoma cells following MEK/PI3K dual inhibition. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 111, n. 1, p. 562–563, 2014.

KOHOUT, P. et al. Niche partitioning in arbuscular mycorrhizal communities in temperate grasslands: A lesson from adjacent serpentine and nonserpentine habitats. **Molecular Ecology**, v. 24, n. 8, p. 1831–1843, 2015.

LENDENMANN, M. et al. Symbiont identity matters: Carbon and phosphorus fluxes between *Medicago truncatula* and different arbuscular mycorrhizal fungi. **Mycorrhiza**, v. 21, n. 8, p. 689–702, 2011.

MOORA, M. et al. Anthropogenic land use shapes the composition and phylogenetic structure of soil arbuscular mycorrhizal fungal communities. **FEMS Microbiology Ecology**, v. 90, n. 3, p. 609–621, 2014.

PATERSON, E. et al. Arbuscular mycorrhizal hyphae promote priming of native soil organic matter mineralisation. **Plant and Soil**, v. 408, n. 1–2, p. 243–254, 2016.

RILLIG, M. C.; MUMMEY, D. L. Mycorrhizas and soil structure - Rillig and Mummey 2006.pdf. **New Phytologist**, v. 171, p. 41–53, 2006.

SÄLE, V. et al. Impact of conservation tillage and organic farming on the diversity of arbuscular mycorrhizal fungi. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 84, p. 38–52, 2015.

SHENG, M.; HAMEL, C.; FERNANDEZ, M. R. Cropping practices modulate the impact of glyphosate on arbuscular mycorrhizal fungi and rhizosphere bacteria in agroecosystems of the semiarid prairie. **Canadian Journal of Microbiology**, v. 58, n. 8, p. 990–1001, 2012.

SODZILOVSKAIA, N. A. et al. Global patterns of plant root colonization intensity by mycorrhizal fungi explained by climate and soil chemistry. **Global Ecology and Biogeography**, v. 24, n. 3, p. 371–382, 2015.

VIDAL LEGAZ, B. et al. Soil quality, properties, and functions in life cycle assessment: an evaluation of models. **Journal of Cleaner Production**, v. 140, p. 502–515, 2017.

VINCENT, Q. et al. Assessment of derelict soil quality: Abiotic, biotic and functional

approaches. **Science of the Total Environment**, v. 613–614, p. 990–1002, 2014.

XIANG, D. et al. Land use influences arbuscular mycorrhizal fungal communities in the farming – pastoral ecotone of northern China. **New Phytologist**, v. 204, n. 4, p. 968–978, 2014.