



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SÃO CARLOS

CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS

**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGROECOLOGIA
E DESENVOLVIMENTO RURAL**

**FUNGOS MICORRÍZICOS COMO POTENCIAL BIOINDICADOR DE
QUALIDADE DO SOLO DE HORTAS URBANAS**

VITOR AMARAL SANCHES LUCAS

Araras

2022



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SÃO CARLOS
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGROECOLOGIA
E DESENVOLVIMENTO RURAL

FUNGOS MICORRÍZICOS COMO POTENCIAL BIOINDICADOR DE
QUALIDADE DO SOLO DE HORTAS URBANAS

VITOR AMARAL SANCHES LUCAS

ORIENTADOR: PROF. DR. RUBISMAR STOLF
CO-ORIENTADOR: PROF. DR. FABRÍCIO ROSSI

Dissertação apresentada ao Programa de
Pós-Graduação em Agroecologia e
Desenvolvimento Rural como requisito à
obtenção do título de MESTRE EM
AGROECOLOGIA E
DESENVOLVIMENTO RURAL

Araras
2022

FICHA CATALOGRÁFICA

Lucas, Vitor Amaral Sanches

Fungos micorrízicos como potencial bioindicador de qualidade do solo de hortas urbanas / Vitor Amaral Sanches Lucas -- 2023. 149f.
Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de São Carlos, campus Araras, Araras Orientador (a): Rubismar Stolf

Banca Examinadora: Anastácia Fontanetti, Sergio Miana de Faria, Victor Augusto Forti, Rafael Leandro de Figueiredo Vasconcellos

Bibliografia

1. Agroecologia e horta urbana. 2. Micorriza. 3. Manejo convencional. I. Lucas, Vitor Amaral Sanches. II. Título.

Ficha catalográfica desenvolvida pela Secretaria Geral de Informática
(SIn)

DADOS FORNECIDOS PELO AUTOR

Bibliotecário responsável: Maria Helena Sachi do Amaral - CRB/8 7083

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus, a força criadora de tudo e de todos nós que nos ampara muitas vezes de forma misteriosa.

Agradeço aos meus pais, que cederam a casa para a construção da estufa e apoio particularmente da minha mãe, Marcia Amaral Lucas, pela correção da parte escrita.

Agradeço a minha companheira Neiva Aparecida Rodrigues por me apoiar sempre, tanto na mão-de-obra, ajudando na confecção da estufa, no sistema de irrigação, no plantio das mudas de braquiária, quanto no emocional nas horas mais difíceis.

Agradeço à prefeitura de Osasco, por ceder o espaço da horta urbana orgânica para o desenvolvimento da minha dissertação, assim como o agricultor André de Souza Vieira, pela parceria no planejamento e execução das coletas.

Agradeço à Etec Dr. Celso Giglio (Osasco II – Vila dos Remédios) por disponibilizar a estrutura dos laboratórios para algumas das análises físico-químicas e biológicas do solo. Agradeço também ao meu Orientador, Prof. Dr. Rubismar Stolf e Coorientador, Prof. Dr. Fabrício Rossi pela paciência e empenho em ler e dar valiosas dicas na parte escrita do trabalho de dissertação.

Agradeço, ainda, meus colegas de turma (2021-2022) pelo companheirismo, dedicação, mesmo a distância e em especial a Yara Karolina Moura de Souza, Gilberto Machel e Tatiana, pelos desabafos e dicas em momentos de apreensão, assim como os demais colegas da turma pela convivência e simpatia.

Agradeço aos professores do curso de Pós-Graduação em Agroecologia e Desenvolvimento Rural pela competência, empenho e dedicação em nos doar os seus valiosos conhecimentos sobre esta área tão maravilhosa que é a Agroecologia.

Por fim, a presente pesquisa foi realizada com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – Brasil (CAPES) – Código de Financiamento 001.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	13
2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA.....	15
2.1. Agricultura Orgânica Urbana	15
2.2. Benefícios dos Inóculos de FMA na Agricultura Orgânica.....	18
2.3. Manejo Convencional e a Microbiota do Solo	20
2.4. Manejo Convencional sobre a Densidade de Esporos de FMA.....	21
2.5. Manejo Convencional e a Diversidade de Espécies de FMA	25
2.6. Distribuição da Biodiversidade de FMA nos Ecossistemas do Sudeste	29
2.7. Fatores que Interferem na Diversidade de Espécies de FMA.....	33
2.7.1. Fatores Bióticos que interferem na Diversidade de FMA	33
2.7.2 Fatores abióticos que interferem na diversidade de FMA	41
2.8. Identificação de FMA por Características Fenotípicas e Genotípicas	45
2.9. Índices de Diversidade e FMA	50
3. MATERIAIS E MÉTODOS.....	59
3.1. Descrição do Local do Estudo.....	59
3.2. Coleta das Amostras de Solo e Tratamentos Experimentais	60
3.4. Técnica do Cultivo Armadilha em Estufa.....	65
3.5. Extração, Contagem e Diversidade dos Esporos de FMA e Taxa de Colonização Micorrízica	66
3.6. Índices de Diversidade e Classificação Ecológica de Espécies de FMA	68
3.7. Análises Estatísticas	69
4. RESULTADOS	71
4.1. Análise Físico-química dos Solos	71
4.2. Densidade de Esporos de FMA	72
4.3. Colonização Micorrízica	75
4.4. Diversidade de Espécies de FMA	77
5. CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	92
ANEXO I.....	137

ÍNDICE DE TABELAS E QUADRO

- Quadro 1** – Revisão Bibliográfica sobre os princípios da sustentabilidade no contexto da agricultura.....**15-16**
- Quadro 2** – Função auxiliar dos FMA quando presentes em solo de agroecossistemas e ecossistemas naturais.....**18**
- Tabela 1** – Descrição taxonômica dos fungos micorrízicos arbusculares por gênero.....**28-29**
- Tabela 2** – Comparação das estratégias de sobrevivência baseado no sistema de classificação segundo Grime (C – competidoras; T – tolerantes ao estresse; R – Rústicas) entre os táxons de FMA.....**31**
- Tabela 3** – Resultados médios das análises físico-químicas de solo em pousio com vegetação de cobertura e baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e no solo impactado por revolvimento sem vegetação de cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB). As comparações entre as médias dos parâmetros físico-químicos foram realizadas por meio de ANOVA – Tukey (5%) e as letras indicam diferença significativa.....**69**
- Tabela 4** – Resultados médios das análises da incidência de radiação solar (Rad. Solar W/m²) e temperatura média (°C) do solo em pousio com vegetação de cobertura e baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e no solo impactado por revolvimento sem vegetação de cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB).....**69**
- Tabela 5** – Análise do Resíduo por meio do Teste de Normalidade de Shapiro-Wilk (p-valor <0,05) dos valores de Densidade de esporos de FMA / 50g de solo, no solo em pousio com vegetação de cobertura e baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e no solo impactado por revolvimento sem vegetação de cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB).....**69**
- Tabela 6** – Valores do Teste de Hipótese (Teste t) e Teste t de Comparação de Múltiplas Médias (LSD, com nível de significância 1%) da Densidade de Esporos de FMA / 50g de solo em pousio com vegetação de cobertura e baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e no solo impactado por revolvimento sem vegetação de cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB).....**70**

Tabela 7 – Comparação entre a média da densidade de esporos de FMA no solo em pousio com vegetação de cobertura e baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e no solo impactado por revolvimento sem vegetação de cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB). Os solos arados ficaram descobertos e sem vegetação por 14 dias sem precipitação..... **72**

Tabela 8 - Análise do Resíduo por meio do Teste de Normalidade de Shapiro-Wilk (p-valor <0,05) do solo em pousio com vegetação de cobertura e baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e no solo impactado por revolvimento sem vegetação de cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB). Os solos arados ficaram descobertos por 14 dias sem precipitação..... **72**

Tabela 9 – Valores do Teste de Hipótese (Teste t) e Teste t de Comparação de Múltiplas Médias (LSD, com nível de significância 1%) entre o solo em pousio com vegetação de cobertura e baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e no solo impactado por revolvimento sem vegetação de cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB)..... **72-73**

Tabela 10 – Comparação entre a média (ANOVA – Tukey a 5%) da Colonização Micorrízica em porcentagem (CM - %) presente no solo em pousio com vegetação de cobertura e baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e no solo impactado por revolvimento sem vegetação de cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB). Os solos revolvidos ficaram descobertos e sem vegetação por 15 dias sem precipitação..... **73**

Tabela 11 – Número de espécies de micorriza, por morfotipos, Frequência Relativa (FR), classificada por Zhang et al, 2004, Riqueza Específica (S), Classificação quanto à distribuição e ocorrência (Braun-Blanquet, 1979), Classificação quanto à Estratégia de Sobrevivência (GRIME, 1979 e adaptado por Chagnon et al., 2013), Frequência de Ocorrência (FO - %), Índice de Frequência Global Corrigida (IFG – C) (ZHANG et al, 2004 e adaptada por AGUDELO, 2016) no solo em pousio com vegetação de cobertura e baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e no solo impactado por revolvimento sem vegetação de cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB)..... **85-86**

Tabela 12 – Espécies indicadoras por meio do Índice de Valor Indicador Individual (IndVal) das espécies de FMA que estão associadas ao solo em pousio com vegetação de cobertura e baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e no solo impactado por revolvimento sem vegetação de cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB). Os valores em negrito são valores maiores que 40% de associação e com (*) indicam possíveis espécies com especificidade e fidelidade dentre os solos estudados.....**87-88**

Tabela 13 – Descrição da distribuição de espécies e gêneros de FMA na Região Sudeste nos Estados de Minas Gerais (MG), Espírito Santo (ES), Rio de Janeiro (RJ) e São Paulo (SP).....**134-136**

Tabela 14 – Distribuição e ocorrência das espécies de FMA na região sudeste em diferentes ecossistemas e coberturas vegetais.....**136-138**

ÍNDICE DE FIGURAS

- Figura 1** – Estratégia de sobrevivência das espécies de FMA de acordo com as plantas na classificação C-T-R demonstrando a mesma relação entre planta e fungo simbionte. O tamanho e quantidade de esporos estão representados pelas esferas cinza, assim como a quantidade de hifas extra e intra-radiculares (MER e MIR) em cada estratégia.....**38**
- Figura 2** – Árvore filogenética evidenciando ordem, família e gêneros dos FMAs, por meio de análise moleculares de rDNA (SSU – 18S; ITS 1 – 5,8S – ITS 2; e /ou LSU – 28S).....**46**
- Figura 3** – Ciclo parassexual em FMA, desde a plasmogamia até a haploidização e perda gradual de cromossomos por sucessivas mitoses.....**47**
- Figura 4** – Imagem aérea do terreno linear da horta urbana (10m x 200m) no município de Osasco – SP (Bairro I.A.P.I).....**57**
- Figura 5** – Condição nativa da vegetação do terreno antes da implantação da horta orgânica urbana (estágio de sucessão secundária de hábito, herbáceo, gramíneas, arbustos e árvores de médio e grande porte).....**58**
- Figura 6** – Exemplo de delimitação das áreas e pontos de coleta das alíquotas de solo dos tratamentos A, B e C.....**61-62**
- Figura 7** – Estufa utilizada no cultivo-armadilha (A) com no solo em pousio com vegetação de cobertura e baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e no solo impactado por revolvimento sem vegetação de cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB) cultivado com *Brachiaria decumbens* como planta-isca. (B) sacos de cultivo após três meses de cultivo e um mês de estresse hídrico para estimular a esporulação dos FMA.....**64**
- Figura 8** – Distribuição da abundância das espécies de FMA presentes no solo em pousio com vegetação de cobertura e baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e no solo impactado por revolvimento sem vegetação de cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB). Os valores do ajuste (R^2) e equação da curva estão demonstrados em cada gráfico.....**75-76**
- Figura 9** – Densidade total de esporos e Riqueza espécies de FMA presentes no solo em pousio com vegetação de cobertura e baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e no solo impactado por revolvimento sem vegetação de cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB). Comparação entre as médias foi realizada por meio de ANOVA (Tukey 5%) com 5 repetições.....**77**

Figura 10 – Comparação entre os Índices de Margalef, Índices de Diversidade de Shannon-Wiener, Índice de Dominância de Simpson e Equitabilidade de Pielou (J) das espécies de FMA nos solos em pousio com vegetação de cobertura e baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e no solo impactado por revolvimento sem vegetação de cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB).....**80**

Figura 11 – Comparação dos Índices de Similaridade de Sorensen da diversidade de espécies de FMA entre os solos em pousio com vegetação de cobertura e baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e entre solos impactados por revolvimento sem vegetação de cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB).....**81**

Figura 12 – Índice de Frequência Global Corrigido (adaptado de Agudelo, 2016), das espécies de FMA em relação a sua distribuição nos solos em pousio e solos impactados com revolvimento.....**82**

Figura 13 – Análise Multivariada de Correlação de Pearson entre os parâmetros do solo (físico-químicos), densidade de esporos (n° esporos / 50g de solo), Colonização Micorrízica (CM - %) e Glomalina (PSRG-FE) em relação aos solos em pousio com baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e solos revolvidos com baixa incidência solar (SRB) e alta incidência solar (SRA).....**89**

Lista de Equações

Equação 1 – Índice de Margalef.....	50
Equação 2 – Índice de Shannon-Wiener.....	51
Equação 3 – Abundância Proporcional (pi)	51
Equação 4 – Índice de Equitabilidade de Dominância (ED)	51
Equação 5 – Índice de Shannon-Wiener no seu máximo valor possível.....	52
Equação 6 – Índice de Dominância de Simpson.....	52
Equação 7 – Índice de Similaridade de Sorensen.....	53
Equação 8 – Índice de Frequência Relativa.....	53
Equação 9 – Índice de Frequência de Ocorrência.....	54
Equação 10 – Índice de Frequência Global Corrigido.....	54
Equação 11 – Índice IndVal.....	55

FUNGOS MICORRÍZICOS COMO POTENCIAL BIOINDICADOR DE QUALIDADE DO SOLO DE HORTAS URBANAS

Autor: ESP. VITOR AMARAL SANCHES LUCAS

Orientador: PROF. DR. RUBISMAR STOLF

Coorientador: PROF. DR. FABRÍCIO ROSSI

RESUMO

A agricultura urbana orgânica contribui para a segurança alimentar da população. A aração e a gradagem são as técnicas mais usadas pelos agricultores familiares urbanos no preparo do solo para o plantio das culturas agrícolas de interesse. Porém, este tipo de manejo pode interferir em atributos físico-químicos e biológicos do solo contribuindo para a diminuição da produção. Nesta pesquisa, foi proposta a utilização de FMA como bioindicador na avaliação do impacto do revolvimento do solo em horta urbana. Os esporos de FMA foram capturados em campo e extraídos de quatro parcelas sendo duas de solos em pousio sob baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e duas de solos revolvidos sob alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB). Eles foram avaliados quanto à sua densidade e diversidade de FMA, seu potencial de infecção (Colonização Micorrízica) em cultivo-armadilha utilizando *Brachiaria decumbens*, além da Proteína do Solo Relacionado à Glomalina Facilmente Extraível (PSRG-FE). As espécies de FMA foram classificadas de forma ecológica quanto à distribuição de ocorrência, por meio da Frequência de Ocorrência (FO) e Índice de Frequência Global Corrigido (IFG-C), à estratégia de sobrevivência (Competidora, Tolerante ao Estresse e Resistente) e nível de esporulação por meio da Frequência Relativa (FR), além da diversidade alfa (Diversidade Específica, Índice de Margalef e Índice de Shannon-Wiener) e diversidade beta (Índice de Sorensen). Todos os parâmetros foram submetidos a cinco repetições e os resultados foram comparados por meio de ANOVA – Tukey 5%. Os resultados demonstraram que a técnica de manejo convencional (revolvimento) aumentou a densidade de esporos em SRB e não se alterou em SPB, SPA e SRA. Diminuiu a CM em SRA e não se alterou em SPB, SPA e SRB e o teor de PSRG-FE foi maior em solos revolvidos (SRA e SRB). Diminuiu a diversidade alfa (Índice de Shannon-Wiener) em SPB e SRB e se manteve em SPA e SRA, porém com espécies diferentes. Foram encontradas 39 espécies de FMA com 13 dominantes, 13 muito comuns, 10 comuns e 3 espécies raras. Por fim, a glomalina, a densidade de esporos e diversidade de espécies de FMA, foram ferramentas viáveis no estudo da qualidade do físico-química e microbiológica do solo após o impacto da aplicação da técnica de manejo por revolvimento em horta orgânica urbana.

Palavras-chave: Agroecologia; aração; densidade de esporos, diversidade micorrízica.

MYCORRHIZAL FUNGI AS A PONTENCIAL BIOINDICATOR OF SOIL QUALITY IN URBAN GARDEN

Autor: ESP. VITOR AMARAL SANCHES LUCAS

Orientador: PROF. DR. RUBISMAR STOLF

Coorientador: PROF. DR. FABRÍCIO ROSSI

ABSTRACT

Organic urban agriculture contributes to the population's food security. Plowing and harrowing are those techniques most used by urban family farmers to prepare soil for planting crops of interest. However, this type of management can interfere with the physical-chemical and biological characteristics of the soil, contributing to reduce the production. In this research, the use of AMF as a bioindicator in evaluating the impact of soil disturbance in urban gardens was proposed. AMF spores were captured in the field and extracted from four plots, two from fallow soils under low solar incidence (FSL) and high solar incidence (FSH) and two from disturbed soils under high solar incidence (DSH) and low solar incidence (DSL). They were evaluated for their AMF density and diversity, their infection potential (Mycorrhizal Colonization) in trap cultivation using *Brachiaria decumbens*, in addition to the Easily Extractable Glomalin-Related Soil Protein (EE-GRSP). The AMF species were variations in ecological form in terms of distribution of occurrence, through Frequency of Occurrence (FO) and Corrected Global Frequency Index (C-GFI), survival strategy (Competitor, Stress Tolerant and Resistant) and sporulation level through Relative Frequency (FR), in addition to alpha diversity (Specific Diversity, Margalef Index and Shannon-Wiener Index) and beta diversity (Sorensen Index). All parameters were subjected to five repetitions and the results were compared using ANOVA – Tukey 5%. The results demonstrated that the conventional management technique (disturbed) increased spore density in DSL and did not change in FSL, FSH and DSH. CM decreased in DSH and did not change in FSL, FSH and DSL and the EE-GRSP content was higher in disturbed soils (DSH and DSL). Alpha diversity (Shannon-Wiener Index) decreased in FSL and DSL and was maintained in FSH and DSH, but with different species. 39 species of AMF were found with 13 dominant, 13 very common, 10 common and 3 rare species. Finally, glomalin, spore density and AMF species diversity, were viable tools in study of the physical-chemical and microbiological quality of the soil after the impact of applying the tillage management technique in an urban organic garden.

Keywords: Agroecology; plowing; spore density, mycorrhizal diversity.

1. INTRODUÇÃO

A agroecologia é uma ciência que utiliza práticas verdadeiramente sustentáveis que buscam na “inovação tecnológica” uma oportunidade para uma transição ecológica das práticas agrícolas convencionais. Estas inovações tecnológicas preveem práticas harmônicas com os ecossistemas, uso racional dos recursos naturais e impactos positivos ou neutros. Estas técnicas podem ser aplicadas por qualquer agricultor contribuindo com o bem-estar dos ambientes rurais e desenvolvimento de políticas públicas promovendo a discussão e a participação dos agricultores na elaboração de legislações que permitam a implantação destes modelos sustentáveis de produção agrícola (EL BILIALI, 2019; RILLIG e LEHMANN, 2019).

Uma das tecnologias mais importantes para manter a resiliência e proteção dos agroecossistemas de produção de alimentos, inclusive nos ambientes urbanos, é o manejo integrado do solo que leva em consideração não apenas as suas características físico-químicas, mas também o papel da biodiversidade da macro e microbiota do solo na avaliação da sua estabilidade e fertilidade, essencial para o sucesso dos sistemas agroecológicos (BERUDE et al., 2015).

O preparo e manejo de solo de forma convencional (gradagem) é muito comum entre os agricultores urbanos, principalmente para o controle de ervas daninhas (RICHTER e STUTZ, 2002). Contudo, não se trata de uma técnica sustentável, já que ao revolver o solo com aração/ gradagem para a montagem dos canteiros e melhor crescimento das raízes de hortaliças, a estrutura dos solos é destruída. Esta prática afeta a quantidade de macroporos do solo (regiões onde sobrevivem os micro-organismos benéficos) expondo-os aos fatores edafoclimáticos extremos (radiação solar, temperatura e umidade), normalmente nocivos aos micro-organismos benéficos e aos FMA.

Dentre as tecnologias ecologicamente promissoras, o manejo da microbiota do solo permite a preservação, produção e aplicação de inóculos contendo micro-organismos benéficos à agricultura. Estas práticas são

importantes no manejo do solo, pois atuam na reciclagem e mineralização dos nutrientes, principalmente nos fertilizantes orgânicos comumente utilizados nos cultivos orgânicos (MIRANDA et al., 2011).

Dentre os micro-organismos benéficos, podemos destacar os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) que são essenciais no *start* de canteiros e no preparo do solo para o cultivo agroecológicos urbanos de hortaliças orgânicas (MIRANDA et al, 2011). A manutenção do FMA em solos nativos, além de facilitar o controle do cultivo, diminui a dependência de insumos químicos de fertilizantes e pesticidas pelos produtores, tornando a produção mais sustentável (ROUPHAEL et al., 2015).

Porém, dependendo das práticas de manejo, das estratégias de plantio empregadas e dos tipos de plantas cultivadas, as comunidades de FMA nativas dos solos podem ser alteradas não somente na sua quantidade (densidade de esporos por grama de solo), mas também na sua diversidade (riqueza de espécies) e nos serviços ecossistêmicos funcionais que as FMA podem proporcionar aos cultivos (GAI et al., 2015).

Portanto, conhecer a densidade e a diversidade de FMA nos solos nativos e agricultáveis urbanos (VERBRUGGEN et al., 2010) são extremamente importantes para avaliar, monitorar e melhorar a qualidade destes solos em prol de uma produção alimentar mais segura e sustentável.

Esta pesquisa teve como objetivo utilizar os FMA nativos como bioindicadores de impacto do manejo convencional (gradagem) na qualidade microbiológica do solo em um terreno urbano para implantação de horta orgânica no município de Osasco-SP.

A avaliação da comunidade de FMA foi realizada em duas situações de uso do solo e em três condições edáficas (incidência de radiação solar, temperatura e cobertura): 1) solo nativo conservado (vegetação em estágio de sucessão ecológica secundária há cinco anos) com vegetação herbácea de baixa incidência de radiação solar (SPB); 2) solo em pousio conservado com vegetação de gramínea *Brachiaria decumbens* com alta incidência de radiação solar (SPA); 3) Solo gradado em 14 dias sem cobertura com alta incidência de

radiação solar (SGA); 4) solo gradado em 14 dias sem cobertura vegetal com baixa incidência de radiação solar (SGB).

Esta pesquisa propôs avaliar, também, a capacidade de infecção das FMA nativas dos solos em pousio e arados em raízes de plantas hospedeiras por meio da Taxa de Colonização Micorrízica (%) utilizando-se da técnica do cultivo-armadilha em casa de vegetação (estufa) utilizando *Brachiaria decumbens* como planta-isca.

Os parâmetros utilizados na avaliação das comunidades de FMA entre os solos analisados foram: 1) Densidade de Esporos de FMA; 2) Diversidade de espécies de FMA; 3) Taxa de Colonização Micorrízica (CM) em raízes de em *Brachiaria decumbens*.

As variáveis do solo em pousio (SP) e solo revolvido (SR) foram comparados de acordo com os parâmetros físicos: 1) Capacidade de Infiltração (CI); 2) Retenção Hídrica (RH); 3) Capacidade de Campo (CC); 4) Densidade do Solo (Dens. Solo); 5) Porosidade Total (Poros. Total); 6) Umidade Relativa (UR); 7) Temperatura (Temp.); 8) Incidência de Radiação Solar (Rad. Solar).

Quanto aos parâmetros químicos foram analisados: 1) pH do solo; 2) Teor de Fósforo (P); 3) Teor de Glomalina como Proteína do Solo Relacionado à Glomalina Facilmente Extraível (PSRG-FE).

2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1. Agricultura Orgânica Urbana

Salas-Zapata e Ortiz-Muñoz (2018), reuniram trabalhos de revisão bibliográfica que abordavam sobre os princípios de sustentabilidade na agricultura. Eles categorizaram quatro princípios da sustentabilidade quanto aos “usos” e seus “significados” obtidos a partir do cenário da agricultura. As definições e as respectivas referências bibliográficas por eles pesquisados estão demonstradas no quadro 1 abaixo.

Quadro 1 – Revisão bibliográfica sobre os princípios da sustentabilidade no contexto da agricultura.

Usos	Significados	Contexto na Agricultura	Referências Bibliográficas
------	--------------	-------------------------	----------------------------

Um conjunto de critérios sociais e ecológicos	Consiste em um conjunto de critérios sociais-ecológicos para guiar as ações humanas e seus produtos.	Produção Agrícola que minimize os impactos ambientais e seja economicamente viável e gerar benefícios sociais	Pergola et al. (2013); Ochieng, Hughey e Bigsby (2013)
Uma visão ou meta para a humanidade	A convergência dos propósitos econômicos, sociais e ambientais; expectativas, alvos ou metas de um sistema.	Manejo e Uso sustentável da terra	Galindo-Pérez-de-Azpillaga, Foronda-Robles e García-López (2013)
Um objeto	Uma entidade empírica que pode ser pensada e sofrer intervenção. O comportamento de certos sistemas como resiliência, equilíbrio, capacidade adaptativa e habilidade.	Manutenção dos programas de proteção contra os riscos climáticos, por meio das atividades agrícolas.	Bell et al. (2013)
Uma abordagem de estudo	O estudo das dimensões sociais, econômicas e ecológicas ou a variedade das atividades antrópicas, produtos ou sistemas.	Apresentar uma metodologia baseada em um modelo que avalia 3 atributos da sustentabilidade: sustentabilidade econômica, sustentabilidade social e sustentabilidade ambiental	Bergez (2013)

Fonte: adaptada de Salas-Zapata e Ortiz-Muñoz (2018).

De acordo com *United Nations Department of Economic and Social Affairs* (UNDESA, 2014), mais de 54% da população mundial se encontra em centros urbanos e esse número pode saltar para 66% até 2050, o que torna essencial a elaboração de políticas públicas (SANTANDREU E MERZTHAL, 2010) que estimulem a implantação das hortas urbanas como estratégia no

combate à insegurança alimentar da população com a produção agroecológica de alimentos de qualidade em quantidades suficientes para atender as crescentes demandas.

Em 2017, foi criado o Plano Municipal de Segurança Alimentar e Nutricional de Osasco que prevê na sua seção III, artigo 5º como diretrizes do Plano, no item I:

“promover o acesso universal da população osasquense à alimentação adequada e saudável, com prioridade para as famílias e pessoas em situação de insegurança alimentar e nutricional”;

O item III também prevê “promover a produção de alimentos saudáveis e sustentáveis e o fortalecimento de sistemas de produção de base agrícola sem agrotóxicos”;

As hortas orgânicas urbanas são espaços muito importantes tanto para o desenvolvimento sustentável nos grandes centros urbanos (LORENZ, 2015; VILLARINO et al., 2021), como para a estratégia de segurança alimentar (LOKER E FRANCIS, 2020; O’HARA E TOUSSAINT, 2021), além da promoção da saúde como um todo da população (RIBEIRO, BÓGUS E WATANABE, 2015; DE MEDEIROS et al., 2020) principalmente para as famílias de baixa renda e no combate à pobreza (PINHEIRO E FERRARETO, 2010).

Diferente das hortas praticadas em ambiente rural, as hortas urbanas sofrem com diversas pressões ambientais específicas para o cultivo orgânico de alimentos de base agroecológica. Nos terrenos urbanos encontramos uma elevada poluição do solo decorrentes principalmente, do histórico de uso destes terrenos (industriais, agricultura, militares, dentre outros) (HURSTHOUSE E LEITÃO, 2016), onde são frequentemente contaminados com metais pesados, compostos orgânicos voláteis (COVs), poluentes persistentes, muitas vezes com características acumulativas que elevam o risco no cultivo de vegetais em terrenos intraurbanos (ALLOWAY, 2004; HOUGH ET AL., 2004; BÉCHET et al., 2016).

2.2. Benefícios dos Inóculos de FMA na Agricultura Orgânica

A produção de inóculos de FMA vem sendo estudado nos últimos anos como uma estratégia benéfica às culturas vegetais de produção sustentável (DOUDS, 2021; WIPF et al., 2019; GOSLING, JONES E BENDING, 2016; RILLIG et al., 2016; PELLEGRINO E BEDINI, 2014; JANOUŠKOVÁ et al., 2013; VERBRUGEN et al., 2012; VESTBERG, KAHILUOTO E WALLIUS, 2010), já que são de grande importância para o estabelecimento das plantas terrestres: 72% das espécies de plantas realizam algum tipo de simbiose com FMA (BRUNDRETT E TEDERSOO, 2018). Logo, a sua utilização como inóculo microbiano é essencial para o equilíbrio e resiliência das hortas urbanas (JOHN, KERNAGHAN E LUNDHOLM, 2017). Essas funções auxiliares, tanto em ecossistemas naturais como nos agroecossistemas, estão descritas no quadro 2 abaixo.

Quadro 2 – Função auxiliar dos FMA quando presentes em solo de agroecossistemas e ecossistemas naturais.

Função Auxiliar nos Ecossistemas Naturais e Agroecossistemas	Referências Bibliográficas
A) A proteção imediata da raiz pela manutenção e/ou inibição de micro-organismos patogênicos do solo (bactérias, fungos e nematódeos patogênicos de raiz e das plantas);	(BOUTAJ et al., 2020; GOICOECHEA, 2020; ZHANG, et al., 2018; RASMANN et al., 2017; VERESOGLOU, RILLIG, 2012; WEHNER et al., 2010; BUÉE et al., 2009)
B) Promover o equilíbrio ecológico no solo (macro e microbiota) por estimular o crescimento de micro-organismos benéficos (simbiontes e mutualísticos).	(POWELL E RILING, 2018; BOWLES et al., 2017; ORDOÑEZ et al., 2016; KAISER et al., 2015; YANG et al., 2014; HERNAM et al., 2012; WARDLE et al, 2004; BEVER, 1999;)
C) Potencializar a conversão de luz, água e nutrientes minerais, adubos orgânicos pelas plantas melhorando a interação das raízes com o solo, otimizando a capacidade de absorção de água e nutrientes, acelerando os processos de reciclagem e mineralização da matéria orgânica.	(BUNN et al., 2019; SINGH, KUMAR, E SINGH, 2019; XU, et al., 2018; WANG et al., 2017; PATERSON et al., 2016; SMITH, ANDERSON E SMITH, 2015; SAIA et al., 2014; CHENG et al., 2012; SIQUEIRA et al., 2010)
D) Promover a proteção contra estresses abióticos como o hídrico, salinidade e metais pesados no solo e nas áreas de mineração.	(SONG et al., 2020; BEGUM et al., 2019; PRAYUDYANINGSIH, SARI, & MANGOPANG, 2019; SUN, SHI, & DING, 2017; WANG, 2017; LENOIR, FONTAINE E SAHRAOUI, 2016, PARK et al., 2016; SHAHABIVAND et al., 2012; HAMMER et al., 2011; RILLIG et al., 2010; SMITH et al., 2010;)
E) Aumentar o influxo de macronutrientes e micronutrientes no solo com o aumento da área total de absorção de nutrientes (exploração macro	(LI et al. 2019; ZHANG et al., 2016; NOURI et al., 2014; CAMENZIND E RILLIG, 2013; CARDOSO-

e microporos do solo MERs).	FILHO et al., 2008);
F) Diminuir a perda de nutrientes por lixiviação por promover agregação das partículas de solo.	(MARDHIAH et al., 2016; NICHOLS E MILLAR, 2013; VAN DER HEIJDEN, 2010;)

Fonte: Acervo pessoal (2021).

Todos esses benefícios ocorrem devido à rede de hifas criadas pelos FMA no solo que interagem, conectam e controlam tanto os processos bióticos dos ecossistemas como os processos abióticos. Isto facilita a distribuição dos nutrientes minerais e fitoquímicos entre toda a parte viva e não viva do solo, essencial para manter a alta biodiversidade e interconectar os nichos ecológicos ocupados por todas as outras espécies que colonizam o solo, tanto abaixo como acima dele (TEDERSOO et al, 2016; HIIESALU et al, 2014; SIMARD et al., 2012).

A produção de inóculos de fungos micorrízicos é essencial no *start* de canteiros e no preparo do solo para o cultivo agroecológicos urbanos de hortaliças orgânicas (MIRANDA et al, 2011; FERNANDES et al., 2010). Ela pode ser produzida pelos próprios agricultores. A produção pode ser realizada de forma especializada nos solos e culturas vegetais das propriedades familiares e podem ser confeccionados a partir de substratos de baixo custo como resíduos agroflorestais (CZERNIAK e STÜRMER, 2014), areia grossa, areia média, vermiculita, argila expandida, casca de arroz, bagaço-de-cana, composto orgânico ou solo pobre em nutrientes da própria propriedade (PRETO et al., 2016; DOS SANTOS et al, 2015; DOUDS et al., 2014; POZZAN e STÜRMER, 2014) utilizando plantas-iscas como braquiária, milheto, aveia e sorgo (PEREIRA et al., 2015).

A produção dos inóculos de FMA em casas de vegetação, além de facilitar o controle do cultivo, diminuiu a dependência de insumos químicos de fertilizantes e pesticidas pelos produtores tornando a produção mais sustentável (ROUPHAEL et al., 2015). Além disso, ela estimula a experimentação em pequenas áreas da propriedade valorizando o conhecimento popular empírico e/ou científico produzido pelo agricultor tornando-o um ator ativo para a produção do conhecimento.

Contudo, por se tratar de uma tecnologia acessível, os produtores podem, ainda, utilizar as micorrizas como um micro-organismo bioindicador da qualidade e fertilidade do solo auxiliando no planejamento de novas áreas de plantio em novos sistemas agroecológicos mais sustentáveis. Assim, é possível comparar as comunidades de FMA entre os sistemas com solos nativos e conservados com solos agricultáveis de forma agroecológica e/ou convencional (DA SILVA et al., 2015).

Portanto, os FMA podem ser utilizados para otimizar o monitoramento dos canteiros e do terreno das hortas urbanas. Os agricultores podem formar parceria com as Universidades e Instituições de Ensino Técnico, interessados em desenvolver projetos de agricultura sustentável urbana de base agroecológica permitindo uma troca de vivências e conhecimento entre os dois atores envolvidos.

2.3. Manejo Convencional e a Microbiota do Solo

O manejo convencional é um dos principais métodos utilizados pelos agricultores familiares para o preparo do solo antes do plantio das culturas agrícolas de interesse. Esse manejo tem como objetivo de descompactar o solo para o melhor desenvolvimento das raízes e melhoria na incorporação de corretivos como fertilizantes, pesticidas químicos e inóculos microbianos aplicados no solo de cultivo.

O manejo convencional do solo se caracteriza em 2 etapas: 1) Aração: ocorre normalmente com disco de arado, técnicas utilizadas para o cisalhamento (sulcos) e descompactação das camadas superficiais do solo; 2) Gradagem e Subsolação: tombamento das camadas superficiais do solo (inversão das camadas superiores em relação às camadas do subsolo), destorroamento e nivelção das camadas aradas para melhor desenvolvimento das raízes e incorporação dos insumos agrícolas. As técnicas de aração podem ocorrer com grades de dentes, molas ou discos (ALBUQUERQUE FILHO et al., 2016).

O manejo convencional promove algumas vantagens como controle da vegetação espontânea, controle de pragas e doenças e diminuição da

compactação do solo nas camadas superficiais agricultáveis (ANDRADE, et al., 2018), além da diminuição da força de trabalho e do tempo de preparo do solo. Porém, o uso intensivo e frequente deste tipo de manejo pode trazer algumas desvantagens como o prejuízo na microbiota do solo (NEELAM et al., 2010), perda excessiva de umidade por evaporação, lixiviação de nutrientes, formação de crosta superficial (laterização) (SILVA et al., 2005) e maior amplitude térmica. Estes parâmetros demandam maior mão de obra externa e maiores custos com maquinário e combustível. Logo, as alterações dos fatores bióticos e abióticos do solo pela aração podem levar à morte dos micro-organismos benéficos e à perda significativa da sua diversidade diminuindo a capacidade dos solos nativos em contribuir com a associação simbiótica destes micro-organismos com as culturas agrícolas cultivadas (GAI et al., 2015).

As consequências diretas da perda da biodiversidade da microbiota dos solos urbanos para os cultivos são: 1) Vulnerabilidade aos estresses abióticos (dessecação ou estresse hídrico, salinidade, metais pesados); 2) Vulnerabilidade aos fatores bióticos (pragas e doenças); 3) Vulnerabilidade e diminuição da absorção de nutrientes dos fertilizantes orgânicos aplicados; 4) Vulnerabilidade do solo à erosão (perda da capacidade de agregação do solo que evita a lixiviação dos nutrientes) (BAINARD et al., 2017; GAI et al., 2015).

2.4. Manejo Convencional sobre a Densidade de Esporos de FMA

O manejo convencional interfere diretamente nos padrões de estrutura do solo como tamanho e proporção de macro e microporos, além de diminuir a estabilidade de agregados que são importantes nichos para a colonização microbiota em geral e de FMA.

De forma indireta, o manejo convencional pode influenciar no teor de umidade, incidência de radiação solar e temperatura do solo, fatores importantes que direcionam a sobrevivência dos propágulos de FMA em solos nativos e manejados. Fatores como práticas agrícolas, dependência de plantas hospedeiras, tempo das culturas e fatores edafoclimáticos, influenciam na densidade de esporos FMA do solo, segundo De Miranda e De Miranda (2007) e Miranda (2005), Cardoso (1986) e Silveira e Cardoso (1987), que observaram

que as mudanças na densidade de esporos de FMA ocorreram no preparo do solo relacionado ao seu tipo.

De acordo com Rao e Tarafdar (1999), a luz, temperatura, pH e umidade relativa do solo são essenciais para a propagação por hifas extra-radiculares e esporos de FMA e para o desenvolvimento completo do seu ciclo de vida.

A disponibilidade elevada de água nos solos nativos com cobertura viva pode aumentar os esforços reprodutivos de FMA devido à cobertura viva de plantas hospedeiras, aumentando assim, a densidade de esporos de FMA nestes solos (GAO et al., 2016; CHEN et al., 2017). Além disso, o aumento da umidade dos solos nativos em períodos chuvosos promoveu uma maior densidade na esporulação de FMA, enquanto nos solos em períodos de estiagem foi observada uma diminuição na densidade de esporos nestes tipos de solo (MIRANDA et al., 2005).

Já em solos agricultáveis, quando as árvores maduras nativas de grande porte são mantidas no terreno, elas podem servir de fontes naturais de inóculos de propágulos de FMA ativos, que são importantes para as culturas recém-plantadas melhorando a qualidade e otimizando o desenvolvimento das mudas (TESTES E SIMARD, 2008).

Em condições estressoras de temperatura e umidade, o crescimento e velocidade de colonização simbiótica com as plantas hospedeiras podem ser mais lentos (GAI et al., 2015) mesmo assim, os esporos desempenham um papel crucial na continuação e repovoamento da comunidade micorrízica natural nos solos manejados. A remoção da vegetação no ato da aração impossibilita que os FMA completem o seu ciclo de vida diminuindo a capacidade de gerarem propágulos resistentes (esporos) às condições de estresse abióticos a que estes solos são submetidos.

Segundo Nyamwange et al. (2018), distúrbios no solo podem diminuir o número propágulos infectivos e de esporos no solo. Distúrbio específico, como a aração, impacta negativamente na densidade de esporos no solo (RYAN E GRAHAM, 2018). Resultado semelhante foi encontrado por Janos (2007), que observou uma diminuição na densidade de esporos em solos recém-abertos, por manejo convencional, em relação ao solo nativo do Cerrado também

observado por Oehl et al. (2003) em solos da Austrália com a mesma técnica de manejo. De acordo com Lumini et al. (2010), a densidade de esporos de FMA é mais afetada nas fases iniciais de ocupação e manejo. Contudo, o pousio prolongado também afeta a densidade de esporos de FMA, como foi demonstrado por Miranda et al. (2001), que observou uma diminuição da densidade de esporos em solos após pousio prolongado em relação a solos cultivados anteriormente, também, em solos do Cerrado. Bowen (1987) e Daniell et al. (2001) observaram que a ausência de plantas hospedeiras em pousio prolongado do solo fez diminuir a densidade de esporos de FMA. Karasawa e Takebe (2012) encontraram resultados parecidos em pousio prolongado em solos da Austrália que corroboram com o impacto negativo desta prática sobre a sua densidade. A diminuição da densidade de esporos em pousio prolongado pode ser explicada por Jansa et al. (2003) em que essa condição levou a ruptura de hifas extra-radiculares, além de diminuir a disponibilidade de nutrientes e água e a atividade microbiana em geral. Segundo Jaizme-Vega et al. (1998), a temperatura assim como ciclos de umedecimento e secagem podem destruir propágulos de FMA. Portanto, todas as estruturas reprodutivas externas dos FMA são mais sensíveis às condições abióticas do solo (STEVENS et al., 2020).

Além dos efeitos diretos, o revolvimento do solo afeta de forma indireta a qualidade e quantidade de propágulos infectivos (hifas, esporos e raízes colonizadas), principalmente por expô-los à radiação solar, às altas temperaturas e aos baixos teores de umidade do solo, assim como seus predadores, diminuindo de forma geral o potencial natural dos inóculos dos solos manejados (GAI et al., 2015). Efeito semelhante foi encontrado por Nelson e Safir (1982) e Bethenfalvay et al. (1988), com a diminuição na produção de esporos sobre estresse hídrico em *Glomus fasciculatum* e *Glomus mosseae*, em soja.

O micélio extra-radicular (MER) e raízes mortas micorrizadas são os propágulos infecciosos de colonização micorrízica mais rápidos do que os esporos. Além disso, foi observado por Staddon et al. (2003), uma diminuição de MER em períodos de seca e estresse hídrico, mesmo em solos cobertos

com plantas de cobertura, mostrando que a temperatura e a umidade são fatores importantes para sobrevivência destes tipos de propágulos com disseminação mais rápida, porém, menos resistentes aos fatores abióticos de estresse. Segundo Miranda (2008), Smith e Read (2008) a destruição dos agregados no solo pela aração que protegem as MER, também levou a diminuição de MER no solo.

Por fim, solos não perturbados por aração, como plantio direto, as raízes das plantas nativas ou cultivadas quando morrem, deixam canais ou espaços vazios com a presença de MER proporcionando maiores taxas de colonização micorrízica para as próximas culturas (MCGONIGLE et al., 1990). Contudo, a destruição de hifas extra-radiculares pode diminuir drasticamente a densidade de esporos no solo (ELLIS, 1998). Segundo Goss et al. (2017) e Brito et al. (2019), as hifas extra-radiculares são mais infecciosas na colonização micorrízica do que os esporos, tanto em condições de campo como em condições de estufa. Quando destruídas pelas condições abióticas estressoras da aração, levam à diminuição da densidade de esporos. Como observado por Vilela (2006), em culturas de algodoeiro em latossolo vermelho (MT), por Aquino (2007) em cultura de soja em Mato Grosso do Sul e por Santos (2005), em culturas de arroz, ocorre uma diminuição da densidade de esporos quando estas culturas foram submetidas ao preparo convencional do solo. Porém, Miranda et al. (2007) observou que a densidade de esporos não se alterou quando analisada em solos com perturbação severa (aração) e perturbação mínima (plantio direto) em solos agricultáveis. Porém, a prática frequente de aração pode selecionar espécies de esporulação rápida e tolerantes, como encontrado por Colozzi-Filho e Balota (1997), que observaram uma maior densidade de esporos em solos revolvidos, que podem ser relacionados com o favorecimento de espécies de FMA de esporulação rápida e tolerantes à perturbação. Os solos revolvidos no preparo por meio de aração podem alterar o equilíbrio dos componentes do solo levando a sua instabilidade e aumentando o número de esporos, evidenciando que o ciclo de vida destas espécies de FMA seria direcionado à sua sobrevivência (formação de esporos) e não à eficiência simbiótica (MER) (SIQUEIRA, 1994).

2.5. Manejo Convencional e a Diversidade de Espécies de FMA

Sobre a microbiota de FMA em solos manejados de forma convencional, segundo Oehl et al. (2008), afirmam que a aração frequente do solo como estratégia para controle das ervas daninhas e o aumento da intensidade do uso do solo na agricultura promoveu um impacto negativo direto sobre a diversidade e riqueza de espécies de FMA nestes solos. Resultados semelhantes foram encontrados por Siqueira et al. (2010) e Carrenho et al. (2010), que analisaram que as técnicas de manejo convencional, com revolvimento excessivo do solo, levaram a uma seleção de espécies de FMA gerando a perda da sua biodiversidade. Siqueira et al. (2010) e Neelam et al. (2010) descobriram que o preparo mecânico do solo (aração) ou manejo convencional alteraram as populações e a diversidade nativas de FMA. Já Lumini et al. (2010) e Avio et al. (2013), corroboraram com seus resultados que tanto as práticas de manejo como o tipo de cultura plantada alteraram a população e a diversidade de FMA. Helgason et al. (1998), Oehl et al. (2005) e Ryan e Graham (2018) também perceberam que a aração do solo impactou negativamente a diversidade de espécies e a eficácia da CM dos esporos FMA em plantas hospedeiras. Em relação a alguns gêneros específicos, Jansa et al. (2002) observaram que o manejo convencional intensivo do solo promoveu a redução de espécies do gênero *Scutellospora*, *Entrophospora* e *Acaulospora* e Oehl et al. (2004) e inclui o gênero *Gigaspora* também ausente em solos impactados por manejo mecânico. No entanto, foram observados padrões diferentes de resposta das espécies de FMA no manejo convencional. Algumas famílias como a *Glomeraceae* e *Acaulosporaceae*, no primeiro momento da perturbação, podem levar a um aumento na densidade dos esporos, enquanto em *Gigasporaceae* “*latu sensu*”, há uma diminuição (JASPER ET AL., 1989). De acordo com Chagnon et al. (2013), as espécies de FMA Indiferentes (IND) e Rústicas (RUS) podem ser classificadas de acordo com seu ciclo de vida e capacidade de sobrevivência e adaptação em relação a sua resposta às perturbações mecânicas aplicadas no solo, como a aração e os tipos de plantas associadas. Resultados encontrados por Oehl et al. em (2004)

demonstraram que solos mais frequentemente perturbados possuíam maior abundância de espécies não-Glomus. Fernandes et al. (2016), Pontes et al. (2017) e Nunes et al. (2019) perceberam que as espécies de *Clareideoglomus etunicatum* e *Glomus macrocarpum* tiveram maiores ocorrências em solos nativos do Cerrado, assim como em solos agricultáveis com manejo convencional ou manejados com sistemas conservacionistas (plantio direto). Já Gottshall, Cooper e Emery (2017) observaram que *Acaulospora* apareceu em maior quantidade em manejo convencional e *Glomus sp* e *Gigaspora sp.* foram maiores em plantio direto em milho e trigo. Resultados semelhantes foram relatados por Chagnon et al. (2013) que relataram que os gêneros *Glomus sp.* e *Paraglomus sp.* estavam mais associados a solos perturbados, fenômeno que pode ser explicado por meio do investimento em maior número de esporos na reprodução.

Além da perturbação na composição e perda da diversidade de espécies de FMA por distúrbios mecânicos causados pelo manejo convencional, segundo Oehl et al. (2003), Moora et al. (2014) e House e Bever (2018), solos que foram manejados de forma convencional levaram a uma lenta recuperação das espécies de FMA nativas após o impacto em relação aos solos adjacentes não perturbados. Contudo, segundo Lekberg e Koide (2005) e Rasmann et al. (2009), a diversidade de FMA de solos nativos podem ser melhorada e aumentada aplicando técnicas de perturbação mínima, como o plantio direto. Segundo Koziol e Bever (2016b), manter as espécies nativas de FMA com técnicas adequadas é importante para beneficiar o crescimento de sementes de espécies tardias na sucessão ecológica de interesse comercial. Como o resultado encontrado anteriormente por Khade e Rodrigues (2009) e Jin et al (2013), mostraram que inóculos de consórcio mistos de espécies de FMA nativos tiveram melhores desempenho na colonização micorrízica em plantas cultivadas. Já Emam (2016), observou que as espécies de FMA Tolerantes à perturbação que estavam presentes em solos nativos em estágios de sucessão inicial, não tiveram desempenho satisfatório no desenvolvimento de mudas de estágios tardios na sucessão ecológica, porém, continham maior riqueza de espécies do que solos perturbados (PERKINS E BENNETT, 2017). Entretanto,

resultados contrários foram observados anteriormente, por Abbot e Gazey (1994), que revelaram menor diversidade de espécies de FMA em solo com perturbação mínima (plantio direto) do que em solo com perturbação intermediária ou severa (preparo convencional), com maior diversidade de espécies. Segundo House e Bever (2008), dos 181 táxons (espécies) analisados em solos agricultáveis, 56 deles foram alterados pela perturbação antrópica em solos de pós-colheita ou em pousio recente. Destes 56 táxons, 25 foram beneficiados com a perturbação (aumento da densidade de esporos) e os 31 táxons restantes foram reduzidos fortemente após a perturbação. Já Castillo et al. (2009) e Perkins e Bennett (2017), não encontraram diferença na diversidade e abundância de espécies de FMA entre plantio direto e manejo convencional em culturas de tomate e pimenta, em pequenas propriedades. Por fim, foi observado por Boeraeve, Honnay e Jacquemyn (2019), que a diminuição da área de floresta nativa também diminuía a riqueza de espécies de FMA nativas e a probabilidade de conter espécies funcionais para a colonização das plantas hospedeiras de ciclo tardio na sucessão.

Em relação aos solos agricultáveis, os resultados encontrados por Menéndez et al. (2001), demonstraram que estes solos são mais empobrecidos de espécies de FMA. Verbruggen et al. (2010) observaram maior diversidade de táxons em pastagens (8,8 em média), quantidade intermediária em cultivo orgânico (6,4 em média) e baixa diversidade em solos agricultáveis com manejo convencional (3,9 em média). Contudo, Jansa et al. (2002), Muthukumar e Udaiyan et al. (2002), Sjoberg et al. (2004) e Mathimaran et al. (2005) observaram que na Índia a dominância do gênero *Glomus* em solos agricultáveis, porém, também já foi relatada a dominância dos gêneros de *Acaulospora*, *Entrophospora*, *Gigaspora*, *Sclerocystis* e *Scutellospora* nestes tipos de solos.

Além do manejo mecânico do solo (aração), Kabir e Koide (2000) e Karasawa et al. (2002) relataram que o pousio prolongado, sem cobertura, levou à diminuição na diversidade de espécies de FMA, assim como, encontrado por Daniell et al. (2001), Oehl et al. (2004), Avio et al. (2013) e Njeru et al. (2015), que comprovaram que períodos de pousio prolongado, sem

planta hospedeira, teve impacto negativo na diversidade de FMA nos solos agricultáveis, diminuindo mais ainda o potencial natural de inóculos destes solos para a micorrização de plantas hospedeiras. Neelam et al. (2010), também observaram que o preparo profundo do solo por aração pode diluir os propágulos de FMA em camadas do subsolo não deixando-os disponíveis para a colonização micorrízica e simbiose com as plantas hospedeiras.

Contudo, Berruti et al. (2016) analisaram que espécies de FMA nativas são mais permanentes em solos com manejo convencional e em práticas conservacionistas do que inóculos comerciais, normalmente monoespecíficos de espécies exóticas dominantes e grande abundância de esporos. Segundo Frew (2020), a produção de inóculos nativos é preferida aos exóticos (inóculo comercial), pois é no nativo que contém espécies mais adaptadas aos parâmetros do solo a ser aplicado, além de aumentar a CM das plantas hospedeiras e manter a biodiversidade local. Vogelsang et al. (2006) observaram que inóculos nativos mistos de sucessão tardia de alta diversidade são tão eficazes na CM quanto inóculos monoespecíficos dominantes nos solos analisados, assim como o desenvolvimento de plantas cultivadas de ciclo tardio. Isso ocorre, segundo Sikes et al. (2010), pois a alta biodiversidade de FMA nativos, mesmo com complementariedade funcional, amplia a oportunidade de CM em plantas hospedeiras e os resultados benéficos dos inóculos com solos nativos. Por fim, Hart et al. (2018) perceberam que a inoculação de FMA comerciais exóticos pode ser uma aposta arriscada, por mudar a composição e abundância por espécies de FMA nativos em solos agricultáveis com resultados menores ou de eficiência neutra, já que ela não se mostra ser mais eficiente do que inóculos nativos.

Portanto, é recomendado que os agricultores apliquem estratégias de manejo que preservem as espécies de FMA nos solos nativos que são importantes para a bioproteção dos sistemas de cultivo e a qualidade natural de infecção dos solos naturais (GOSS ET AL., 2017). A redução da densidade de esporos FMA no solo pode levar à diminuição da capacidade de colonização que os solos naturais possuem em interagir com as plantas, influenciando negativamente na sua capacidade produtiva (ZANGARO ET AL., 2012).

2.6. Distribuição da Biodiversidade de FMA nos Ecossistemas do Sudeste

Os FMA são fungos classificados em um grupo monofilético (MORTON, BENTIVENGA, BEVER, 1995), pertencente ao filo *Glomerulomycota* (SCHÜBLER; SCHWARZOTT; WALKER, 2001) com descrição aproximada de 290 espécies (ÖPIK; DARISON 2016), divididas em 3 classes, 5 ordens, 15 famílias e 38 gêneros. As divisões taxonômicas até nível de gênero estão descritas na tabela 1 abaixo.

Tabela 1 – Descrição taxonômica dos fungos micorrízicos arbusculares por gênero (FMA).

Filo	Classe	Ordem	Família	Gêneros		
Glomerulomycota	Glomerulomycetes	Diversisporales	Diversisporaceae	Corymbiglomus		
				Divesispora		
				Otospora		
				Redeckera		
				Tricispora		
			Acaulosporaceae	Acaulospora		
				Kuklospora		
				Sacculosporaceae	Sacculospora	
			Pacisporaceae	Pacispora		
			Gigasporales	Scutellosporaceae	Bulbospora	
					Orbispora	
					Scutellospora	
					Gigasporaceae	Gigaspora
					Racocetraceae	Cetraspora

		Dentiscutataceae	Dentiscutata Fuscutata Quatunica
		Intraornatosporaceae	Intraornatospora Paradentiscutata
	Glomerales	Entrophosporaceae	Albahypha Claroideoglo- mus Entrophospora Viscospora
		Glomeraceae	Dominikia Funneliformis Glomus Kamienskia Rhizoglo- mus Sclerocystis Septoglo- mus Simiglo- mus
Archeosporamycetes	Archeosporales	Ambisporaceae	Ambispora
		Geosiphonaceae	Geosiphon
		Archaeosporaceae	Archaeospora Intraspora Paleospora
Paraglomeromycetes	Paraglomerales	Paraglomeraceae	Paraglo- mus

Fonte: Adaptado de Oehl et al. (2011a) com atualizações (GOTO et al., 2012; BŁASZKOWSKI, 2013; BŁASZKOWSKI et al., 2014; MARINHO et al., 2014; OEHL et al., 2014).

De acordo com Blaszkowski et al. (2012), Kruger et al. (2012) e Blaszkowski e Chwat (2013), menos de 5% das espécies de FMA são conhecidos e podem variar de 37.000 a 78.000 espécies estimadas (DE SOUZA; SILVA; BERBARA, 2008).

As micorrizas estão distribuídas nos cinco continentes e no Brasil, foram descritas 119 espécies (55% da diversidade conhecida) e 17 gêneros, com estudos de distribuição geográfica abrangendo 18 estados brasileiros, mais Distrito Federal (DF), segundo Siqueira et al. (2010). A distribuição das espécies e gêneros da região sudeste está descrita na tabela 11 (ANEXO I).

Segundo Braun-Blanquet (1979), as espécies de FMA podem se distribuir no território de acordo com as condições edafoclimáticas do local e as suas adaptações requeridas para a sua sobrevivência. Elas podem ser classificadas em 5 tipos de ocorrência:

- 1) **Exclusivas (EXC):** Espécies limitadas exclusivas ou quase exclusivamente a determinado ambiente ou comunidade;
- 2) **Seletivas (SEL):** espécies com limitações claras de distribuição; tem um ótimo crescimento bem evidenciado em uma comunidade ou ambiente, mas também apresentam em outras áreas sendo nestas pouco abundantes ou raras;
- 3) **Preferentes (PRE):** espécies mais ou menos abundantes em várias comunidades, mas com preferência por determinado ambiente; espécies cujo ótimo se encontra em uma comunidade específica;
- 4) **Indiferentes (IND):** espécies que não tem afinidade por um ambiente ou comunidade; espécies que se apresentam em todas as amostras e com elevado número de esporos;
- 5) **Acidental / Estranha:** espécies raras, procedentes de outras comunidades ou relíquias de comunidades que haviam ocupado o mesmo lugar.

Na tabela 12 (ANEXO I) encontra-se a distribuição das espécies de FMA nativas em biomas da região sudeste e comunidades vegetais naturais e manejadas.

A ausência da ocorrência em alguns táxons em alguns estados do sudeste e/ou biomas nativos ou solos agricultáveis, não significa que estas espécies não existam nestes ecossistemas, pois a densidade de esporos e identificação na ocorrência de espécies de FMA dependem de muitos fatores (SIQUEIRA et al., 2010):

- 1) A falta de padronização do método de amostragem como o número, tamanho e profundidade das amostras;
- 2) Técnica de extração dos esporos que possuem diferentes eficiências de recolhimento destas estruturas (grau de variabilidade do erro amostral);
- 3) Treinamento de pessoal especializado na extração de esporos e identificação das espécies;
- 4) O período de amostragem do estudo e sazonalidade das espécies;
- 5) Tipo de coleta das amostras (direta do campo ou por cultivo armadilha);
- 6) Espécie de planta-isca utilizada no cultivo armadilha;
- 7) Ocorrências de espécies crípticas;
- 8) Diferenças entre o modelo de crescimento populacional e esforço reprodutivo das espécies de FMA;

A influência de todos estes fatores dificulta a comparação dos resultados entre os estudos realizados com diversidade de FMA, assim como a obtenção de conhecimento fragmentado da real distribuição e a ocorrência das comunidades de espécies de FMA nos ecossistemas.

Por fim, segundo Douds, Janke e Peters (1993) e Douds Jr e Millner (1999) para a caracterização completa da comunidade de FMA nos solos estudados é necessário conhecer a frequência relativa de cada espécie nos solos em seus estados originais utilizando, além das unidades usuais, como os esporos, as raízes micorrizadas e MER são cruciais para expandir a identificação de espécies reduzindo as chances de interpretações errôneas quanto à diversidade das comunidades de FMA no solo.

2.7. Fatores que Interferem na Diversidade de Espécies de FMA

Existem diversos fatores que podem direcionar a distribuição, a densidade e a diversidade de espécies de FMA, tanto em solos nativos, como em solos manejados.

Segundo Morton e Bentivenga (1994), a diversidade nativa dos esporos de FMA dependia mais de fatores de histórico de uso do solo, do que de fatores ecológicos (raramente importantes). Porém, Bever et al. (2001), Heinemeyer e Fitter (2004), perceberam que diferentes espécies de FMA tem capacidades de suportar diferentes tipos e condições de solos ocupando diferentes nichos ecológicos, desempenhando diferentes funções ou serviços às plantas hospedeiras. Mesmo após o impacto do manejo do solo, a biodiversidade de micorriza pode ser mantida.

Já Gai et al. (2015), observaram que a ocorrência, diversidade de espécies e abundância de esporos de FMA estão sujeitos a vários fatores abióticos do solo (déficit hídrico, nutricional e estresse térmico) e fatores bióticos (doenças e pragas) e geralmente, as mesmas condições ótimas para as culturas, também são excelentes para a sobrevivência das espécies de FMA que realizam a simbiose.

2.7.1. Fatores Bióticos que interferem na Diversidade de FMA

Segundo Tokeshi (1999) a distribuição das espécies pode ser explicada por cinco mecanismos principais que são importantes para manter a biodiversidade de FMA no solo: 1) Divisão espacial de nichos em ambientes heterogêneos; 2) Divisão temporal de nichos em ambientes heterogêneos; 3) Dinâmica de Colonização / Trocas competitivas (PALMER et al., 2003); 4) Limitação de Recrutamento e Agregação / Infecção (REES et al., 1996; REJMANEK, 2002) e Interações Tróficas (JANZEN, 1970; CONNELL, 1971); 5) Coevolução entre planta hospedeira e FMA (PALMER et al., 2003). Contudo,

Davison et al. (2020) demonstraram que plantas C4, gramíneas e não-rústicas possuíam uma maior diversidade alfa de espécies de FMA, enquanto a maior diversidade beta, se encontrou entre plantas C4 e plantas rústicas. Cade-Menun et al. (2017) descobriram que as gramíneas de enraizamento profundo,

moldaram as comunidades de FMA entre os solos agrícolas e os outros tipos de usos do solo. Portanto, a diversidade funcional das plantas está ligada à diversidade funcional das FMA.

Stürmer e Bellei (1994) dizem que os modelos de ranking de abundância seguem os mesmos padrões de alocação de Carbono do hospedeiro para o FMA na esporulação, ou seja, quanto maior a quantidade de esporos, maior é o transporte de C do hospedeiro para os FMAs (GAZEY et al., 1992; PEARSON e SCHWEIGER, 1993; KOSKE, 1997).

Segundo Chagnon et al. (2013), houve uma tentativa de classificar os FMA quanto ao seu ciclo de vida e estratégias de sobrevivência baseado no sistema de *Grime* em que as plantas dispõem sobre dois principais fatores: estresse e distúrbio. O sistema baseia-se no sistema *Grime Competitor – Stress Tolerator – Ruderal* (C-S-R), ou, Competidoras – Tolerantes ao Estresse – Rústicas (C-T-R) (GRIME, 1979). As características das famílias e gêneros de FMA quanto ao sistema C-T-R estão descritas na tabela 2 abaixo.

Tabela 2 – Comparação de estratégias de sobrevivência baseada no sistema de classificação de Grime (C-compedoras; T – tolerância ao estresse; R - Rústicas) entre táxons de FMA.

Estratégia de Sobrevivência	Táxon de FMA	Efeito da Estratégia	Class. Sistem. Grime (C-T-R)	Explicação	Ref. Bibliográficas
Habilidade de Cura	<i>Glomus</i> Grupo A	Cura eficiente; rebrota rápida.	R	Reestabelecimento funcional do micélio após o distúrbio.	De La Providencia et al. (2005)
	Gigasporaceae	Cura eficiente; rebrota moderada	-		
Taxa de Crescimento	<i>Glomus intraradices</i>	Alta	R	Reposição da biomassa perdida após o distúrbio.	Hart e Reader (2005)
	<i>Glomus etunicatum</i>	Intermediária	-		
Taxa de Reconversão de Hifas Mortas	<i>Gigaspora gigantea</i>	Baixa	C / T	Baixa eficiência no uso de recursos e (ex. altas taxas de conversão de	Staddon et al. (2003)
	<i>Glomus</i> ssp.	Alta	R ^b		

					tecidos).	
Força do Influxo de Carbono do Hospedeiro	<i>Gigaspora rosea</i>	Forte	C	Refere-se à capacidade do fungo FMA de competir por carbono vegetal do hospedeiro.	Lerat et al. (2003)	
	<i>Glomus mosseae</i>	Fraco	T / R			
	<i>Glomus intraradices</i>	Fraco	T / R			
Fusão de Hifas (parassexual)	<i>Glomus</i> Grupo A	Frequente.	R	Reestabelecimento funcional do micélio após o distúrbio.	De La Providencia et al. (2005)	
	Gigasporaceae	Não-frequente.	C / T			
	Glomeraceae	Cedo e essencial.	R			
Tempo de Esporulação	Gigasporaceae	Diminuição em clima temperado.	C	Diminui estruturas de reprodução (esporos) para favorecer a aquisição de nutrientes do hospedeiro.	Oehl et al. (2009); Klironomos et al. (2001), Pringle e Bever (2002)	
	Acauloporaceae	Aumento na primavera de clima temperado.	-	-		
	Glomeraceae	Baixa em solo, alta dentro da raiz.	R	Exposição reduzida a distúrbios do solo.		
Produção de Biomassa	Gigasporaceae	Alta em solo, baixa dentro da raiz.	C	Maior exposição a distúrbios do solo, maior aquisição de P e transferência para o hospedeiro.	Hart e Reader (2002); Maherali e Klironomos, (2007)	
	Acauloporaceae	Baixa em solo e raiz.	T	Baixos custos metabólicos, baixa exposição aos agentes estressores do solo.		

Legenda: ^b – taxas de conversão de hifas mortas, normalmente alta neste táxon, mas existe a necessidade de comparação com outros táxons.
 Fonte: Chagnon et al. (2013).

As características de classificação dos FMA pelo sistema C-T-R baseiam-se na habilidade de sobrevivência por competição individual por nutrientes limitantes para o seu desenvolvimento. Sistema semelhante foi

proposto por *Grime* para a competição entre as plantas no ambiente de colonização.

No caso dos FMA com estratégia de sobrevivência Competidoras (COM) o sistema baseia-se na função que o fungo tem para oferecer à planta hospedeira para aumentar a sua aquisição de C, o principal nutriente limitante para o seu crescimento (OLSSON et al., 2002). Em solos deficientes de P, segundo Ratnayake et al. (1978), o influxo de C do hospedeiro para o FMA aumentou, portanto quem controla o influxo de C é o hospedeiro, pois foi descoberto por Kiers et al. (2011) que as taxas de influxo de C do hospedeiro para o FMA são proporcional ao influxo de P do FMA para a planta hospedeira, resultados que corroboram com o modelo de transferência simultânea de P e C entre os simbioses (BÜCKING E SHACHAR-HILL, 2005; FITTER, 2006). O aumento de influxo de P ao hospedeiro, foi relacionado com a maior produção de MER (JANSA et al., 2005; AVIO et al., 2006) do que a intensidade de colonização da raiz do hospedeiro (RAVNSKOV E KAKOBSSEN, 1995). Portanto para manter a relação simbiótica em padrões ótimos, os FMAs necessitam de maior influxo de C do hospedeiro para construir mais biomassa de hifas para melhor exploração, solubilização e transporte de nutrientes limitantes (P) do solo para a planta hospedeira. Nesta funcionalidade de exploração de nutrientes para o hospedeiro, o FMA acaba promovendo um baixo investimento de C para a produção de estruturas de reserva (como as vesículas) e atrasando a produção de estruturas reprodutivas (esporos) (CHAGNON et al., 2013). O grupo onde foi observada esta estratégia, características das espécies Competidoras, é a família Gigasporaceae, com maior investimento em MER do que estruturas relacionadas à raiz do hospedeiro, diferente de outros grupos filogenéticos (HART E READER, 2002; MAHERALI E KLIRONOMOS, 2007). Além disso, foi observado por Johnson et al. (2003) que a família *Gigasporaceae* aumenta drasticamente a sua abundância no solo quando associadas com plantas com microbiotas fixadoras de nitrogênio (leguminosas), pois o aumento de nitrogênio aumenta o potencial de fixação de carbono pela planta hospedeira e a disponibilidade para esta família de fungos, provado por Pearson e Jakobsen (1993) e Lerat et al. (2003)

por meio de estudos com isótopos radioativos. Este estudo demonstrou que *Gigasporaceae* possui um forte consumo de C da planta hospedeira. Além disso, as espécies da Família *Gigasporaceae* possuem lenta produção de esporos (esporos tardios), em clima temperado, demonstrando o investimento discreto em estruturas de reprodução mesmo na época propícia ao seu crescimento, características de espécies COM (KLIRONOMOS E HART, 2002; OEHL et al., 2009). Por fim, foi observada a sinergia entre as estratégias de sobrevivência das espécies de FMA COM associadas as espécies de plantas hospedeiras, também COM. Isto ocorre por meio da combinação da troca de nutrientes e o atraso da reprodução entre os simbioses permitindo que os dois invistam primeiramente em crescimento vegetativo mútuo por longos períodos na época de crescimento (JOHNSON, 2010). A combinação das estratégias de sobrevivência entre os dois simbioses garante um *feedback* positivo que favorece a dominância e a permanência das duas espécies, principalmente em solos de ambientes de estágios tardios (clímax) da sucessão ecológica (CHAGNON et al., 2013).

Já os FMA Tolerantes ao Estresse (TOL) são aqueles que não são afetados intensamente por agentes estressores como a queda drástica do influxo do carbono da planta hospedeira, ou quando o solo possui um baixo pH ou Alta/Baixa temperatura. A estratégia desses fungos visa à utilização eficiente do carbono (C) do hospedeiro com produção lenta de hifas e alto custo de C, mas de vida longa no solo e baixas taxas de conversão de hifas que reduzem o custo de C a longo prazo (CHAPING, 1980). A eficiência do uso de carbono do hospedeiro pelos FMA TOL demonstra que eles conseguem completar o seu ciclo de vida de forma rápida usando poucos recursos de C do hospedeiro, além de possuir baixa produção de MER e redução dos custos de metabolismo de manutenção. A baixa produção de MER diminui a exposição aos estresses abióticos do solo como acidificação do solo e metais pesados. Experimentos em local sombreado demonstram uma menor taxa de CM da raiz do hospedeiro (TESTER et al., 1985), além da seleção de espécies na comunidade de FMA por linhagens que utilizam de forma eficiente o C do hospedeiro (HEINEMEYER et al., 2004). Segundo Porter et al. (1987) e Oehl et

al. (2010), o estresse abiótico como a elevada acidez do solo pode mudar a estrutura da comunidade de FMA, especialmente os membros da família *Acaulosporaceae* são frequentemente descritos em solos de pH mais baixo (MORTON, 1986). Em campos elevados com severas condições climáticas são encontradas maiores proporções de espécies pertencentes à *Acaulosporaceae* do que outras famílias, exclusivamente em ambientes alpinos (OEHL ET AL., 2011b). Em experimentos de tolerância ao estresse abiótico no solo, foi observado que membros desta família produziam menos biomassa tanto para as MER, como para as estruturas internas de raiz, em espécies de *Glomeraceae* e *Gigasporaceae* (HART E READER, 2002; MAHERALI E KLIRONOMOS, 2007). Assim como os FMA COM os TOL ao estresse tem preferência às plantas com estratégias funcionais específicas como plantas adaptadas à sombra com taxas reduzidas de fotossíntese que oferecem de forma moderada o seu C ao fungo simbiote suficiente para completar o seu ciclo de vida (HEINEMEYER ET AL., 2004). Logo, os FMA Tolerantes podem demorar em oferecer benefícios nutricionais aos seus hospedeiros, pois demandam altos custos iniciais de C para estabelecer a simbiose com a planta, mas que podem ser compensados pelos benefícios a longo prazo entre os simbiossomas (CHAGNON et al., 2013). Assim, as características de crescimento e reprodução resumem a teoria da preferência dos FMA TOL às plantas também TOL.

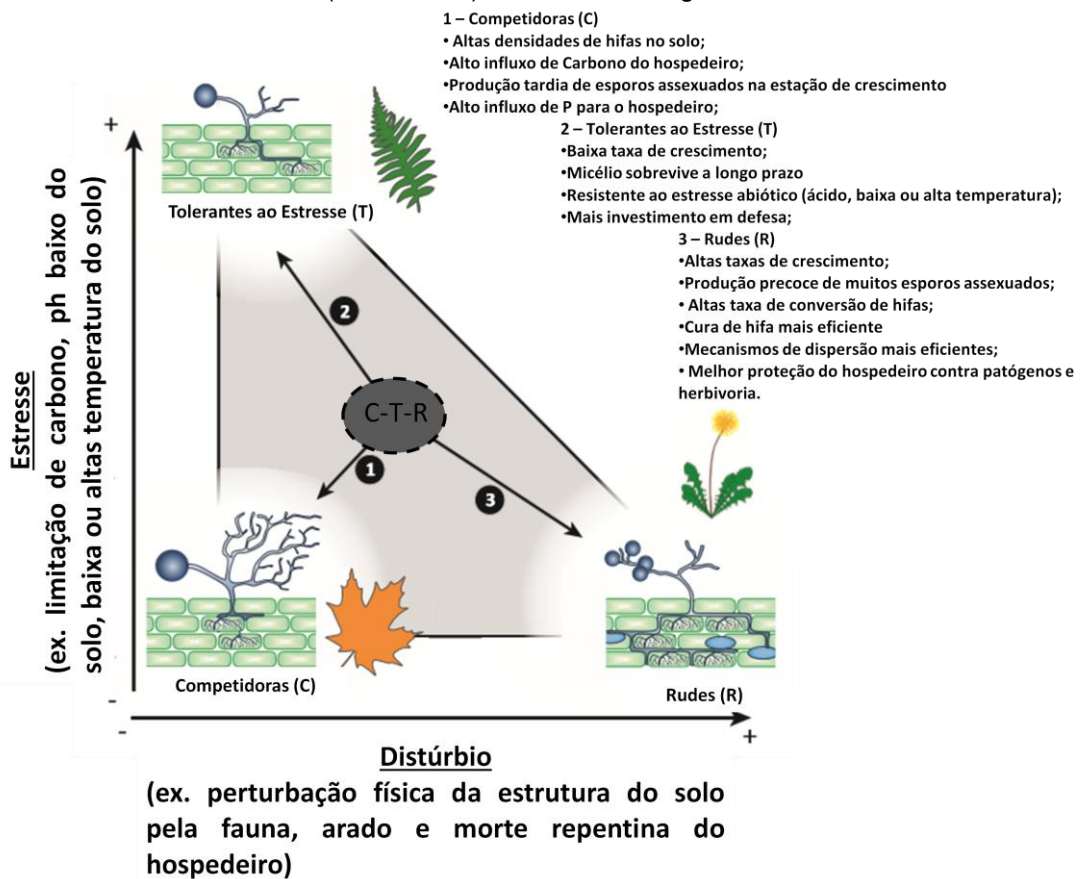
Contudo, as espécies de FMA Rústicas são resistentes aos distúrbios como rompimento da rede de hifas causada pela destruição da estrutura física dos solos ou por pastagens de animais. Estes distúrbios podem ser cruciais para selecionar espécies Rústicas de FMA no solo, já que elas possuem uma alta taxa de reconexão e cura da função das redes de hifas e das interações simbióticas com os hospedeiros. As espécies Rústicas ainda têm como características intrínsecas altas taxas de crescimento, mecanismos eficientes de fusão de hifas que reconectam os fragmentos de hifas mortas no solo em forma de micélio funcional (AVIO et al., 2006) e altas taxas de recolonização de hospedeiros por propágulos. Portanto, o seu ciclo de vida é direcionado pelo investimento rápido em grandes quantidades de esporos assexuados

(estruturas mais resistentes ao distúrbio), além de mecanismos eficientes de cura de micélio no solo e nas raízes favorecendo a sua sobrevivência em solos seriamente perturbados, como a aração (KLIRONOMOS E HART, 2002; DE LA PROVIDENCIA et al., 2005). Assim, espécies pertencentes à *Glomeraceae*, especificamente as do *Glomus* grupo A (HELGASON et al., 1998; MAHERALI E KLIRONOMOS, 2012) são frequentemente encontrados de formas dominantes em solos arados. As características mais comuns de *Glomus* grupo A são: crescimento rápido (POWELL et al., 2009), fusão de hifas mais rápida (DE LA PROVIDENCIA et al., 2005), investimento de produção mais cedo e mais abundante de esporos (OEHL et al., 2009) e formação de parede transversal para infecção de pedaços de raiz e hifas danificadas no solo para restabelecimento das suas funções e aumento a recolonização de raízes da planta hospedeira (KLIRONOMOS E HART, 2002; DE LA PROVIDENCIA et al., 2005). Além disso, os FMA da família *Glomeraceae* possuem uma maior proporção de micélio intra-radicular (MIR) do que MERs dentre outras famílias de FMA (HART E READER, 2002). As espécies Rústicas ainda têm um ciclo de vida curto que demanda baixa quantidade de C do hospedeiro, mas sem produção de micélios de sobrevivência a longo prazo. As estratégias escolhidas por plantas rústicas de vida curta e com baixo custo de C para sobrevivência levam a uma seleção e preferência simbióticas às espécies RUS de FMA (CHAGNON et al., 2013). Estas plantas normalmente estão presentes em ambientes de estágios primários de sucessão, em que a falta de nutrientes limitantes raramente interfere no seu crescimento (NAVAS et al., 2010). Portanto, o primeiro benefício da associação simbiótica destas plantas com os FMA RUS é a proteção contra patógenos (NEWSHAM et al., 1995), que são mais propensas ao ataque do que outros grupos de plantas (KULMATISKI et al., 2008). De acordo com (MAHERALI E KLIRONOMOS, 2007), as espécies de *Glomus* grupo A foram mais eficientes em promover a proteção contra fitopatógenos em plantas hospedeiras do que em outras linhagens. Isso ocorre devido os FMA RUS promoverem a ativação na planta infectada da via hormonal de anti-herbivoria baseada no ácido jasmônico (POZO E AZCON-

AGUILAR, 2007), assim como o gatilho de resposta da planta contra herbivoria (KEMPEL et al., 2010).

A figura 1 resume as características de estratégias de sobrevivência das espécies de FMA quanto à classificação de C-T-R.

Figura 1 – Estratégias de sobrevivência das espécies de FMA de acordo com as plantas na classificação C-T-R, demonstrando a mesma relação entre plantas e fungos. O tamanho e a quantidade de esporos estão representados pelas esferas cinza, assim como a quantidade de hifas extra e intra-radulares (MIR e MER) em cada estratégia.



Fonte: Adaptado e tradução livre de Chagnon et al. (2013).

Powell et al. (2009), Hart e Reader (2002) observaram que *Gigasporaceae* produz esporos maiores, tem baixa CM, investe em reprodução por esporos grandes, maior número de hifas extra-radulares, possui alta demanda de C do hospedeiro e promove maior absorção de água, maior absorção de nutrientes para a planta hospedeira (MAHERALI E KLIRONMOS, 2007). De acordo com Lerat et al. (2003) *Gigasporaceae* é um sumidouro de C

e não tem preferência por plantas com baixa fixação de C (ANTUNES, KOCH, MORTON et al., 2011).

Por fim, foram descritos dois fatores que influenciam diretamente na seleção das espécies: os filtros ambientais e as formas limitadas de dispersão (MAHERALI E KLIRONOMOS, 2012; KIVLIN, et al., 2011). Porém, recentemente foi descoberto por Chaudhary et al. (2021) uma alta diversidade de esporos de FMAs no ar, responsável pela alteração da composição da sua comunidade de acordo com a sazonalidade e distribuição espacial, ao contrário do que se pensava.

2.7.2 Fatores abióticos que interferem na diversidade de FMA

Segundo West et al. (2009) as características abióticas do solo são mais relevantes no impacto da diversidade da comunidade de FMA, assim como observado por Bainard et al. (2017) as propriedades abióticas do solo explicaram 25% da composição de espécies de FMA, enquanto vegetação e a distância espacial, explicam, respectivamente, 9% e 8% dos resultados obtidos pela Análise de Redundância de Espécies (RDA). Já o tipo de vegetação afetou a diversidade alfa de FMA no solo para profundidade de 0 a 15cm. Anderson, Ebbers e Liberta (1986), Koske (1987), Tommerup (1984) e Mosse (1973) e descobriram que a temperatura, a umidade e o tipo de solo são capazes de alterar a comunidade micorrízica de FMA em gramíneas nas pradarias de areia.

O efeito do estresse hídrico, assim como o excesso de umidade do solo podem alterar, não somente a diversidade, mas também a densidade de esporos de FMA no solo (MILLER E BEVER, 1999). Deveautour et al. (2018) observaram que mudanças na disponibilidade de água afeta a composição da comunidade de FMA. Portanto, as espécies e os gêneros dos FMA são afetados de forma diferente dependendo do grupo taxonômico ou das estratégias de sobrevivência. Segundo Bethenfalvay et al. (1988), *Glomus mossae* aumentou a biomassa e o comprimento do MER em estresse hídrico com soja, aumentou CM sob estresse hídrico severo em feijão-de-porco. Porém, promoveu uma maior diminuição na esporulação do que as MERs em

soja. Ba et al. (2012), Gao et al. (2016) e Chen et al. (2017) descobriram que a baixa disponibilidade de água no solo, aumentou a diversidade de espécies de FMA, mas pode diminuir após a adição de água novamente (DEVEAUTOUR, DONN, POWER et al., 2018; SENDEK, KARAKOC, WAGG et al., 2019).

Porém, Auge e Stodola (1990) observaram que a deficiência hídrica diminuiu a taxa de colonização micorrízica. Rosendahl e Rosendahl (1991) demonstraram que a salinidade ou seca fisiológica induzida por sal diminuíram a colonização micorrízica de *Glomus sp.* em cúrcuma. Powell et al. (2009) observaram que *Glomus* e *Paraglomus* são gêneros de FMA de CM rápidas, mas com MERs curtas, que são mais sensíveis à baixa disponibilidade de água (FRANK et al., 2003), investem em maior número de esporos e normalmente estão associados a solos perturbados (CHAGNON et al., 2013). Deepika e Kothamas (2015) descobriram que a escassez de disponibilidade hídrica do solo diminuiu o número de esporos tolerantes dominantes impactando na sua permanência no local. Li et al. (2021) observaram que *Acaulospora* foi a família mais abundante em baixa precipitação porém, continha baixa abundância relativa, enquanto *Glomeraceae* teve a maior abundância relativa nas raízes em alta umidade de solo (precipitação 1.611mm). Augé (2004) concluiu em seus estudos que a falta de disponibilidade de água promoveu a mudança da comunidade de FMA privilegiando a presença de espécies mais resistentes à seca. Veresoglou, Caruso e Riling (2013) detectaram que membros da família *Gigasporaceae* foram mais sensíveis à seca ou à baixa disponibilidade de água no solo quando a precipitação é diminuída, mas ocupavam nichos ótimos em alto teor de umidade devido à alta precipitação (DAVISON et al., 2021).

Porém, Khan e Belik (1995) descobriram também que o encharcamento do solo diminuiu a taxa de CM de forma geral para as FMA. Braunberger, Abbott e Robson (1996) demonstraram que solos com alto teor de umidade diminuíram as CM em FMA. Holland et al. (2014) descobriram que a irrigação diária em estufa (saturação da capacidade de campo) diminuiu a riqueza de espécies de FMA em relação ao cultivo em estufa irrigado a cada 3 dias. Doherty (2009) descobriu que *G. aggregatum* diminuiu a produção de esporos com a diminuição da umidade no solo, enquanto *S. calospora*, aumentou a

produção de esporos com a diminuição da umidade e em condições normais, favoreceu a CM. Galazka et al. (2018) revelaram elevada CM em regime de irrigação elevado em diferentes sistemas de produção agrícola. Méndez et al. (2021) propôs que o regime de baixa irrigação reduziu o nível de glomalina facilmente extraível, assim como, a CM, a abundância e a diversidade de FMA no solo. Contudo, foi observado que as técnicas de irrigação e o teor e umidade do solo tem impactos positivos ou negativos sobre a comunidade FMA no solo. A CM e a quantidade de esporos influenciam diretamente na eficiência simbiótica em culturas agrícolas e a qualidade dos inóculos FMA dos solos nativos.

Já a temperatura do solo influenciada pelas condições edafoclimáticas da região, a incidência de raios solares e a ausência ou tipo de cobertura do solo podem também alterar fortemente a comunidade micorrízica no solo, como descoberto por Koske e Walker (1986), em que a distribuição de *Scutelospora weresubiae* foi limitada pela temperatura e o tipo de partícula do solo. Bendavid-val et al. (1997) constataram que a CM de raiz de plantas hospedeiras por *Rizopagus irregularis* foi afetada pela alta temperatura. Martin e Stutz (2004) descobriram que espécies do gênero *Glomus* não crescem muito bem em altas temperaturas, pois diminuíram a taxa de colonização micorrízica e a formação de vesículas em plantas hospedeiras. Quando os cultivos agrícolas foram consorciados com plantios de árvores, segundo Heinemeyer et al. (2004), houve mudança na comunidade de FMA em cultivo sombreado em relação a cultivo a pleno sol. Já Davison et al. (2021) observaram que *Acaulosporaceae* possuía esporulação ótima em temperaturas mais baixas. Parke, Linderman e Trappe (1983) observaram que o cultivo em estufa com temperatura controlada, as temperaturas ótimas para a CM em FMA, de forma geral, ficaram entre 18,5°C a 24°C; moderada em temperatura de 7,5°C e reduzida/inibida em temperaturas iguais ou acima de 29,5°C. Já para Furlan e Fortin (1973), Schreiner e Koide (1993) o desenvolvimento máximo de arbúsculos e CM em FMA ficaram entre 30°C a 34°C.

Contudo, em solos nativos tropicais, Daniels e Trappe (1980) descobriram que os gêneros *Glomus* e *Acaulospora* tiveram germinação de

esporos entre 20 a 25°C, enquanto em *Gigaspora* os esporos germinaram a 30°C.

Em relação à quantidade de esporos, Schenck e Smith (1952) relataram que as espécies *Glomus claroides*, *G. clarum*, *Gigaspora pellucida* e *Gi. gregária* produziram o maior número de esporos a temperatura de 24°C no solo de cultivo, enquanto de *G. mosseae* e *Acaulospora laevis* tem sua esporulação máxima a 30°C. *Gi. gregária*, *Gi. heterogama* tem a sua CM máxima em raízes de plantas hospedeiras a temperaturas que variam entre 34 e 36°C e *G. mosseae*, a 20°C.

Por fim, Nemeček (1987) provou que as temperaturas extremas de 43 a 66°C reduzem a germinação de esporos em *G. mosseae*, *G. intraradices* e *G. deserticola*.

Dentre os parâmetros químicos do solo, o pH é o parâmetro que tem mais influência ou altera a comunidade e a riqueza micorrízica do solo, conhecimento já estabelecido por diversos trabalhos (PORTER et al., 1987; VOLKMA E WOODBURY, 1988; VIEHELIG E OCAMPO, 1991; WANG et al., 1993; LEKBERG et al., 2007; AN et al., 2008; OEHL et al., 2010).

De acordo com os estudos de Morton (1986) o gênero *Acaulospora* era frequentemente reportado em solos ácidos. Resultados semelhantes foram encontrados por Davison et al. (2021) onde as espécies da família *Acaulosporaceae* ocupavam nichos ótimos em pH baixo. Membros da família *Glomeraceae* esporulavam de forma ótima em quaisquer nichos ecológicos no solo quanto ao pH.

Além do pH, o nível de nutrientes também pode alterar a comunidade de FMA no solo (KÜHN e STASVASKI, 1990). O teor de P é o fator que mais interfere na colonização micorrízica de plantas hospedeiras, normalmente elevada em concentrações são mais baixas no solo e reduzidas, ou mesmo inibidas, quando em altas concentrações de P (NOGUEIRA, CARDOSO E HAMPP, 2002). A natureza da fonte de P também interfere na CM (ANTUNES E CARDOSO, 1991), onde as fontes minerais como os fosfatos de rocha aumentavam a CM em plantas de citrus à medida em que aumentavam as dosagens de P (até 100mg de P/g de solo) e permanecia constante em doses

acima desta, mas quando utilizado P solúvel (superfosfato simples) a CM diminuiu a partir de 135mg de P/g de solo, decaindo significativamente em doses maiores que esta.

Além do fósforo, outros nutrientes, principalmente metais (Zn, Cu e Ni), interferem na germinação de esporos e no desenvolvimento inicial das hifas, atrasando ou mesmo inibindo a CM com a planta hospedeira (KOOMEN et al., 1990; CARDOSO et al., 2002), principalmente em solo com acidez abaixo de 5,0 que aumentam a disponibilidade destes metais aos FMA. Além destes metais, o excesso de Al^{3+} e Mn^{2+} também podem ter um efeito deletério na germinação de esporos que é potencializado com o aumento da acidez do solo, em pH abaixo de 5,5 (LAMBAIS E CARDOSO, 1989). Andrade et al. (2003) ainda observaram o efeito tóxico do Pb sobre a CM quando em solos com acidez de 5,4 ou menores em plantas de soja. Por fim, o excesso de elementos-traços afeta de forma diferente a comunidade de FMA favorecendo as espécies resistentes ou adaptadas a estas condições e suprimindo espécies sensíveis (CARDOSO et al., 2002; KLAUBERG-FILHO et al., 2002; SILVA et al., 2005;).

Segundo Bethenfalvay, Brown e Pacosthy (1982), Bagyaraj (1984) e Bansal et al. (2000) identificaram que a interação de FMA com a microbiota do solo na região da micosfera e rizosfera podem alterar a sua comunidade no solo.

Em relação ao teor de glomalina no solo, Hossain (2021) ressaltou um aumento da diversidade e abundância de espécies de FMA quando ocorreu o aumento do teor de glomalina em solos agricultáveis.

2.8. Identificação de FMA por Características Fenotípicas e Genotípicas

Os FMA pertencentes ao filo *Glomerulomycota* (glomerulomicetos) possuem esporos (glomerósporos) com características únicas dentro do Reino do Fungi (GOTO e MAIA, 2006). A denominação dos esporos é ditada pela sua classificação monofilética no filo *Glomerulomycota* características e diversidade das estruturas subcelulares das paredes dos esporos. Por serem características morfológicas muito diversas e variáveis entre as espécies de

FMA (não encontradas em outros grupos de fungos) estas características foram escolhidas e indicadas como carácter observável para fins taxonômicos. Dentre as características morfológicas de identificação em nível de esporos são citadas: formação, tamanho, cor, forma e tipo; parede celular dos esporos: organização, estruturas e camadas da parede; a nível ontogenético: estruturas de germinação e forma de emergência do tubo germinativo.

Walker (1983, 1986), Berch e Koske (1986), Morton (1986), Spain et al. (1989) e Koske e Gemma (1995) foram os primeiros a organizar e propor uma nomenclatura para as diferentes subestruturas dos esporos denominados “tipo de parede dos esporos” que representavam uma característica morfológica padronizada a ser observada para a descrição das espécies de FMA. Porém, não levaram em consideração a sua ontogênese (origem da formação das camadas). Dentre os tipos morfológicos de paredes nestes fungos podemos encontrar: Evanescentes, Unitária, Laminada, Expansiva, Membranosa, Coriácea, Amorfa, Chanfranulada, Germinativa e Perídio.

Posteriormente, Morton (1990) propôs uma linha de pesquisa que investigasse a ontogênese das camadas das paredes celulares, pois poderiam ser caracteres relevantes para a classificação e detalhamento na identificação e diferenciação das espécies de FMA. Portanto, Morton, Bentivenga e Bever (1995) apresentaram à comunidade científica no estudo de FMA uma nova classificação morfológica quanto às paredes dos esporos (levando em consideração a sua ontogênese), baseado no modelo de desenvolvimento dos esporos onde o termo “paredes”, definido por Walker (1992), agora deveriam ser interpretadas como “camadas” organizadas em uma ou mais paredes: “parede do esporo” e “parede germinativa”. Essas características eram discretas e consistentes entre isolados geográficos da mesma espécie e poderiam ser hierarquizadas de acordo com a sua origem temporal e espacial (FRANK E MORTON, 1994).

A hierarquização dos caracteres morfológicos dos esporos de FMA utilizados para a classificação das espécies foi definida na seguinte ordem:

- **Caracteres Primários:** Parede do Esporo (PE), Parede Germinativa (PG) e Estruturas de Germinação (EG);

- **Caracteres Secundários:** Diferenças Fenotípicas das Camadas da PE e PG como “tipos de paredes/camadas” descrito por Walker (1990) e EG diferenciada quanto à cor, comprimento e largura (WALKER E SANDERS, 1986);
- **Caracteres Terciários:** Aspectos quantitativos e qualitativos apenas às PE e PG quanto à espessura, cor, ornamentação e reação ao Melzer (reagente à base de Iodo).

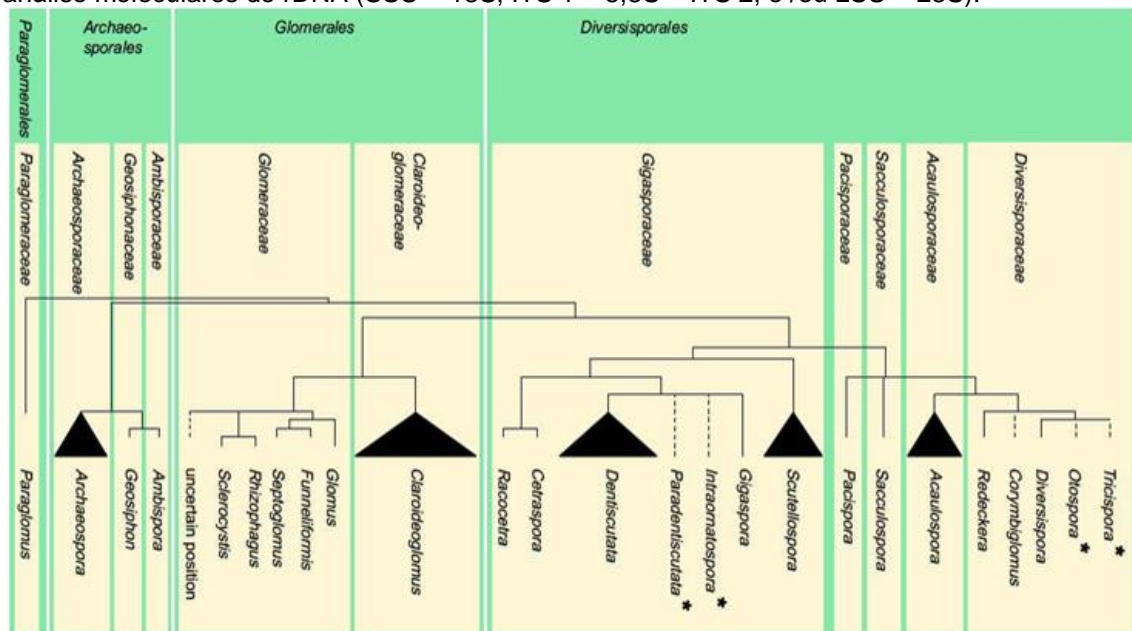
Entretanto, Spain et al. (2006) propôs uma nova nomenclatura para a definição das paredes dos esporos de FMA com a mudança do termo “Parede do Esporo” para “Parede Externa”, da ausência ou presença de 1 ou 2 “Parede(s) Mediana(s)” e mudança do termo “Parede Germinativa” para “Parede Interna”, já que a última estaria sempre associada às estruturas de germinação. Contudo, os estudos de análise morfológica de esporos para organização taxonômica e cladística dos glomerulomicetos foram realizados com as poucas espécies de FMA mantidos em bancos de cultura e com condições adequadas para crescimento controlado em casa de vegetação e raízes transformadas (cultura *in vitro*) (DE SOUZA et al., 2008). Algumas espécies de FMA possuem características recalcitrantes (de difícil cultivo e crescimento) em condições controladas, sendo obstáculos sérios à execução deste tipo de estudo.

Além das características morfológicas das hifas e esporos, diversos autores utilizaram a caracterização molecular (SIMON et al., 1992a; 1992b; 1993a; 1993b) com regiões de genes do DNA ribossomal para a caracterização genotípica das espécies. Já em organismos eucariotos é uma das sequências genéticas mais comuns e conservadas ao longo a evolução destes organismos além de avanços no uso das ferramentas moleculares para a filogenia e evolução (SCHWARZOTT et al., 2001; SCHÜSSLER et al., 2001; DE SOUZA et al., 2005; SILVA et al., 2006; WU et al., 2007; OEHL et al., 2008; HELGASON et al., 1998; 2002; HUSBAND et al., 2002; KOWALCHUK et al., 2002) e genética e ecologia dos FMA (HARRISON 1999; GIANINAZZI-PERSON et al., 2001; SANDERS, 2002; GANDOLFI et al., 2003).

Schüßler et al. (2001) propôs a classificação dos FMA utilizando ferramentas moleculares de 18S rDNA retirando os glomerulomicetos do *status* da classe de *Zygomycota* (filo polifilético) para um novo grupo monofilético, o filo *Glomerulomycota*. Neste filo as análises moleculares de 200 espécies destes fungos mostravam características de ancestralidade comuns não-relacionada ou distinta dos *Zygomycota* e outros fungos conhecidos além de igualar, hierarquicamente, os filios *Basidiomycota* e *Ascomycota*.

De acordo com Redecker et al. (2013) por meio de análise genéticas: 1) SSU – 18S; 2) ITSs: ITS 1 – 5,8S – ITS2; e /ou 3) LSU – 28S; foi possível construir a árvore filogenética dos FMA demonstrando o parentesco evolutivo entre as espécies como demonstrado na figura 2 abaixo.

Figura 2 – Árvore filogenética evidenciando ordem, família e gêneros dos FMAs, por meio de análise moleculares de rDNA (SSU – 18S; ITS 1 – 5,8S – ITS 2; e /ou LSU – 28S).

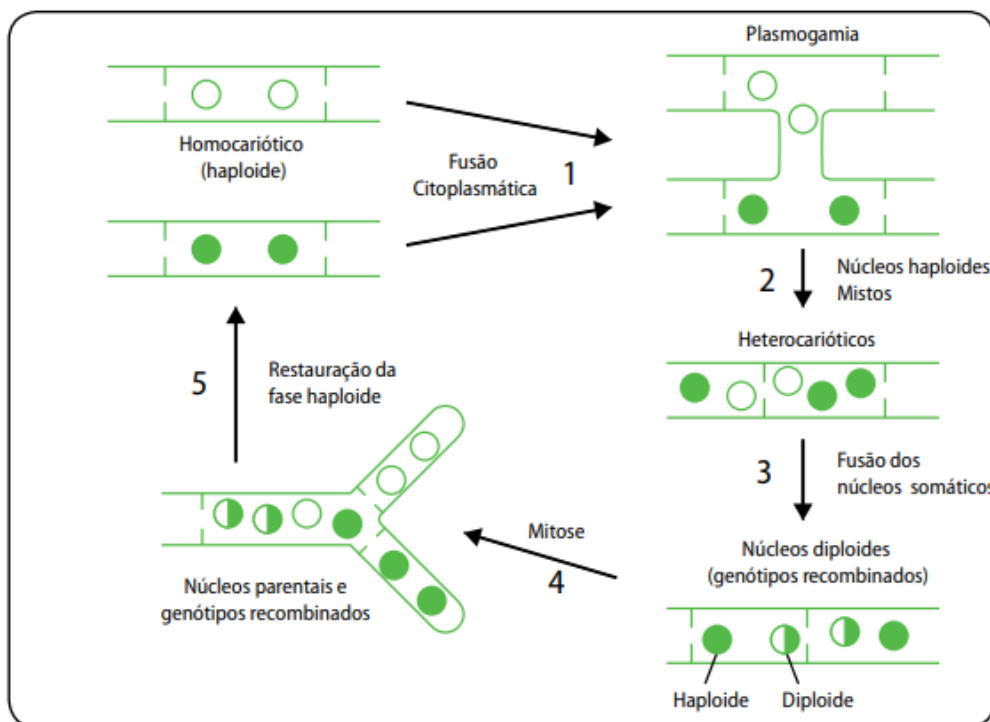


Fonte: Redecker et al. (2013), acessado em 18/09/22: <http://www.amf-phylogeny.com>.

Por fim, a caracterização molecular pode promover alguns obstáculos, pois algumas espécies podem conter esporos multinucleados com centenas até milhares de núcleos (COOKE et al., 1987; BECARD & PFEFFER, 1993; PAWLOWSKA & TAYLOR, 2004). Apesar de serem considerados organismos clonais, característica negativa para evolução a longo prazo, foram encontradas neste grupo e evidenciada pela presença de recombinação e

elementos móveis em espécies de glomerulomicetos (GANDOLFI et al., 2003; PAWLOWSKA & TAYLOR, 2004; DE SOUZA, 2005; GOLOTTE et al., 2006). Estudo desenvolvido por Giovannetti et al. (2003) mostraram diferentes linhagens ou estirpes de *Glomus mosseae* com incompatibilidade vegetativa quando em regiões geográficas distintas apresentando sinais de especiação por isolamento geográfico. Enquanto Croll et al. (2008) demonstraram que linhagens distintas de *Glomus intraradices*, mas da mesma população foram detectados processos de anastomose e troca de material genético. Esse fenômeno corrobora com a hipótese De Souza (2005; 2007) sobre a capacidade de recombinação via ciclo de vida parassexual (figura 3) explicando o estado de homo ou heterocariótico dos núcleos presentes nos esporos das espécies estudadas. No entanto, estudos mais aprofundados demonstraram que a fusão de núcleos haplóides resultou em núcleos diplóides que realizaram meiose e formação de esporos haplóides de origem sexuada que pode levar ou não à ocorrência de perdas ou ganhos cromossomiais (DE SOUZA, 2007).

Figura 3 – Ciclo parassexual em FMA, desde a plasmogamia até a haploidização e perda gradual de cromossomos por sucessivas mitoses.



Fonte: Dos Santos e Horta Jr. (2015).

2.9. Índices de Diversidade e FMA

Os estudos da diversidade biológica de suma importância foram determinados pela Convenção da Diversidade Biológica em 1989, idealizado pelo Programa Ambiental das Nações Unidas (*United Nations Environmental Programme* – UNEP) em maio do mesmo ano (UNEP, 1992). Em Junho de 1992, no Rio de Janeiro (ECO 92 ou Rio 92) foi organizada a primeira Conferência das Nações Unidas para o Meio Ambiente de Desenvolvimento, com a participação de 160 países que pretendiam discutir o papel da conservação da biodiversidade global como: 1) matéria-prima para o desenvolvimento da biotecnologia (NIESBET et al., 1991); 2) exploração racional e sustentável destes recursos; 3) reconhecimento do direito soberano dos estados e países sobre seus recursos naturais; 4) divisão dos benefícios financeiros da exploração da biodiversidade e recursos genéticos; 5) definições de mecanismos legais (legislações) e 6) intercâmbio multilateral de material genético e de espécies (IWU, 1996). Os países tropicais e em desenvolvimento como Brasil, México, Colômbia e Indonésia foram os principais alvos da discussão, já que são muito ricos em biodiversidade estimulando novas faces na política de desenvolvimento científico-econômico destes países (só o Brasil detém mais de 10% da biodiversidade mundial de espécies). A destruição do patrimônio genético e a perda da biodiversidade nestas nações poderiam levar a um desastre político-econômico-científico não só a nível de país, mas também a nível global (MITTERMEIER et al., 1992). O tratado se tornou efetivo em dezembro de 1993 com apenas 152 países ratificando o documento, em julho de 1996 (IWU, 1996; SZARO, 1996; HAWKSWORTH, 1997).

A diversidade ou a biodiversidade refere-se ao grau de variabilidade das espécies dentro de uma determinada área e tempo estudados. Ela pode ser utilizada como ferramenta para avaliação do monitoramento, manejo e impactos regionais e de paisagens (ecossistemas).

Em nível regional, a biodiversidade pode ser avaliada quanto à diversidade intra-específica quando estudada a biodiversidade de organismos dentro de uma determinada área (diversidade alfa). A diversidade interespecífica acontece quando o estudo pretende comparar a biodiversidade

de espécies entre duas áreas estudadas próximas ou dentro do mesmo ecossistema (diversidade beta). A biodiversidade a nível de paisagens ocorre quando se estuda a biodiversidade de organismos em áreas mais abrangentes como a comparação entre ecossistemas, ou seja, grandes áreas de estudo (diversidade gama).

Segundo Odum e Barret (2007) o estudo da biodiversidade leva em consideração dois fatores principais: A) a riqueza específica (variedade ou a densidade de espécies na área ou entre áreas estudadas) e B) equitatividade (uniformidade – *evenness* – na quantidade de indivíduos e/ou o grau de dominância entre as espécies na área ou entre as áreas estudadas). Na avaliação dos autores, levando em consideração estes dois fatores ao mesmo tempo, é o que torna este estudo complexo (MAGURRAN, 1988).

As medidas de diversidade (ODUM E BARRET, 2007) podem ser divididas em três categorias diferentes. São elas: I) os índices de riqueza específica ou absoluta (S) (quantidade de espécies da área estudada); II) os modelos de distribuição da abundância de espécies (distribuição do número de indivíduos, expressa em modelos ou funções matemáticas em cada área ou áreas estudadas) e III) os índices de heterogeneidade (proporção das espécies que levam em consideração, de forma combinada, a riqueza específica e a abundância relativas nas áreas do estudo).

Na primeira categoria dos Índices de Riqueza (S) encontram-se os índices mais simples e frequentemente mais estudados que representam o número total de espécies em uma comunidade estudada (ODUM E BARRET, 2007), entretanto, podem ser afetados pela quantidade de indivíduos amostrados. Portanto, esses índices necessitam que os estudos sejam bem delimitados no espaço e no tempo com espécies adequadamente identificadas e enumeradas que podem ser influenciadas pela habilidade do cientista na identificação e na escolha das estratégias de coleta das espécies. Por esse motivo deve-se, previamente, estudar as melhores estratégias de coleta para cada espécie ou grupo de espécies (de acordo com seu hábito e ciclo de vida) e realizar o treinamento e a capacitação de pessoal para que as amostras sejam representativas. Nestas condições, este índice é de extrema utilidade

(MAGURRAN, 1988; BEGON, 1986). Além do índice de riqueza podemos citar mais quatro índices, mais simples, que levam em consideração a riqueza absoluta (s) e o logaritmo (base 10) ou logaritmo neperiano (ln) do número total de indivíduos das amostras quando a coleta de indivíduos ocorre de forma aleatória: Índice de Margalef, Índice de Menhinick's, Índice Geason e Índice de Macintosh.

O Índice de Margalef (MARGALEF, 1958, 1991; BROWER, ZAR E VON ENDE, 1992) é considerado um índice de diversidade não-paramétrico. Isso por ser um índice de diversidade utilizado quando a distribuição das espécies de uma amostra é uniforme. Leva-se neste caso em consideração o número de espécies em relação ao logaritmo natural da distribuição do número total de indivíduos na amostra. O Índice de Margalef está descrito na equação 1 abaixo.

Equação 1 – Índice de Margalef

$$D \propto = \frac{S - 1}{Ln N}$$

$D\alpha$ = Índice de Margalef;

S = número de espécies encontradas na amostra;

N = número total de indivíduos da amostra;

Ln = logaritmo natural ou logaritmo neperiano da distribuição das espécies.

O Índice de Shannon-Wiener (SHANON E WIENER, 1949) que também correspondente à diversidade alfa, tem uma vantagem sobre o Índice de Margalef, pois ele é mais apropriado às amostras aleatórias de espécies encontradas dentro de uma amostra ou comunidade, além de evidenciar espécies mais raras em relação às espécies dominantes. O cálculo baseia-se na riqueza e equitabilidade das espécies, ou seja, baseia-se na somatória do número proporcional de espécies (pi ou frequência relativa) multiplicado pelo logaritmo natural do mesmo número proporcional. Este Índice é estimado segundo a equação 2 abaixo.

Equação 2 – Índice de Shannon-Wiener

$$H' = -\sum_{i=1}^k p_i \cdot \ln p_i$$

H' = Índice de Shannon-Wiener

Ln = logaritmo natural da distribuição das espécies;

p_i = Abundância proporcional de espécies da amostra, dada pela equação 3:

Equação 3 – Abundância Proporcional (p_i)

$$p_i = \frac{n_i}{N_i}$$

p_i = Abundância Proporcional de espécies da amostra

n_i = número de espécies na amostra;

N_i = número total de indivíduos na amostra.

A heterogeneidade/homogeneidade é calculada pela Equitabilidade de Dominância (ED) (PIELOU, 1975) baseada no Índice de Shannon-Wiener onde as amostras possuem distribuições mais homogêneas ou heterogêneas em relação ao número de indivíduos de cada espécie presente. Este Índice de heterogeneidade/homogeneidade pode ser calculado de acordo com a equação 4 abaixo.

Equação 4 – Índice de Equitabilidade de Pielou (J)

$$E_j = \frac{D_s}{D'_{max}}$$

E_j = Índice de Equitabilidade de Pielou (J);

D_s = Índice de Dominância de Simpson

D' max = Índice de Dominância de Simpson no seu valor máximo possível, dado pela equação 5 abaixo:

Equação 5 – Índice de Shannon-Wiener no seu máximo valor possível

$$D'_{max} = \frac{(s - 1)}{s} \cdot \frac{N}{(N - 1)}$$

S = número de espécies da amostra.

N = número total de indivíduos na amostra.

Além do Índice de Shannon-Wiener foi calculado também o Índice de Dominância de Simpson (SIMPSON, 1949) que consiste em um índice que reflete a probabilidade de dois indivíduos, escolhidos ao acaso na comunidade que pertencem à mesma espécie. Ele varia de 0 a 1 e quanto mais alto for, maior a probabilidade de os indivíduos serem da mesma espécie, ou seja, maior a dominância e menor a diversidade. Este Índice de Dominância de Simpson pode ser calculado de acordo com a equação 6 abaixo.

Equação 6 – Índice de Dominância de Simpson

$$D_s = 1 - \sum p_i^2$$

p_i = Abundância proporcional de espécies (equação 3);

n_i = número de espécies na amostras;

N = número total de indivíduos na amostra.

O índice de diversidade beta foi calculado a partir do Índice de Similaridade de Sorensen (BROWER e ZAR, 1984) que é um índice que mede, aos pares, o grau de igualdade das espécies entre dois locais diferentes ou em amostras diferentes em nível regional. Ele é um índice fácil e simples de mensurar com a vantagem de levar em consideração a presença de espécies amostradas sem a interferência das espécies não amostradas. O cálculo é realizado em relação ao número de espécies compartilhadas entre os dois

locais, multiplicado por 2, em relação à soma do número de espécies que aparecem somente no primeiro local, com o número de espécies que aparecem somente no segundo local amostrado ou analisado. Esse índice é dado pela equação 7 abaixo.

Equação 7 – Índice de Similaridade de Sorensen

$$Ss = \frac{2a}{2a + b + c}$$

Ss = Índice de Similaridade de Sorensen;

c = número de espécies compartilhadas nas amostras ou locais A e B;

a = número de espécies encontradas somente na amostra ou local A;

b = número de espécies encontradas somente na amostra ou local B;

Dentre dos índices de diversidade comumente usados no estudo de FMA, também pode ser utilizada a classificação proposta por Zhang et al. (2004) para avaliar a diversidade de FMA no solo por meio da Frequência Relativa (FR) como estudo da diversidade alfa e Frequência de Ocorrência (FO) como estudo da diversidade beta. A FR foi calculada de acordo com o número de indivíduos de uma espécie em relação ao número total de indivíduos daquela amostra (Equação 8).

Equação 8 – Índice de Frequência Relativa

$$FR(\%) = \frac{ni}{N}$$

Em que:

FR = Frequência Relativa das espécies de FMA dentro da amostra;

ni = n° de indivíduos da espécie i;

N = n° total de indivíduos da amostra.

Já a diversidade beta foi calculada por meio da Frequência de Ocorrência (FO - %) entre as regiões amostradas utilizando a equação 9 abaixo.

Equação 9 – Índice de Frequência de Ocorrência

$$FO (\%) = \frac{na}{NTa} \times 100$$

Em que:

FO(%) = Frequência de espécies de FMA entre as amostras;

na = nº de amostras com a presença da espécie de FMA;

NTa = nº total de amostras ou parcelas analisadas (4 parcelas).

A FR e a FO subdividem-se em quatro categorias de classificação quanto à dominância das espécies (ZHANG et al., 2004; STÜRMER & SIQUEIRA, 2011):

- **Dominante (D)** – quando $FR > 0,5$ ou $FO > 50\%$;
- **Mais Comum (MC)** – $0,3 < FR \leq 0,5$ ou $30\% < FO \leq 50\%$;
- **Comum (C)** – $0,1 < FR \leq 0,3$ ou $10\% < FO \leq 30\%$;
- **Rara (R)** – $FR \leq 0,1$ ou $FO \leq 10\%$.

Outro índice de diversidade a ser considerado e porpostao também por Zhang et al. (2004) foi o Índice de Frequência Global (IFG) que avalia a predominância das espécies de FMA presentes no total de amostras de solos analisadas. Calculou-se a partir do valor de FO dividido por 100 para ranquear uma pontuação (*score*) entre as espécies de FMA presentes nas amostras em relação ao número total de regiões analisadas (Equação 10).

Equação 10 – Índice de Frequência Global Corrigido

$$IFG \text{ score} = \frac{n^\circ \text{ de amostras com a esp. } i}{n^\circ \text{ total de amostras analisadas}}$$

Em seguida, as espécies são classificadas em relação aos *scores* obtidos de acordo com Zhan et al. (2004):

- **Espécies Raras (R):** de 0 até 0,25;
- **Espécies Comuns (C):** de 0,26 até 0,50;
- **Espécies Mais Comuns (MC):** de 0,51 até 0,75;
- **Espécies Dominantes (D):** de 0,76 até 1,00.

Por fim, calculou-se o Índice de Frequência Global Corrigido (IFG-C), somando todos os scores de cada espécie e ajustando a escala de classificação máxima de acordo com o número total de parcelas (quatro parcelas), a classificação do IFG-C terá novos scores com valores de amplitude entre 0 a 4 de acordo com Zhan et al. (2004) e adaptado por Agudelo (2016):

- **Espécies Raras (R):** score de 0 a 1,00;
- **Espécies Comuns (C):** score de 1,10 a 2,00;
- **Espécies Mais Comuns (MC):** score de 2,10 a 3,00;
- **Espécies Dominantes (D):** score de 3,10 a 4,00.

Dentre as diversidades de FMA estudadas pode ser utilizado também o Índice de Valor Indicador Individual de Espécie (IndVal) que visa encontrar entre as espécies da assembleias de comunidades de FMA nos solos como possíveis indicadoras. Este índice visa encontrar o grau de associação de certas espécies com habitats/solos mais específicos por meio da sua especificidade (A) dentro de cada solo estudado e com a sua fidelidade (B) aos habitats/solos estudados (DUFRÊNE; LEGENDRE, 1997).

O cálculo deste índice se encontra na equação 11 abaixo.

Equação 11 – Índice de Valor Indicador Individual (IndVal)

$$A_{ij} = \frac{N \text{ ind. } ij}{N \text{ ind. } j}$$

$$B_{ij} = \frac{N \text{ sítios } ij}{N \text{ sítios } j}$$

$$IndVal = A_{ij} \times B_{ij} \times 100$$

Em que:

A_{ij} = medida de especificidade

$N_{ind. ij}$ = número médio da espécie i nas amostras do grupo (biótopo);

$N_{ind. j}$ = somatória do número médio da espécie i ao longo de todos os grupos (biótopos) estudados;

B_{ij} = medida de fidelidade

$N_{sítios ij}$ = número de amostras do grupamento j onde a espécie i está presente;

$N_{sítios j}$ = Total do número de amostras do grupamento j ;

IndVal = Valor Indicador Individual.

Serão consideradas espécies bioindicadoras quando on IndVal for maior que 40% e quando as espécies esporularem de forma assimétrica, ou seja, apenas em uma das condições de solo, indicadas com asterisco (*).

Morton (1993) demonstrou alguns desafios quando apenas os esporos foram utilizados como único critério de avaliação. O primeiro desafio é que a ausência dos esporos no solo não significa necessariamente a ausência de FMA, pois pode estar presente na forma de MERs e/ou MIR no solo e nas plantas micorrizadas. O segundo desafio é a identificação dos esporos extraídos diretamente do campo, pois podem estar deteriorados e/ou hiperparasitados influenciando na sua identificação além de estarem em fase recente de desenvolvimento dos esporos. Nesta fase, podem não conter todas as estruturas necessárias para a sua correta identificação (principalmente das paredes internas e discos e hifas germinativas e esporófitos não desenvolvidos). Porém, este cenário pode ser contornado utilizando-se da técnica de cultivo-armadilha em condições controladas, como a estufa, na tentativa de estimular a esporulação de espécies não amostradas em condições de campo (SANDERS, 1996).

3. MATERIAIS E MÉTODOS

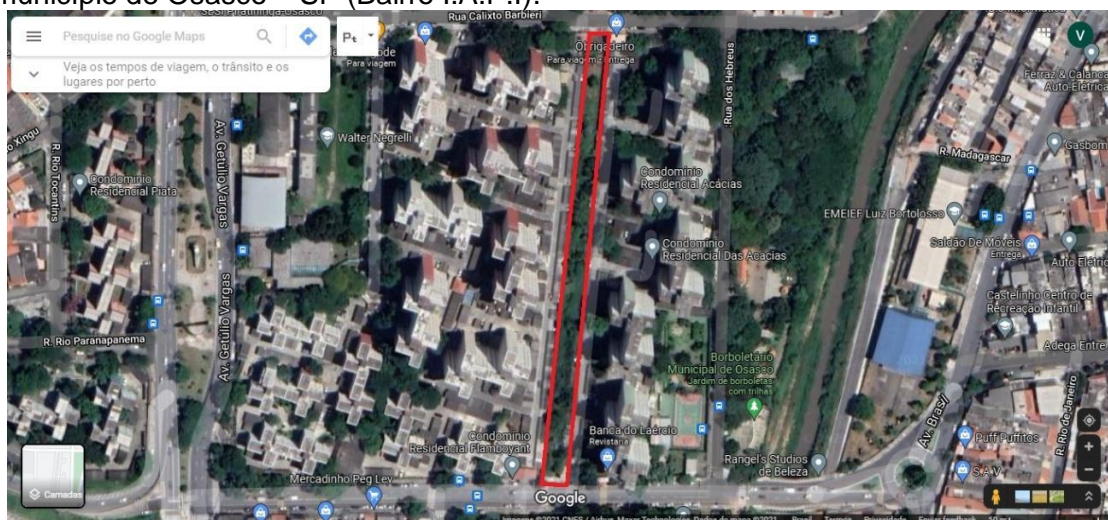
3.1. Descrição do Local do Estudo

O desenvolvimento desse projeto foi realizado em parceria com uma horta orgânica urbana com terreno de 10m x 200m (2.000m²) no endereço, Rua Calixto Barbieri, número 132, no Bairro IAPI, Osasco – SP.

O terreno encontrava-se abandonado há cinco anos com a presença de vegetação em estado inicial de regeneração (sucessão ecológica secundária intermediária), com a presença de plantas espontâneas de hábito herbáceo, arbustivas, gramíneas e algumas árvores de grande e médio porte, todas de crescimento espontâneo e na serrapilheira continha um banco de sementes.

A figura 4 indica a visão aérea do terreno estudado por meio de imagem de satélite adquirida do Google Earth ® em 09 de junho de 2021.

Figura 4 – Imagem aérea do terreno linear da horta urbana (10m x 200m) no município de Osasco – SP (Bairro I.A.P.I).



Fonte: Google Earth ® (2021).

A figura 5 mostra o estágio nativo (sucessão ecológica secundária de cinco anos) do terreno da horta antes do preparo do solo para a sua implantação tendo as torres de transmissão como ponto de referência.

Figura 5 – Condição nativa da vegetação do terreno antes da implantação da horta orgânica urbana (estágio de sucessão secundária de hábito, herbáceo, gramíneas, arbustos e árvores de médio e grande porte).



Legenda: estado da vegetação da entrada face norte do terreno (A); na 1ª torre da linha de transmissão (B); na 2ª torre da linha de transmissão (C); na 3ª torre da linha de transmissão (D).

Fonte: André Souza Vieira (2021).

3.2. Coleta das Amostras de Solo e Tratamentos Experimentais

A amostragem dos solos do terreno seguiu um padrão de coleta de solo aleatório (ARRUDA, MOREIRA e PEREIRA, 2014) de cinco alíquotas com 500g cada uma, com profundidade de 0 a 15cm, até completar um total de 2,5Kg de amostras compostas. Em seguida, estas amostras foram homogêneas por completo e separadas em sacos de 1,5Kg com fechamento hermético (em sacos tipo *ZipLock*®) para as análises físicas como Densidade, Retenção Hídrica (RH) e Umidade Relativa do Solo (UR), 500g para as análises químicas (Proteína do Solo Relacionado à Glomalina Facilmente Extraível – PSRG-FE; pH; Teor de Fósforo) e 500g para as análises da diversidade de espécies e densidade de esporos de FMA.

Já nos parâmetros físicos, a Capacidade de Infiltração (CI) e Temperatura foram obtidas em campo com cinco repetições, além do Índice de Radiação Solar (w/m^2) com sete repetições.

Estas amostras serviram para análise de campo dos FMA e portanto foi necessária mais uma coleta de 2,5Kg nos mesmos locais dos tratamentos para o cultivo armadilha em casa de vegetação com cinco repetições de 500g cada para avaliação da eficiência de infecção micorrízica dos solos testados por meio da Taxa de Colonização Micorrízica (CM) com *Brachiaria decumbes*, como planta isca em casa de vegetação.

As amostras compostas foram retiradas dentro de quatro parcelas (tratamentos) de 10m x 5m, em que as duas primeiras coletas ocorreram em solo nativo antes da implantação da horta com cobertura de vegetação nativa com alta incidência solar e baixa incidência solar. A terceira e quarta coletas foram realizadas após o revolvimento do solo com alta e baixa incidência solar sem cobertura e ficou exposto por 14 dias sem regime de precipitação. Os pontos aleatórios de amostragem para as alíquotas compostas dos solos foram escolhidos posicionando-se de costas e no centro da aresta de 10m da parcela, a 2m de distância e jogando cinco vezes um graveto indicador para trás, revezando a cada jogada, um giro de 36°, até completar 180° na aresta de 10m. Assim que o graveto indicador caiu na parcela, o local foi marcado com outros gravetos maiores para as coletas das alíquotas com 500g de solo. A temperatura do solo foi medida com termômetro de espeto e esperou-se cinco minutos para estabilização e calibração do instrumento.

As quatro parcelas (tratamentos) A, B, C e D foram organizadas de forma totalmente casualizadas (figura 6), escolhidas para estudo da perturbação do solo da horta pelo manejo convencional (revolvimento) em relação ao estado de pousio de cinco anos do terreno. A parcela A e B correspondem aos solos em pousio com baixa incidência de radiação solar (SPB) e alta incidência de radiação solar (SPA) e o tratamento C e D dos solos gradeados com alta incidência solar (SGA) e baixa incidência de radiação solar (SGB). A coleta dos tratamentos C e D foram realizadas após o solo ter sido roçado e passado por enxada rotativa de 30cm de diâmetro e ter repousado

por 14 dias, sem cobertura vegetal e sem regime de chuva (sob estresse hídrico).

As características edafoclimáticas específicas das quatro parcelas encontram-se abaixo:

A) Solo em Pousio com Vegetação e Baixa Incidência de Radiação Solar (SPB): solo em pousio à plena sombra de árvore de grande porte (20m), com cobertura de vegetação morta de folhas (60%) e plantas espontâneas de distribuição aleatória e hábito herbáceo (40%) à sombra de amoreira de 4m de altura e temperatura de $23,49 \pm 0,08^{\circ}\text{C}$; incidência de radiação solar com média de $69,52 \pm 2,33 \text{ W/m}^2$ medida sete vezes com Medidor de Energia Solar (Intrutherm® - Modelo MES-100); data da coleta 09/06/21 às 10:40.

B) Solo em Pousio com Vegetação e Alta Incidência de Radiação Solar (SPA): solo em pousio, com cobertura morta (50%) e viva (50%) de *B. decumbens*, exposto ao sol por dez horas com temperatura média de $31,79 \pm 0,04^{\circ}\text{C}$; incidência de radiação solar com média de $1024,29 \pm 4,34 \text{ W/m}^2$ medida sete vezes com Medidor de Energia Solar (Intrutherm® - Modelo MES-100); data da coleta 09/06/21 às 11:03.

C) Solo Revolvido com Alta Incidência de Radiação Solar (SRA): solo revolvido com Micro Trator Multicultivador 12,5hp (Modelo Vmc700) com *kit* de enxada rotativa de 30cm e roçado com roçadeira convencional, sem cobertura vegetal, ficou em pousio de 14 dias exposto ao sol à temperatura média de $45,52 \pm 0,04^{\circ}\text{C}$; incidência de radiação solar com média de $1094,29 \pm 6,74 \text{ W/m}^2$ medida sete vezes com Medidor de Energia Solar (Intrutherm® - Modelo MES-100); data da coleta 23/06/21 às 14:40.

D) Solo Revolvido com Baixa Incidência de Radiação Solar (SRB): solo revolvido e roçado como descrito na parcela C, sem cobertura vegetal, com pousio de 14 dias exposto à sombra à temperatura média de $22,83 \pm 0,09^{\circ}\text{C}$ e incidência de radiação solar com baixa de $30,12 \pm 1,29 \text{ W/m}^2$ medida sete

vezes com Medidor de Energia Solar (Intrutherm ® - Modelo MES-100); data da coleta 23/06/21 às 15:40.

Figura 6 – Exemplo de delimitação das áreas e pontos de coleta das alíquotas de solo dos tratamentos A, B e C.





Fonte: Acervo pessoal (2021)

3.3. Análises Físico-químicas dos Solos

As análises físico-químicas das amostras de solos estudados seguiram a metodologia segundo Texeira et al. (2017) e foram realizadas no Laboratório de Análises Ambientais da Etec Dr. Celso Giglio.

Os parâmetros físicos do solo analisados foram: 1) Temperatura ($^{\circ}\text{C}$) (termômetro de espeto digital modelo TP-300 com sonda do sensor de aço inox e 14,5cm, com faixa de medição de -50°C a 300°C); 2) Incidência de Radiação Solar (W/m^2) (Medidor de Energia Solar Marca Intrutherm $^{\circ}$ - Modelo MES-100); 3) Teor de Umidade do Solo (%); 4) Densidade do Solo (g/cm^3) – pelo método do cilindro volumétrico (DE ALMEIDA et al., 2017a); 5) Porosidade Total (m^3/m^3 de solo) – pelo método direto em cilindro (DE ALMEIDA et al., 2017b); 6) Retenção Hídrica do solo (m^3/m^3 de solo a 1.500kPa) – pelo método da centrífuga (marca MPW $^{\circ}$, modelo MPW-380 com rotor fixo de 6 posições 12.000rpm, resolução a cada 100rpm, com adaptadores para tubos Falcon $^{\circ}$ de 50mL) utilizando a equação de Silva e Azevedo (2002) (DE SÁ e VIANA, 2017); 7) Capacidade de Campo (Departamento de Botânica ICB – UFJF, 2018); 8) Capacidade de Infiltração (cm/h) – pelo método infiltrômetro cilíndrico de acordo com Muntz-modificado (FILHO e MANFRINATO, 1963 - ESALQ); 9) Granulometria pelo Método de medição de Teor de Argila (método da pipeta) e Areia Total (peneiramento) (DONAGEMMA et al., 2017) e 10) Classificação Textural do Solo (Triângulo de FERET) (MATOS-FERNANDES, 1994).

Os solos amostrados foram analisados com as seguintes análises químicas: 1) pH (pHmetro digital de bancada Gehaka® modelo GH - 800); 2) Teor de Fósforo (mg de Fosfato Assimilável / g de solo) (método de extração ácido por extrator Mehlich - 1 e heptamolibdato de amônio e redutor); 3) Teor de Proteína do Solo Relacionado à Glomalina Facilmente Extraível (PSRG-FE) pelo Método de Quantificação de Proteína por reagente de *Bradford* (SINGH, SINGH e TRIPHATI, 2013).

3.4. Técnica do Cultivo Armadilha em Estufa

A metodologia adaptada de Stultz e Morton (1996) foi utilizada para a montagem dos cultivos-armadilhas para testar o poder de infecção dos solos em pousio e após o revolvimento em casa de vegetação utilizando *Brachiaria decumbens* como planta-isca.

Os solos do cultivo-armadilha foram cultivados em sacos de plástico preto com capacidade de 2L em estufa de 80cm x 240cm x 120cm (figura 7), construída com tábuas e paletes de madeira de *Pinus* forrada com plástico para estufa de 100µm de porosidade.

Nos sacos de cultivo foram adicionados 4/5 de solo nas quatro parcelas, e, em seguida, foram adicionados 1,20g (em média $430 \pm 5,33$ sementes) de *Brachiaria decumbens*, desinfetadas com hipoclorito de sódio a 2,5% por dois minutos e lavadas três vezes com água destilada estéril. Por fim, adicionou-se 1/5 dos solos restantes completando 2Kg de solo.

Os cultivos armadilhas foram irrigados todos os dias (duas vezes ao dia) às 7h da manhã e 16h da tarde com ajuda de um timer digital programável (Marca Timer Digital YDT-MB ®) por três meses seguidos (de 10/06/2021 a 10/09/2021). Foi utilizada água desclorada (solução de tiosulfato de sódio 2%) em tambor de 100L (previamente desinfetado com hipoclorito de sódio a 2,5% e enxaguado com água de torneira). Houve interrupção da irrigação (estresse hídrico) por 1 mês inteiro (de 10/09/2021 a 10/10/2021) para a estimular a esporulação dos FMA, totalizando quatro meses de cultivo com cinco repetições em cada tratamento.

A figura 7 mostra a estufa para o cultivo-armadilha e as plantas-isca (Braquiárias) após o período de três meses de cultivo com interrupção de um mês para o estresse hídrico e estimular a esporulação.

Figura 7 – Estufa utilizada no cultivo-armadilha (A) com no solo em pousio com vegetação de cobertura e baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e no solo impactado por revolvimento sem vegetação de cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB) cultivado com *Brachiaria decumbens* como planta-isca. (B) sacos de cultivo após três meses de cultivo e um mês de estresse hídrico para estimular a esporulação dos FMA.



Fonte: Acervo pessoal (2021).

3.5. Extração, Contagem e Diversidade dos Esporos de FMA e Taxa de Colonização Micorrízica

O procedimento para extração/separação de esporos consistiu em suspender 50g dos solos em 5L de água de torneira para a sua posterior homogeneização (dois minutos) e decantação (dois minutos). Em seguida, a solução de solo foi passada por peneiramento úmido como descrito por Gerdemann e Nicolson (1963) e adaptados por Schenck (1984) e Pacioni (1994). Foram utilizadas peneiras de solo tipo SIEVE® encaixadas em série, com abertura de malha de 425µm e 53µm, respectivamente. O conteúdo da segunda peneira foi recuperado com ajuda de pisseta com água destilada e acondicionadas em tubos de centrifugação de 15mL e homogeneizadas. Logo após, os tubos foram colocados em centrífuga laboratorial (SPIN MAX 80-2B ®) por três minutos a 3.000rpm. Após a primeira centrifugação, foi descartado o sobrenadante até sobrar 5mL no tubo que foi posteriormente completado com uma solução de sacarose a 60% até o volume de 15mL. Os tubos foram

homogeneizados novamente e centrifugados a 2.000rpm por dois minutos. Recuperou-se novamente na peneira de 53 μ m do sobrenadante contendo os esporos que foram lavados imediatamente em água corrente por dois minutos para a retirada da solução de sacarose para evitar o seu rompimento. Em seguida, os esporos foram recuperados em tubos de centrifugação de 50mL e acondicionados em geladeira (4°C) por até 7 dias para reidratação e posterior contagem e separação dos esporos de FMA.

Os esporos micorrízicos foram contados e separados por cor e tamanho (com pipeta de 1 μ L) com o auxílio de uma lupa estereoscópica (Opton®) na lente objetiva de 8x e ocular de 10x (aumento total de 80x) em placa de petri de vidro com 60mm de diâmetro. Os esporos armazenados nos tubos Falcon® de 50mL na geladeira foram homogeneizados e capturados com a ajuda de micropipeta de 1.000 μ L. Marcou-se na placa de petri (por fora na parte inferior) com caneta marcador permanente (Faber Castel® ponta média de 6mm) como ponto de referências para a contagem. Pipetou-se a alíquota de 1000 μ L a partir do ponto de referência, apenas nas bordas internas da placa de petri e girou-se no sentido anti-horário ao mesmo tempo em que ocorreu a pipetagem do seu conteúdo. A contagem foi realizada girando a placa no mesmo sentido sob a lupa na lente de 80x e com ajuda de contador manual. Ao final, os esporos contados foram acondicionados em novos tubos de centrifugação de 50mL estéreis em álcool 70% e foram colocados novamente na geladeira (4°C) para armazenamento.

A identificação dos gêneros e espécies de FMA foi realizada utilizando as chaves de identificação do *International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi* (INVAM, 2019) em duas lâminas semi-permanentes foram montadas: uma com Álcool Polivinílico, Ácido Lático e Glicerina (PVLG) e a outra, PVLG mais Reagente de Melzer (1:1, v / v); com os morfotipos separados por tamanhos e cores para evidenciar as estruturas das paredes germinativas dos esporos auxiliando na identificação ao nível de famílias e gêneros e, quando possível, a nível de espécies. As lâminas foram analisadas em microscópio ótico OPTON®, nas lentes objetivas de 10, 40 e 100x (INVAM, 2019).

Para a análise de diversidade das espécies de FMA foram utilizados como parâmetros: 1) Riquezas Específicas (S) (número total de espécies); 2) Frequência Relativa (FR) ou Abundância Relativa.

3.6. Índices de Diversidade e Classificação Ecológica de Espécies de FMA

Além dos Índices de diversidade propostos acima foram ainda calculados os seguintes índices de diversidade alfa: Índice de Marglef, Índice de Diversidade de Shannon-Weiner e Índice Diversidade ou Dominância de Simpson, além da Equitabilidade de Pielou (J) (levando em consideração o Índice de Shannon-Weiner) entre as espécies de uma mesma amostra.

Calculou-se a diversidade beta utilizando os Índices de Similaridade de Sørensen para avaliar o grau de semelhança das espécies entre os solos das parcelas. Todos esses parâmetros foram considerados como parâmetros de bioindicador de diversidade de FMA do solo.

As espécies de FMA também foram classificadas quanto a sua ocorrência e distribuição, segundo Braun-Blanquet (1979), em relação aos parâmetros edafoclimáticos submetidos nos solos. Foram levados em consideração os maiores números da FR de cada espécie em cada solo estudado:

- **Exclusivas (EXC):** Espécies limitadas exclusivas ou quase exclusivas a determinado ambiente ou comunidade;
- **Seletivas (SEL):** Espécies com limitações claras; tem um ótimo bem evidenciado desenvolvimento em uma comunidade ou ambiente, mas também apresentam em outras áreas, sendo nestas pouco abundantes ou raras;
- **Preferentes (PRE):** Espécies mais ou menos abundantes em várias comunidades, mas com preferência por determinado ambiente; espécies cujo ótimo se encontra em uma comunidade específica;
- **Indiferentes (IND):** Espécies que não tem afinidade por um ambiente ou comunidade específico; espécies que se apresentam em todas as amostras, com um número elevado de esporos;

- **Acidental / Estranha (EST):** espécies raras, procedentes de outras comunidades ou relíquias de espécies que haviam ocupado o mesmo lugar.

As espécies de FMA também foram classificadas quanto à preferência de parâmetros abióticos para esporulação (radiação solar, temperatura e umidade relativa) e a estratégia de sobrevivência, de acordo com Grime (1979): Competidoras (COM); Tolerantes ao Estresse (TOL) e Rústicas (RUS). Tanto os parâmetros abióticos como as estratégias de sobrevivência foram comparadas de acordo com o maior número da FR da cada espécie analisada:

- **Rústicas (RUS)** – Alta Radiação solar e temperatura, baixa umidade relativa do solo e presente em solo arado com alta incidência solar (SAA);
- **Tolerantes ao Estresse (TOL)** – Baixa/alta radiação solar, média/baixa temperatura e média umidade relativa em solos nativos de alta incidência solar (SNA) ou solos arados de baixa incidência solar (SAB);
- **Competidoras (COM)** – Baixa radiação solar e temperatura, alta umidade em solos nativos com baixa incidência solar (SNB).

3.7. Análises Estatísticas

Os resultados da contagem de esporos de FMA entre as parcelas dos solos testados (SNB, SNA, SAA e SAB) foram submetidos ao teste de hipóteses (Teste t – 5% de nível de significância) para avaliar se houve diferença significativa entre as médias da densidade de esporos, CM e Glomalina entre eles. Além do teste de hipótese, uma Análise de Variância (ANOVA) e um Teste de Comparação de Médias (Tukey à 5% de significância) foram calculados para as médias da densidade de esporos de FMA, CM e Glomalina. As parcelas foram submetidas a cinco repetições cada. Os cálculos foram realizados por meio do programa de estatística de GraphPad® versão 9.0.0 (LA JOLLA, CALIFÓRNIA, EUA, 2020).

Em relação à distribuição das espécies foram construídos modelos de ajuste da curva de distribuição das espécies para os cálculos dos índices de diversidade ajustados, baseados em séries logarítmicas, logaritmo natural, séries geométricas ou séries *broken stick* (curvas com pendências suaves). A equação do modelo foi demonstrada em gráficos para cada modelo de ajuste da curva de distribuição de cada solo testado assim como o valor do coeficiente de regressão linear (R^2) importante para avaliar a aproximação dos valores reais dos dados obtidos para ajustar o melhor modelo de distribuição. Os gráficos e as curvas de ajuste de modelo foram plotados e calculados por Software do Pacote Microsoft Office Excel 2007®.

Contudo, a análise multivariada foi calculada por meio da correlação de matriz (Pearson) de componentes principais para avaliar a correlação entre os parâmetros do solo (químicos e físicos) em relação à densidade de esporos, CM e glomalina. A correlação de Pearson foi executada no programa GraphPad® versão 9.0.0 (LA JOLLA, CALIFÓRNIA, EUA, 2020).

4. RESULTADOS

4.1. Análise Físico-química dos Solos

De acordo com os resultados de caracterização dos solos em diferentes estados (pousio e após revolvimento), pode-se perceber alterações significativas quanto às médias da Densidade do Solo, Porosidade Total, Umidade Relativa e Retenção Hídrica (Teste – t a 5% de significância). Já a Capacidade de Infiltração e a Capacidade de Campo, não se mostraram com alterações significativas em relação ao solo em pousio e após o revolvimento. Segundo Andreola et al. (2000), as estruturas física dos solos nativos, como a sua estrutura, permeabilidade, densidade e porosidade são adequadas ao desenvolvimento normal da plantas. A medida que se intensifica o uso deste solos com práticas agrícolas que afetam estes parâmetros, como aração e pulverização (revolvimento), as características físico-hídricas são diretamente afetadas gerando condições adversas ao crescimento vegetal (SANTOS et al, 2011). Quando calculado o índice de qualida do solo (IQS) em relação aos parâmetros físicos e químicos do solo em pousio e solo revolvido na implantação da horta urbana, segundo Islam & Weil (2000) e aplicado por Araújo et al. (2007), foi observado uma pequena queda na qualidade do solo após o revolvimento do solo em pousio (IQS de 91,16% em relação ao solo em pousio).

Os resultados físico-químicos, de incidência de radiação solar e temperatura estão descritos na tabela 3 e 4 abaixo.

Tabela 3 – Resultados médios das análises físico-químicas do solo em pousio (SP) e solos impactados por revolvimento (SR). As comparações entre as médias dos parâmetros físico-químicos foram realizadas por meio de Teste – t a 5% de significância.

Parâmetros Físicos do Solo	SP	SR	Teste - t	
			R ²	p-Valor
Granulometria				
Argila (%)	ARG – 13,78 + 1,76		-	-
Areia Total (%)	ARE– 86,20 + 1,75			
Classificação Textural do Solo (Triângulo de FERET)	Areia Franca		-	-
Classificação do Solo				
Carta de Solos do Estado de São Paulo (LEMOS et al.,	Latossolo Vermelho/Amarelo (Fase Rasa)		-	-

1960)				
Dens. Solo (g/mL)	0,946 ± 0,022	1,011 ± 0,025	0,674	<0,0001
Poros. Total (%)	54,40 ± 2,837	47,30 ± 1,731	0,717	<0,0001
UR (%)	38,612 ± 2,060	30,15 ± 7,505	0,402	0,0083
CI (cm/h)	95,87 ± 16,043	80,82 ± 15,908	0,202	0,0806
RH (m3 de água / m3 de solo)	0,57 ± 0,021	0,68 ± 0,033	0,802	<0,0001
CC (%)	58,83 ± 1,532	58,63 ± 10,098	0,0002	0,956
Parâmetros Químicos	SP	SR	Teste - t	
			R²	p-Valor
pH	6,27 ± 0,10	6,33 ± 0,33	0,015	0,645
Fósforo Total (g / Kg de solo)	19,83 ± 3,83	15,65 ± 8,56	0,099	0,175

Legenda: Dens – Densidade do Solo; Poros Total – Porosidade Total; UR – Umidade Relativa; CI – Capacidade de Infiltração; RH – Retenção Hídrica; CC – Capacidade de Campo.

Tabela 4 – Resultados médios das análises incidência de radiação solar (Rad. Solar W/m²) e temperatura (°C) dos solos em pousio sob baixa (SPB) e alta incidência solar (SPA) e solos impactados por revolvimento sob baixa (SRB) e alta incidência solar (SRA). As comparações entre as médias foram realizadas por meio de ANOVA (Tukey a 5%).

Amostra de Solo	Temperatura (°C)	ANOVA (Tukey 5%)		Rad. Solar (W / m ²)	ANOVA (Tukey 5%)	
		R ²	p-Valor		R ²	p-Valor
SPB	23,49 + 0,085 a	1	<0,0001	69,52 + 2,335 a	0,999	<0,0001
SPA	31,79 + 0,046 b			1.024,28 + 4,347 b		
SRB	22,83 + 0,095 c			30,12 + 1,295 c		
SRA	45,52 + 0,047 d			1.094, 14 + 6,743 d		

4.2. Densidade de Esporos de FMA

Avaliando os resultados obtidos na densidade dos esporos de FMA foi realizado o teste de normalidade dos erros (resíduo) por meio do Teste de Normalidade de Shapiro-Wilk (p-valor <0,05) demonstrando que os erros têm distribuição normal. Os resultados estão resumidos na tabela 5 abaixo.

Tabela 5 – Análise do Resíduo por meio do Teste de Normalidade de Shapiro-Wilk (p-valor <0,05) dos valores de Densidade de esporos de FMA / 50g de solo, nos solos em pousio com baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e solos impactados por revolvimento com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB).

Tratamentos	1(SPB)	2(SPA)	3(SRA)	4(SRB)
Tamanho da Amostra	5	5	5	5
Média / Desvio Padrão	2.872,20 ± 332,26	3.209,20 ± 669,57	1.805, 80 ± 304,26	12.208 ± 3442,86
Valor (W)	0,8980	0,9386	0,9352	0,7990
p-Valor (<0,05)	0,4041	0,5890	0,5630	0,0920

Fonte: Acervo pessoal (2023).

Após realizar o teste de normalidade, o Teste de Hipóteses (Teste t) se confirmou a diferença significativa entre as médias da densidade dos esporos (p-Valor <0,001). Em seguida, as médias foram comparadas pelo Teste de

Comparações Múltiplas por meio do Teste da Diferença Mínima Significativa (*Least Significant Difference* – LSD). Os resultados então resumidos na tabela 6, abaixo.

Tabela 6 – Valores do Teste de Hipótese (Teste t) e Teste t de Comparação de Múltiplas Médias (LSD, com nível de significância 1%) da Densidade de Esporos de FMA / 50g de solo entre os solos em pousio com vegetação e baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e solos impactados por revolvimento com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB).

Tratamentos	Média da Densidade de Esporos FMA / 50g de solo e Desvio Padrão	Teste t	
		F	p-Valor
SPB (A)	2.872,20±332,26	37,31	<0,0001
SPA (B)	3.209,20±669,57		
SRA (C)	1.805,80±304,26		
SRB (D)	12.209,80±3.441,26		
Comparação Tratamentos	Teste de Diferença Mínima Significativa (LSD – p-valor <0,01)		
(A) X (B)	ns		
(A) X (C)	ns		
(A) X (D)	<0,001		
(B) X (C)	ns		
(B) X (D)	<0,001		
(C) X (D)	<0,001		

Legenda: ns = não significativo. **Fonte:** Acervo Pessoal (2023).

A maior média de densidade de esporos de FMA foi encontrada no SRB (12,209,80 ± 3.441,26). Este solo encontrava-se sob a árvore de grande porte que diminuiu a incidência de radiação solar (30,12 ± 1,29 W/m²) e a temperatura (22,83 ± 0,09°C) no solo permitindo que as espécies de esporulação rápida terminassem seu ciclo de vida, mesmo após o impacto do revolvimento. Nesta condição sombreada, as espécies não sofreram influência da alta radiação solar e temperatura, fatores negativos que afetam a sobrevivência dos esporos de FMA e a capacidade de completar o seu desenvolvimento. Além disso, o pH mais elevado em solos revolvidos (SR) pode ter contribuído com condições abióticas mais favoráveis para o crescimento dos esporos (OEHL et al., 2010). No SRB também foi encontrado o maior teor de glomalina facilmente extraível (PSRG-FE), assim como em SRA, mas sem apresentar diferença significativa entre si (ANOVA –Tukey 5%) demonstrando que esta proteína está relacionada com a morte recente destes fungos no solo devido ao impacto do revolvimento, como observado por Hossain et al. (2021). Contudo, a maior quantidade de esporos encontrados em

SRB após o revolvimento, pode ser explicada em terrenos onde a preservação de árvores nativas maduras e de grande porte em terrenos agricultáveis podem servir como fonte de propágulos ativos de FMA no solo (TESTES e SIMARD, 2008).

Entretanto, resultados contrários foram encontrados por De Miranda et al. (2007) que encontraram uma maior densidade de esporos de FMA em solos perturbados por manejo convencional (105 esporos / 50g de solo) em relação ao solo nativo do mesmo bioma (27 esporos / 50g de solo) observando que este tipo de manejo pode estimular a densidade de esporos em espécies de FMA TOL e RUS sob condição de perturbação.

Em SRA foi encontrada a menor densidade de esporos de FMA, porém não foi observada diferença estatística entre as médias de densidades de esporos entre os solos SPB e SPA. Logo, a situação de distúrbio severo do revolvimento do solo não foi capaz de diminuir a densidade de esporos totais observando a resiliência da comunidade micorrízica a este tipo de impacto. Fenômeno também observado por Colozzi-Filho e Balota (1997) onde mesmo após a aração, a densidade de esporos não foi alterada, pois esta situação favoreceu a esporulação rápida de espécies de FMA TOL e RUS que são resistentes aos distúrbios severos no solo.

Por outro lado, Deepika e Kothamas (2015) demonstraram que a escassez hídrica (UR) diminuiu o número de esporos tolerantes impactando na densidade total no solo, o que não foi observado neste estudo.

A contagem total de esporos tanto em SPB ($2.872,20 \pm 332,26$ esporos de FMA/ 50g de solo) e SPA ($3.209,20 \pm 669,57$ esporos de FMA/50g de solo), assim como, em SRA ($1.805,80 \pm 304,26$ esporos de FMA / 50g de solo) e SRB ($12.209,80 \pm 3.441,26$) foi muito maior quando comparado com Miranda et al. (2001) que relataram de 20 a 50 esporos de FMA/ 50g de solo. Entretanto, os resultados são semelhantes à Middleton et al. (2015) e Säle et al. (2015) em solos nativos possuíam de 500 a 2.500 esporos por 50g de solo.

Os resultados da densidade dos esporos nos solos estudados estão resumidos na tabela 7 abaixo.

Tabela 7 – Comparação entre a média da densidade de esporos de FMA nos solos em pousio com vegetação de cobertura e baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e solos impactados por revolvimento sem vegetação de cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB). Os solos revolvidos ficaram descobertos e sem qualquer vegetação por 14 dias seguidos sem precipitação.

Tratamentos	Média Densidade de Esporos FMA / 50g de solo	CV (%)	ANOVA		
			F	p-valor	Tukey - 1%
SPB	2.872,20 ± 332,26	11,57	37,31	ns	a
SPA	3.209,20 ± 669,57	20,86		ns	a
SRA	1.805,80 ± 304,26	16,85		ns	a
SRB	12.209,80 ± 3.441,26	28,20		<0,0001	b

Legenda: CV (%) – coeficiente de variação em porcentagem.

4.3. Colonização Micorrízica

Nos resultados das Taxa de Colonização Micorrízica (CM) em porcentagem (%) também foi realizado um Teste de Normalidade para avaliar se os resultados têm distribuição normal (tabela 8).

Tabela 8 – Análise do Resíduo por meio do Teste de Normalidade de Shapiro-Wilk (p-valor <0,05) dos solos em pousio com vegetação com baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e solos impactados por revolvimento com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB). Os solos revolvidos ficaram descobertos por 14 dias seguidos sem precipitação.

Tratamentos	1(SPA)	2(SPB)	3(SRA)	4(SRB)
Tamanho da Amostra	5	5	5	5
Média / Desvio Padrão	64,87 ± 7,24	68,79 ± 7,35	50,43 ± 7,85	60,99 ± 3,39
Valor (W)	0,86	0,99	0,79	0,97
p-Valor (<0,05)	0,28	0,99	0,08	0,87

Após o teste de normalidade indicando a normalidade dos resíduos, o Teste de Hipóteses (Teste t) confirmou a diferença significativa entre as médias da CM para a comparação do poder de infecção dos solos analisados (p-Valor <0,01).

Em seguida, as médias foram comparadas pelo Teste de Comparações Múltiplas por meio do Teste da Diferença Mínima Significativa (*Least Significant Difference* – LSD). Os resultados então resumidos na tabela 9 abaixo.

Tabela 9 – Valores do Teste de Hipótese (Teste t) e Teste t de Comparação de Múltiplas Médias (LSD, com nível de significância 1%) entre os solos em pousio com vegetação e baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e solos impactados por revolvimento com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB).

Tratamentos	Colonização Micorrízica (%)	Teste t	
		F	p-Valor
SPB (A)	64,87 ± 7,24	6,93	0,0033
SPA (B)	68,79 ± 7,35		
SRA (C)	50,43 ± 7,85		
SRB (D)	60,99 ± 3,39		
Comparação Tratamentos	Teste de Diferença Mínima Significativa (LSD – p-valor <0,05)		
(A) X (B)	ns		
(A) X (C)	0,017		
(A) X (D)	ns		
(B) X (C)	0,0026		
(B) X (D)	ns		
(C) X (D)	ns		

Legenda: ns - não significativo.

De acordo com os resultados obtidos, observou-se a diferença significativa (Teste t – LSD com p-valor < 0,05) entre a CM de SRA (50,43 ± 7,85%), SPB (64,87 ± 7,24%) e SPA (68,79 ± 7,35%). A menor CM em SRA pode ser influenciada pelo revolvimento diminuindo a qualidade do poder de infecção deste solo, apesar de não ter diminuído a densidade de esporos. Os dois fatores abióticos combinados de perturbação da estrutura de solo (revolvimento) e estresse térmico por falta da cobertura (alta incidência de radiação solar e temperatura) levaram à diminuição significativa do poder de infecção (CM) em SRA. Não foi observada diferença significativa entre SPB e SPA e nem entre SRA e SRB. De acordo com Gai et al. (2015) o revolvimento do solo, a exposição à radiação solar e altas temperaturas diminuiriam, de forma geral, o potencial dos solos nativos quando manejados, como observado por Ryam e Graham (2018) onde a aração diminuiu a eficiência da CM em plantas hospedeiras.

Os resultados obtidos neste estudo corroboraram com as hipóteses dos autores citados e estão resumidos na tabela 10 abaixo.

Tabela 10 – Comparação entre a média (ANOVA – Tukey a 5%) da Colonização Micorrízica em porcentagem (CM - %) em solo em pousio com vegetação e baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e em solos impactados por revolvimento sem vegetação de cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB). Os solos revolvidos ficaram descobertos e sem vegetação por 14 dias seguidos sem precipitação.

Amostra de Solo	Colonização Micorrízica (%)	CV (%)	ANOVA
-----------------	-----------------------------	--------	-------

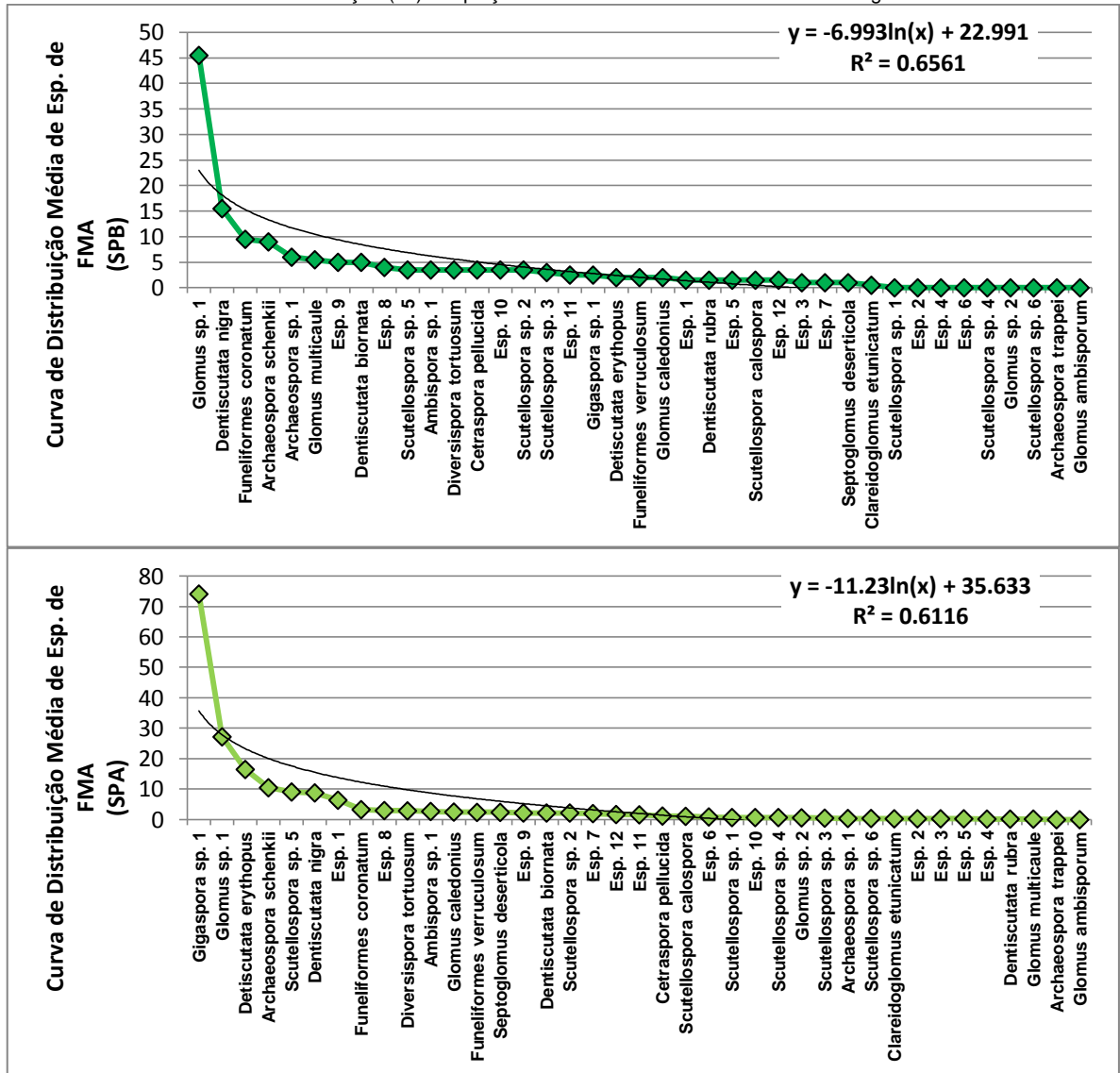
			F	p-valor	Tukey - 5%
SPB	64,87 ± 7,24	11,31	6,93	ns	a
SPA	68,79 ± 7,35	10,52		ns	a
SRA	50,43 ± 7,85	15,57		0,0026	b
SRB	60,99 ± 3,39	5,61		0,017	ab

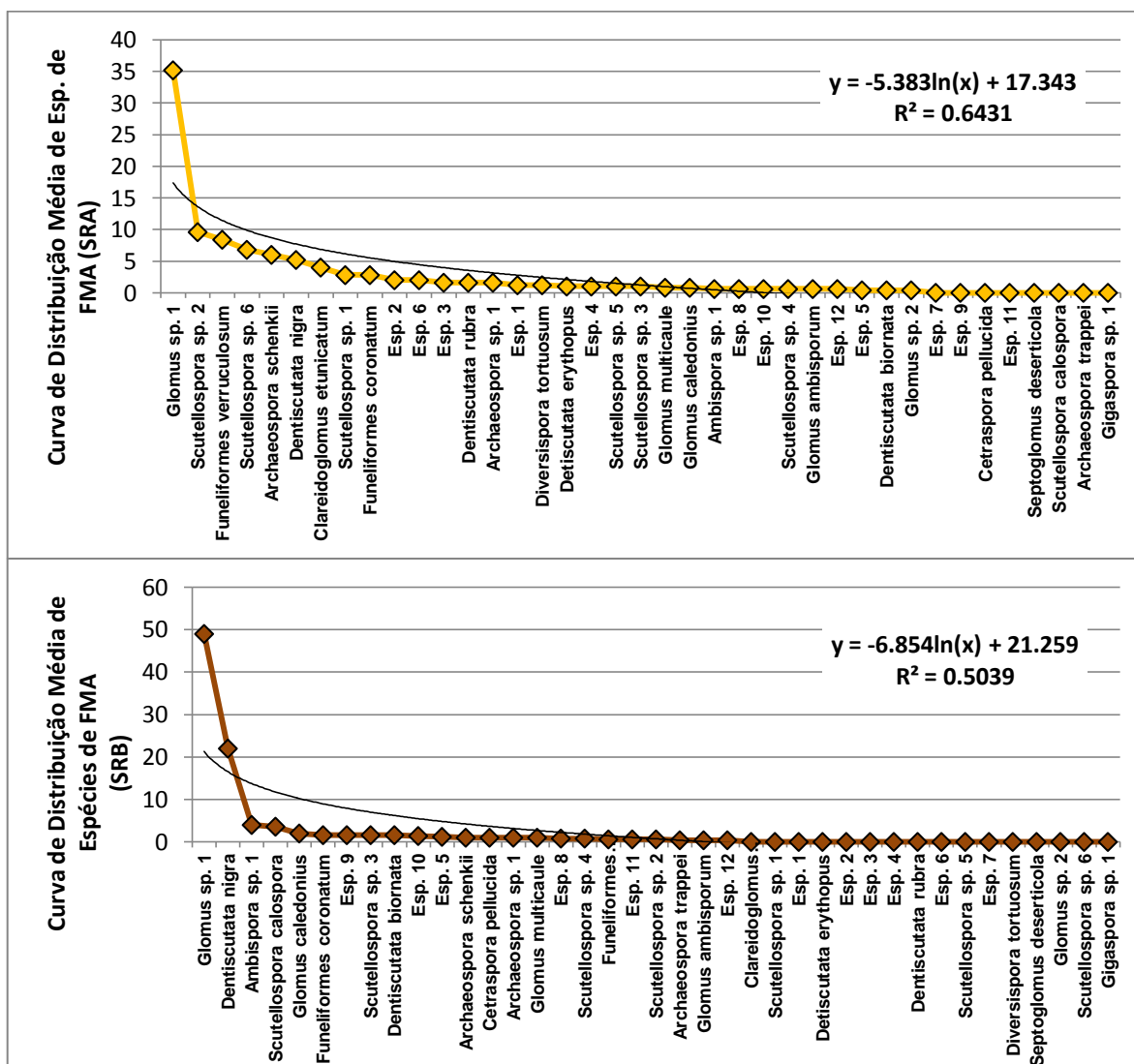
Legenda: ns = não significativo. **Fonte:** Acervo Pessoal (2023).

4.4. Diversidade de Espécies de FMA

Após a contagem e identificação dos morfotipos de esporos de FMA foram construídas as curvas de distribuição das espécies. De acordo como a figura 8 foi demonstrado o padrão das curvas de distribuição entre as espécies e a quantidade de indivíduos em cada uma, organizadas em ordem decrescente. Em todos os solos, a distribuição das espécies de FMA revelou um padrão de modelo de distribuição ajustado do tipo série geométrica (potência). A equação e o R² (coeficiente de correlação linear) de cada curva dos modelos estão representados em cada gráfico de forma individual (figura 8). O modelo de distribuição de espécies de FMA nas parcelas estudadas é explicado por possuir baixa dominância entre as espécies (apenas da Espécie 1 nas quatro parcelas) e alta homogeneidade ou equitatividade entre o restante dos indivíduos das outras espécies analisadas.

Figura 8 – Distribuição da abundância das espécies de FMA presentes nos solos em pousio com vegetação de cobertura sob baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e nos solos impactados por revolvimento sem vegetação de cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB). Os valores do ajuste da curva de acordo com o coeficiente de correlação (R^2) e equação da curva estão demonstrados em cada gráfico.





Fonte: Acervo pessoal (2023).

Ao total foram identificados 39 morfotipos de esporos de FMA classificados de acordo com a morfologia quanto ao seu tamanho, cor e ornamentos presentes nas paredes externas, além das características das paredes internas com a presença de discos germinativos e origem da geminação das hifas.

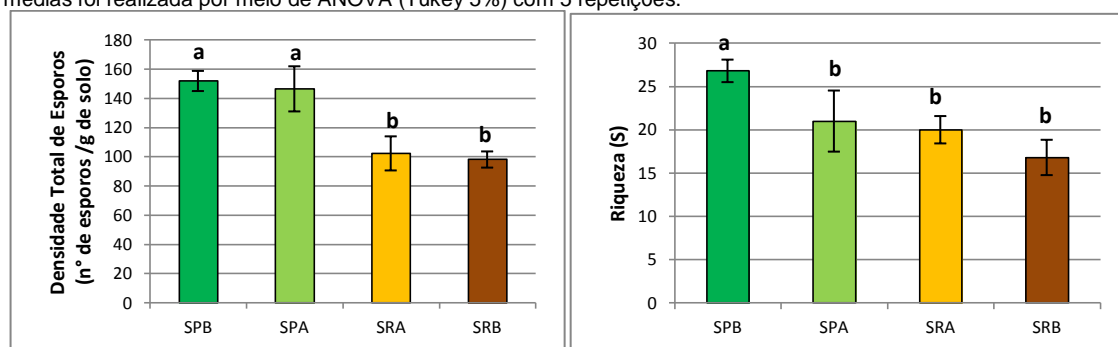
Em solos em pousio, SPB ($152 \pm 6,89$) e SPA ($139,33 \pm 24,50$) foram encontradas as maiores quantidades totais de esporos das espécies de FMA armazenadas anteriormente na geladeira. Os solos impactados por revolvimento (SRA e SRB) obtiveram valores menores de $102,33 \pm 4,04$ e $99,66 \pm 17,61$, respectivamente, porém sem diferença estatística entre si (ANOVA – Tukey 5%).

A quantidade de espécies ou Riqueza Específica (S) foi significativamente maior apenas em SPB ($26,80 \pm 1,13$) (ANOVA – Tukey 5%), porém, foi mantida entre os outros solos estudados, sem diferença significativa, com $21,00 \pm 3,53$ (SPA), $20,00 \pm 1,58$ (SRA) e $16,80 \pm 2,03$ (SRB). Estes resultados foram diferentes dos encontrados por Emam (2016) e Perkins e Bennett (2018) que observaram um aumento na riqueza específica de espécies após a aplicação do manejo convencional. Contudo, Berruti et al. (2016) relataram que espécies nativas de FMA são mais permanentes em solos impactados por manejo convencional podendo explicar a manutenção da riqueza de espécies de FMA nestes solos impactados por revolvimento em relação aos solos em pousio. Resultados opostos foram encontrados por Oehl et al. (2008), pois observaram em seu estudo que o manejo convencional diminuiu a riqueza de espécies de FMA no solo.

Portanto, é recomendado aos agricultores que apliquem estratégias de manejo que preservem as espécies de FMA em solos nativos que são importantes para a bioproteção dos sistemas de cultivo e a qualidade natural de infecção destes solos (GOSS et al., 2017). Para isso, a riqueza de espécies de FMA, além da densidade de esporos, deve ser avaliada como ferramenta essencial de monitoria e na escolha de técnicas mais sustentáveis no preparo do solo para os cultivos agrícolas urbanos.

Os resultados do número total de esporos no levantamento de espécies, Riqueza Específica (S) estão representados na figura 9 abaixo.

Figura 9 – Densidade Total de esporos e Riqueza de espécies de FMA presentes nos solos em pousio com vegetação de cobertura com baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e nos solos impactados por revolvimento sem vegetação de cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB). Comparação entre as médias foi realizada por meio de ANOVA (Tukey 5%) com 5 repetições.



Fonte: Acervo pessoal (2023).

Quando foi analisado o Índice de Margalef levando em consideração a curva de distribuição das espécies (\ln), o solo nativo SPB ($11,73 \pm 0,43$) obteve o maior índice de diversidade em relação à SPA ($9,23 \pm 1,58$), SRA ($9,46 \pm 0,82$) e SRB ($7,93 \pm 1,13$) (ANOVA – Tukey a 5%), porém não foi observada diferença estatística na diversidade de espécies de FMA entre os três últimos solos estudados. Contudo, percebe-se que a diversidade da comunidade micorrízica em SPB para SRB foi mais impactada pelo revolvimento do que em solo SPA e SRA, demonstrando que as espécies adaptadas às condições de altas temperaturas e à radiação solar, também são resilientes aos impactos do revolvimento na estrutura física do solo.

Considerando o Índice de Shannon-Wiener que leva em consideração a soma da abundância proporcional (π) de cada espécie, multiplicado pela curva de distribuição (\ln) da abundância proporcional, observou-se a mesma tendência que no índice de Margalef, porém, conseguiu diferenciar a menor diversidade de espécies entre os solos revolvidos SRA ($0,155 \pm 0,007$) e SRB ($0,115 \pm 0,007$), além de evidenciar a diferença na diversidade dos solos em pousio SPB ($0,184 \pm 0,01$) e SPA ($0,148 \pm 0,015$). Os solos SPA e SRA, não apresentaram diferenças entre si (ANOVA – Tukey a 5%). A diminuição da diversidade de espécies de FMA entre SPB e SRB pode ser explicada pela maior presença de espécies do tipo competidoras (COM), características de ambientes mais equilibrados em suas condições edáficas (radiação solar e temperatura), pois não preferem investir em produção de esporos e sim na produção de MER para propagação no solo. Contudo as MERs são mais sensíveis aos impactos causados pela aração e revolvimento. Já em solos com em alta incidência solar tanto em pousio como sob revolvimento (SPA e SRA) com maior variação nas condições edáficas (temperatura e radiação solar) a diversidade de espécies de FMA entre estes solos não apresentou diferença significativa entre si. Este fenômeno é explicado pela presença de espécies com estratégias de sobrevivência do tipo TOL e/ou RUS que tem preferência na produção de esporos como forma de propagação e estratégias de sobrevivência, pois são mais resistentes aos impactos severos (revolvimento) causados pelo manejo convencional e/ou impacto mediano (temperatura)

causado pela maior exposição à radiação solar. Também foi observada uma redução na diversidade de Shannon-Wiener entre os solos em pousio (SPB e SPA) mesmo com cobertura vegetal (viva e morta) indicando que a maior incidência de radiação solar em SPA foi um fator importante na mudança da diversidade de FMA. Já entre os solos após o revolvimento (SRB e SRA) o efeito da radiação solar teve um efeito positivo no aumento da diversidade de espécies em SRA (RUS e TOL), porém não em SRB (COM), pois havia diferentes espécies adaptadas às condições edáficas em cada solo.

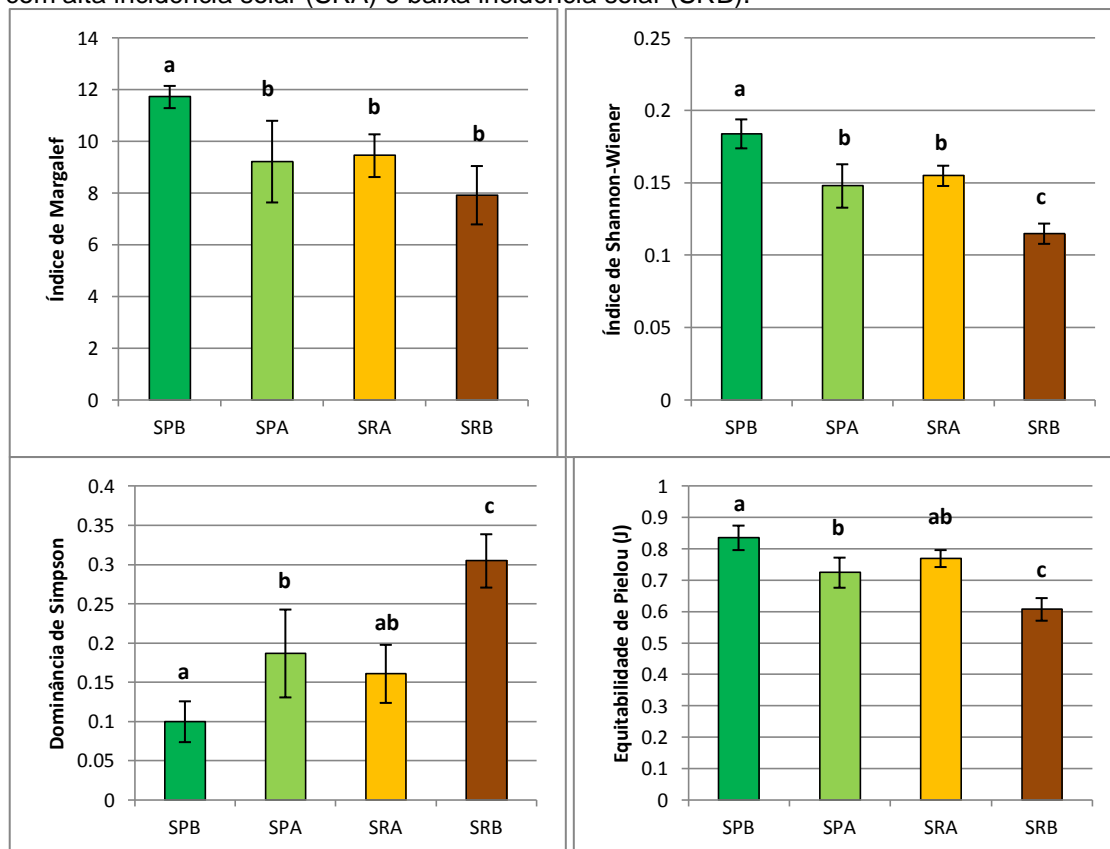
De acordo com os resultados encontrados na Equitabilidade de Pielou, que representa a uniformidade da distribuição de indivíduos entre as espécies de FMA em cada solo, que leva em consideração o Índice de Diversidade de Shanno-Wiener, foi observada uma redução severa da uniformidade da distribuição numérica de indivíduos entre as espécies dos SPB ($0,836 \pm 0,039$) e SRB ($0,608 \pm 0,036$) indicando que o revolvimento alterou o padrão da distribuição dos indivíduos da comunidade micorrízica em solos de baixa incidência solar. Já em relação aos solos de alta incidência solar em pousio SPA ($0,725 \pm 0,048$) e revolvido SRA ($0,770 \pm 0,027$) não houve diferença na uniformidade da distribuição numérica entre as espécies de FMA (ANOVA – Tukey a 5%), mesmo após o revolvimento. Isso demonstra que o revolvimento favoreceu as espécies adaptadas a impactos mais severos e/ou medianos como as espécies RUS e TOL que possuem estratégias de sobrevivência com grande produção de esporos, garantindo sua sobrevivência após o revolvimento. Quando comparada a uniformidade da distribuição de espécies de FMA entre os solos em pousio SPB (0,836) e SPA (0,725) observou-se diferença na distribuição numérica entre as espécies quando apenas a radiação solar e temperatura são levadas em consideração, sendo fatores importantes na seleção de espécies com estratégias de sobrevivência adaptadas a cada ambiente (COM em SPB e TOL/RUS em SPA), mesmo em solos em pousio com vegetação de cobertura, sendo ela viva ou morta.

A Dominância de Simpson demonstra a diversidade de espécies por meio de sorteios aleatórios e a chance de sortear, neste sorteio, a mesma espécie duas ou mais vezes indicando maior ou menor dominância destas

espécies, ou seja, quanto maior a diversidade menor será sua dominância. A menor dominância (maior heterogeneidade) entre as espécies de FMA foi encontrada em SPB ($0,100 \pm 0,026$), já em SPA ($0,187 \pm 0,056$) possuiu maior dominância. O SRA ($0,161 \pm 0,037$) possui valores de dominância sem diferença significativa entre SPB e SPA (ANOVA – Tukey à 5%). Já SRB ($0,305 \pm 0,034$) foi o solo a apresentou a maior dominância (menor heterogeneidade) entre as espécies de FMA em relação aos outros solos estudados indicando a seleção da comunidade com estratégia de sobrevivência do tipo RUS e TOL presente neste tipo de solo.

Os resultados dos Índices de Margalef, Índice de Shannon-Wiener, Dominância de Simpson e Equitabilidade de Pielou estão representados na figura 10 abaixo.

Figura 10 – Comparação entre os Índices de Margalef, Índices de Diversidade de Shannon-Wiener, Índice de Dominância de Simpson e Equitabilidade de Pielou (J) das espécies de FMA nos solos em pousio com vegetação de cobertura com baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e nos solos impactados por revolvimento sem vegetação de cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB).

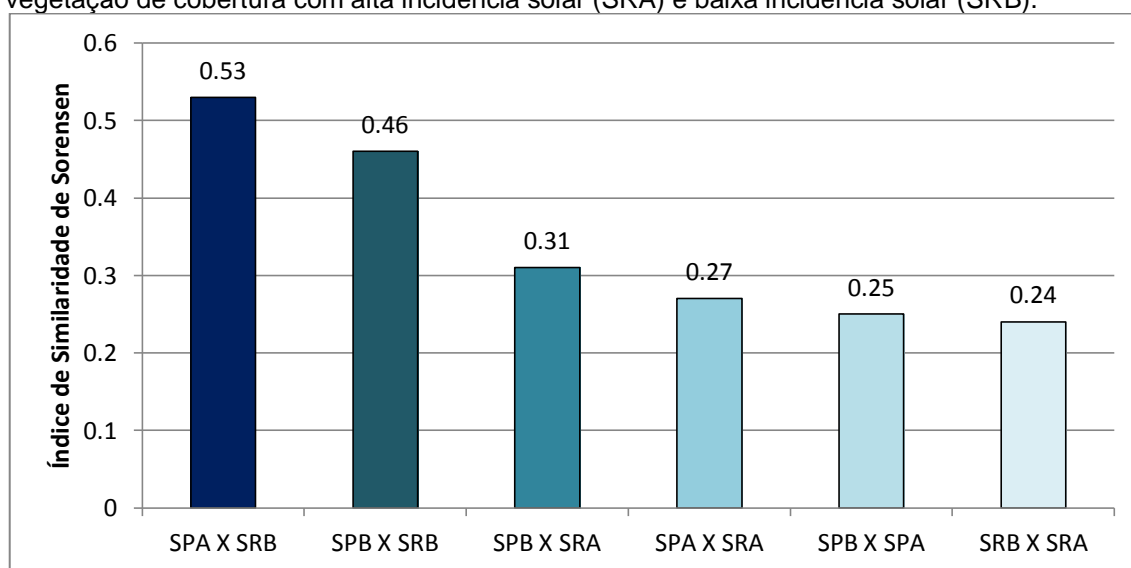


Fonte: Acervo pessoal (2023).

O Índice de Similaridade de Sorensen avalia o quão similares são as espécies encontradas em análise por pares. Neste índice, percebe-se uma maior similaridade entre as espécies presentes no solo revolvido SRB e os solos em pousio SPA (53%) e SPB (46%). Já o SRA se mostrou com menor similaridade de espécies em relação aos solos em pousio SPB (31%) e SPA (27%). Contudo, as menores similaridades entre as espécies da comunidade de FMA dos solos foram entre os solos em pousio SPB e SPA (25%) e solos revolvido SRB e SRA (24%), porém por motivos diferentes. Enquanto que os solos em pousio contém baixa similaridade devido as adaptações das espécies às condições edáficas de cada solo ao longo do tempo, a baixa similaridade entre os solos revolvidos é causada pelo impacto do revolvimento e alta radiação solar somados, em SRA, e apenas o revolvimento em SRB. Nestes solos apenas as espécies RUS/TOL foram favorecidas pelo pousio sem cobertura (14 dias) após a supressão da vegetação e revolvimento do solo, impactos considerados severos para a comunidade micorrízica.

Os resultados do Índice de Similaridade de Sorensen são apresentados na figura 11 abaixo.

Figura 11 – Comparação dos Índices de Similaridade de Sorensen da diversidade de espécies de FMA entre os solos em pousio com vegetação de cobertura de baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e entre os solos impactados por revolvimento sem vegetação de cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB).

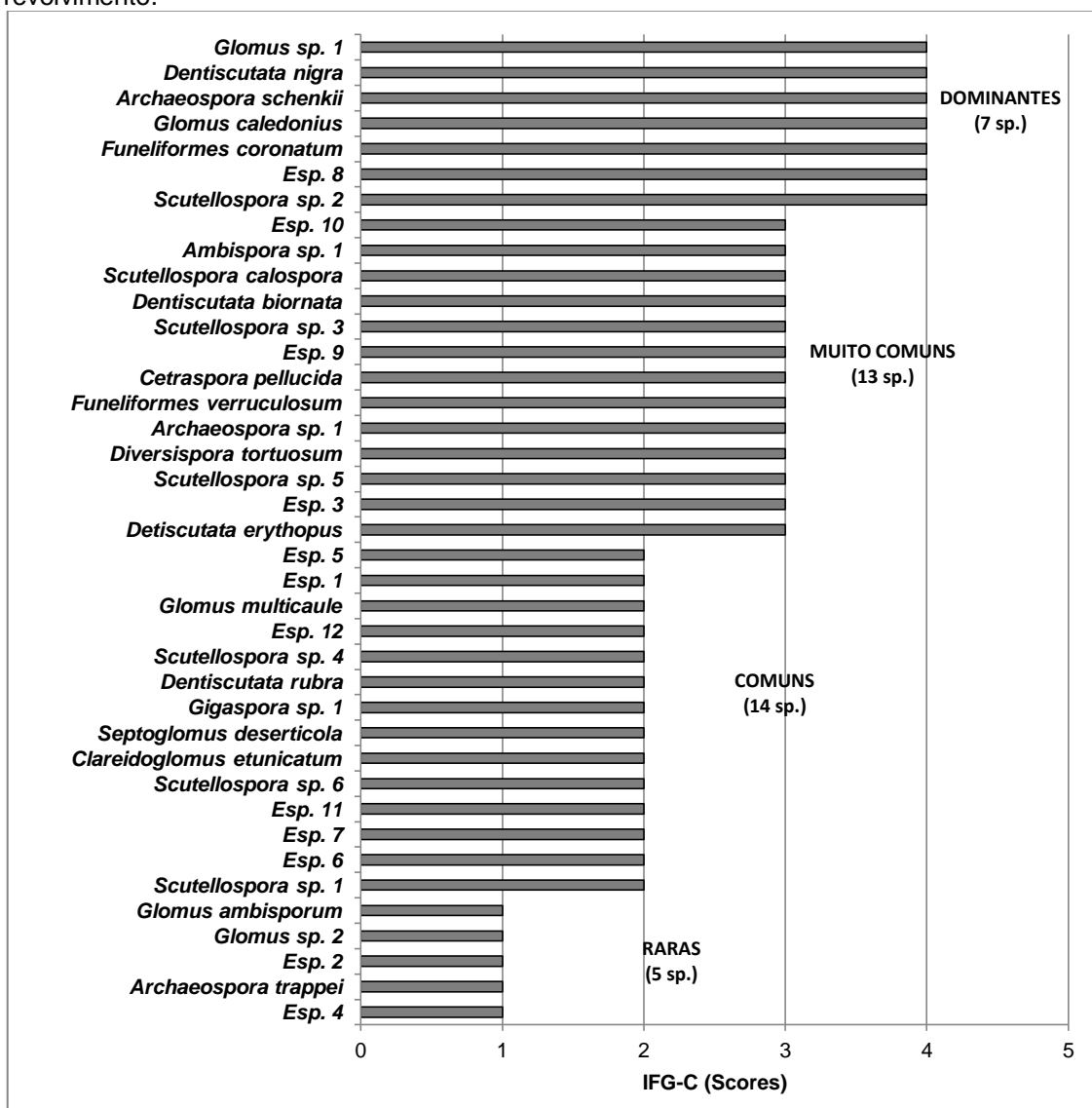


Fonte: Acervo pessoal (2023).

O Índice de Frequência Global Corrigido (ZHANG et al, 2004) e adaptado por Agudelo (2016) para as 39 espécies de FMA encontradas, 7 espécies Dominantes (17,94%), 13 espécies Muito Comuns (33,33%), 14 espécies Comuns (35,89%) e 5 espécies Raras (12,82%).

Os resultados do IFG-C das espécies encontradas de FMA estão apresentados na figura 12 abaixo.

Figura 12 – Índice de Frequência Global Corrigido (adaptado de Agudelo, 2016), das espécies de FMA em relação a sua distribuição nos solos em pousio e solos impactados com revolvimento.



Legenda: Espécies dominantes (D), Espécies Muito Comuns (MC), Espécies Comuns (C) e Espécies Raras (R), segundo, Zang et al. (2004) adaptado de Agudelo (2016).

As espécies com maior nível de esporulação (maior FR) foi o *Glomus sp. 1* com excessiva proliferação de esporos em SRB (49,9%) e SRA (34,4%), elevada em SPB (25,3%) e SPA (18,6%). A distribuição de ocorrência desta espécie foi Indiferente (IND), ou seja, aparecendo em todas as condições dos solos estudados e de estratégia de sobrevivência Rústica (RUS) e de distribuição classificada como Dominante (D) na Frequência de Ocorrência (FO) e no Índice de Frequência Global – Corrigido (IFG-C) dentre todos os solos estudados. Já *Gigaspora sp. 1*, obteve esporulação excessiva com maior Frequência Relativa (FR) apenas em SPA (0,505), tornando-se uma espécie de ocorrência SEL em SPA e SPB, com estratégia de sobrevivência de TOL / COM e distribuição Muito Comum (MC) em FO e Comum em IFG-C. Estas espécies não conseguiram sobreviver em solos impactados pelo revolvimento.

Em seguida, temos a *Dentiscutata nigra* como a espécie que obteve o segundo maior nível de esporulação (FR) e elevada em SRB (22,40%) e SPB (10,80%) e moderada em SPA (6,00%) e SRA (5,10%) possuindo uma ocorrência de IND, porém com características de sobrevivência de TOL / COM com distribuição Dominante em FO e IFG-C. Esta espécie de FMA demonstrou ser resistentes ao revolvimento do solo.

Já em *Archaeospora schenkii* foram detectados níveis de esporulação moderada em SPB (8,30%), SPA (7,20%) e SRA (5,90%), de ocorrência Preferencial (PRE) à solos em pousio (SPB e SPA), mas com características de sobrevivência COM / TOL e foram Dominantes (D) quando classificados segundo a FO e IFG-C.

Em relação às espécies de ocorrência Seletiva (SEL) para SPB com nível de esporulação bom foi encontrado *Diversispora tortuosa* (3,00%), Esp. 9 (3,00%) e *Dentiscutata biornata* (2,60%) com estratégia de sobrevivência COM/TOL e Dominantes (D) em FO e Muito Comum (MC) em IFG-C.

As espécies FMA de ocorrência SEL para SPA e com níveis de esporulação de bom a elevado foram *Dentiscutata erythropus* (11,30%), *Scutellospora sp. 5* (6,20%), *Scutellospora sp. 1* (4,40%) de estratégia de sobrevivência TOL/RUS, Dominantes (D) em FO a Muito Comum (MC) e Comum (C) em IFG-C.

As espécies com bom nível de esporulação e ocorrência SEL para SRB foram *Ambispora* sp. 1 (4,10%) e *Scutellospora calospora* (3,70%), já em SPB temos *Archaeospora* sp. 1 (3,90%) com estratégias de sobrevivência COM/TOL e TOL/RUS em *Ambispora* sp. 1, Dominante (D) em FO e Muito Comum (MC) em IFG-C em todas as espécies citas acima.

As espécies de ocorrência boa a moderada e SEL para SRA foram *Scutellospora* sp. 6 (6,60%), *Clareidoglomus etunicatum* (3,90%), *Scutellospora* sp. 1 (2,70%) e estratégia de sobrevivência TOL/RUS, Muito Comum em FO e Comum em IFG-C.

Contudo, foram encontradas duas espécies de nível de esporulação moderada e ocorrência PRE para SRA, foram a *Scutellospora* sp. 2 (9,40%) e a *Funeliformes verruculosum* (8,20%), de estratégia de sobrevivência RUS/TOL e D em FO e D e MC em IFG-C. As demais espécies tiveram esporulação discreta em todos os solos estudados.

O resultados das espécies de nível de esporulação, número médio de esporos por espécie, Riqueza Específica (S), Abundância Proporcional (pi), Frequência Relativa (FR), a classificação da Frequência de Ocorrência (FO%) (Zhang et al., 2004) e Índice de Frequência Global Corrigido (IFG-C) (ZHANG et al., 2004; adaptado por AGUDELO, 2016) estão descritos na tabela 11 abaixo, assim como, a classificação quanto à distribuição de ocorrência como Exclusiva (EXC), Seletiva (SEL), Preferente (PRE), Indiferente (IND) e Estranha/Acidental (EST), quanto às estratégias de sobrevivência como Competidoras (COM), Tolerantes (TOL) e Rústicas (RUS) e nível de esporulação (excessiva, elevada, moderada, boa, discreta e sem esporulação), que foram organizados considerando o maior valor de FR como parâmetro de classificação.

Tabela 11 – Número de espécies de micorriza, por morfotipos, Nível de Esporulação (N. Espor.), Frequência Relativa (FR), classificada por Zhang et al, 2004, Riqueza Específica (S), Classificação quanto à distribuição e ocorrência (Braun-Blanquet, 1979), Classificação quanto à Estratégia de Sobrevivência (GRIME, 1979 e adaptado por Chagnon et al., 2013), Frequência de Ocorrência (FO - %), Índice de Frequência Global Corrigida (IFG – C) (ZHANG et al, 2004 e adaptada por AGUDELO, 2016) nos solo em posio com vegetação de cobertura com baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e nos solos impactados por revolvimento sem vegetação de cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB).

Morfotipos de FMA	SNB		SNA		SAA		SAB		Classificação Ocorrência (Braun-Blanquet, 1979)	Classificação Estratégia de Sobrevivência (GRIME, 1979)	FO (%)	Class. FO (ZHANG et al., 2004)	IFG - (Scores) (ZHANG et al., 2004)	Class. IFG-C (ZHANG ET AL. adaptado AGUDELO, 2006)
	Média Dens. Esporos	N. Espor. (FR)	Média Dens. Esporos	N. Espor. (FR)	Média Dens. Esporos	N. Espor. (FR)	Média Dens. Esporos	N. Espor. (FR)						
<i>Ambispora sp. 1</i>	2,80 ± 2,59	0,018	2,70 ± 2,05	0,018	0,60 ± 0,54	0,006	4,00 ± 3,87	0,041	SEL – SAB	TOL/RUS	75	D	3	MC
<i>Archaeospora schenkii</i>	12,60 ± 3,65	0,083	10,5 ± 8,43	0,072	6,00 ± 1,58	0,059	1,00 ± 0,71	0,010	PRE – SNB/SNA	COM/TOL	95	D	4	D
<i>Archaeospora sp. 1</i>	6,00 ± 2,35	0,039	0,40 ± 1,10	0,003	1,60 ± 2,30	0,016	1,00 ± 1,73	0,010	SEL – SNB	COM/TOL	55	D	3	MC
<i>Archaeospora trappei</i>	-	-	-	-	-	-	0,40 ± 0,55	0,004	EST – SAB	COM/TOL	10	R	1	R
<i>Cetraspora pellucida</i>	3,20 ± 2,59	0,021	1,20 ± 0,71	0,008	-	-	1,00 ± 1,22	0,010	PRE – SNB	COM/TOL	60	D	3	MC
<i>Clareidoglossum etunicatum</i>	1,40 ± 1,14	0,009	0,30 ± 0,001	0,002	4,00 ± 2,34	0,039	-	-	SEL - SAA	RUS	40	MC	2	C
<i>Dentiscutata biornata</i>	4,00 ± 2,35	0,026	2,20 ± 1,10	0,015	0,40 ± 0,54	0,004	1,60 ± 1,14	0,016	SEL - SNB	COM/TOL	65	D	3	MC
<i>Dentiscutata nigra</i>	16,40 ± 2,70	0,108	8,80 ± 3,16	0,060	5,20 ± 4,43	0,051	22,00 ± 4,90	0,224	IND	TOL / COM	95	D	4	D
<i>Dentiscutata rubra</i>	0,80 ± 0,84	0,005	0,20 ± 0,55	0,001	1,60 ± 1,14	0,016	-	-	PRE – SAA	TOL/RUS	45	MC	2	C
<i>Detiscutata erythopus</i>	2,40 ± 2,07	0,016	16,50 ± 2,35	0,113	1,00 ± 1,73	0,010	-	-	SEL – SNA	TOL	55	D	3	MC
<i>Diversispora tortuosum</i>	4,60 ± 2,07	0,030	2,90 ± 2,07	0,020	1,20 ± 2,16	0,012	-	-	SEL - SNB	COM/TOL	55	D	3	MC
<i>Funeliformes coronatum</i>	11,00 ± 2,92	0,072	3,30 ± 3,65	0,023	2,80 ± 1,92	0,027	1,60 ± 0,55	0,016	PRE – SNB	TOL / RUS	90	D	4	D
<i>Funeliformes verruculosum</i>	4,40 ± 4,04	0,029	2,40 ± 2,28	0,016	8,40 ± 8,26	0,082	0,60 ± 0,89	0,006	PRE – SAA	RUS/TOL	60	D	3	MC
<i>Gigaspora sp. 1</i>	2,40 ± 2,07	0,016	74,10 ± 1,14	0,505	-	-	-	-	SEL – SNA	TOL/COM	40	MC	2	C
<i>Glomus ambisporum</i>	-	-	-	-	0,60 ± 0,54	0,006	0,40 ± 0,55	0,004	SEL – SAA/SAB	TOL	25	C	1	R
<i>Glomus caledonius</i>	3,20 ± 1,92	0,021	2,50 ± 1,14	0,017	0,80 ± 0,44	0,008	2,00 ± 1,41	0,020	PRE – SNB/SAB	COM/TOL	90	D	4	D
<i>Glomus multicaula</i>	3,20 ± 2,59	0,021	0,20 ± 0,001	0,001	0,80 ± 0,44	0,008	1,00 ± 1,73	0,010	PRE – SNB	COM/TOL	50	MC	2	C
<i>Glomus sp. 1</i>	38,40 ± 9,32	0,253	27,20 ± 14,36	0,186	35,20 ± 6,76	0,344	49,00 ± 6,82	0,499	IND	RUS	100	D	4	D
<i>Glomus sp. 2</i>	-	-	0,60 ± 0,55	0,004	0,40 ± 0,54	0,004	-	-	SEL – SAA/SNA	TOL / RUS	20	C	1	R
<i>Scutellospora calospora</i>	2,60 ± 1,14	0,017	1,10 ± 1,14	0,008	-	-	3,60 ± 1,95	0,037	SEL – SAB	TOL/COM	70	D	3	MC
<i>Scutellospora sp. 1</i>	-	-	0,70 ± 0,55	0,005	2,80 ± 1,64	0,027	-	-	SEL – SAA	RUS/TOL	35	MC	2	C
<i>Scutellospora sp. 2</i>	4,00 ± 1,87	0,026	2,20 ± 2,70	0,015	9,60 ± 5,81	0,094	0,60 ± 0,55	0,006	PRE – SAA	RUS/TOL	80	D	4	D
<i>Scutellospora sp. 3</i>	2,80 ± 1,79	0,018	0,50 ± 1,41	0,003	1,00 ± 1,41	0,010	1,60 ± 0,55	0,016	PRE – SNB/SAB	COM/TOL	65	D	3	MC
<i>Scutellospora sp. 4</i>	-	-	0,70 ± 0,89	0,005	0,60 ± 0,54	0,006	0,80 ± 0,45	0,008	PRE – SAB	TOL	45	MC	2	C

<i>Scutellospora sp. 5</i>	3,40 ± 1,14	0,022	9,10 ± 1,10	0,062	1,00 ± 1,00	0,010	-	-	SEL – SNA	TOL/RUS	55	D	3	MC
<i>Scutellospora sp. 6</i>	-	-	0,40 ± 0,84	0,003	6,80 ± 4,97	0,066	-	-	SEL - SAA	TOL/RUS	35	MC	2	C
<i>Septoglonus deserticola</i>	2,40 ± 1,67	0,016	2,40 ± 2,28	0,016	-	-	-	-	SEL - SNA/SNB	COM	40	MC	2	C
<i>Esp. 1</i>	1,40 ± 0,55	0,009	6,40 ± 0,84	0,044	1,20 ± 1,78	0,012	-	-	SEL – SNA	TOL/RUS	50	D	2	C
<i>Esp. 2</i>	-	-	0,30 ± 0,001	0,002	2,00 ± 1,58	0,020	-	-	SEL – SAA	RUS / TOL	20	C	1	R
<i>Esp. 3</i>	1,00 ± 0,71	0,007	0,30 ± 0,55	0,002	1,60 ± 1,14	0,016	-	-	PRE – SAA	RUS / TOL	55	D	3	MC
<i>Esp. 4</i>	-	-	0,20 ± 0,001	0,001	1,00 ± 1,41	0,010	-	-	SEL – SAA	RUS / TOL	10	R	1	R
<i>Esp. 5</i>	1,00 ± 0,71	0,007	0,30 ± 0,001	0,002	0,40 ± 0,54	0,004	1,20 ± 0,84	0,012	PRE – SAB	TOL / COM	50	D	2	C
<i>Esp. 6</i>	-	-	0,90 ± 0,55	0,006	2,00 ± 1,58	0,020	-	-	SEL – SAA	RUS / TOL	35	MC	2	C
<i>Esp. 7</i>	1,00 ± 0,71	0,007	2,00 ± 0,55	0,014	-	-	-	-	SEL – SNA	TOL / COM	35	MC	2	C
<i>Esp. 8</i>	3,60 ± 2,19	0,024	3,00 ± 1,52	0,020	0,60 ± 0,54	0,006	0,80 ± 0,45	0,008	PRE – SNB/SNA	COM/TOL	85	D	4	D
<i>Esp. 9</i>	4,60 ± 1,95	0,030	2,20 ± 2,07	0,015	-	-	1,60 ± 1,14	0,016	PRE – SNB	COM/TOL	65	D	3	MC
<i>Esp. 10</i>	3,00 ± 1,41	0,020	0,70 ± 0,55	0,005	0,60 ± 0,54	0,006	1,40 ± 0,55	0,014	PRE – SNB/SAB	COM / TOL	75	D	3	MC
<i>Esp. 11</i>	2,80 ± 2,17	0,018	1,60 ± 0,001	0,011	-	-	0,60 ± 0,55	0,006	PRE – SNB	COM / TOL	35	MC	2	C
<i>Esp. 12</i>	1,60 ± 1,14	0,011	1,70 ± 0,001	0,012	0,60 ± 0,54	0,006	0,40 ± 0,55	0,004	PRE-SNB/SAB	COM / TOL	45	MC	2	C
Solos	SNB		SNA		SAA		SAB		ANOVA (Tukey a 5%)	p-Valor				R²
Total de Esporos de FMA	152,00 ± 6,89 a		146,60 ± 15,46 a		102,40 ± 11,67 b		98,20 ± 5,54 b			< 0,0001				0,869
Riqueza Específica (S)	26,80 ± 1,30 a		10,57 ± 3,53 b		20,00 ± 1,58 b		16,80 ± 2,03 b			0,0004				0,748
Abundância Prporcional	0,176 ± 0,005 a		0,143 ± 0,024 a		0,192 ± 0,027 a		0,102 ± 0,074 ab			0,0123				0,484

Legenda: A leitura da ANOVA (Tukey a 5%) se dá em linha para a comparação das médias. Classificação quanto o **Nível de Esporulação** das espécies de FMA baseado na sua FR: (-) **sem esporulação**; (0,001 a 0,025) **discreto**; (0,026 a 0,050) **bom**; (0,051 a 0,100) **moderado**; (0,110 a 0,300) **elevado**; (> 0,310) **excessivo**. Classificação quanto à **Ocorrência**: (**EXC**) Exclusiva; (**SEL**) Seletiva; (**PRE**) Preferente; (**IND**) Indiferente; (**EST**) Estranha / Acidental. Classificação quanto à **Estratégia de Sobrevivência**: (**COM**) Competidora; (**TOL**) Tolerantes ao Estresse; (**RUS**) Rústicas. **Fonte:** Acervo pessoal (2023) e a classificação de acordo com Zhang et al. (2004) e adaptado por Agudelo (2016).

A análise das espécies pelo Índice IndVal (%) levando em consideração a especificidade e fidelidades das espécies de FMA, podemos observar que as espécies possuem IndVal para SPB foram *Funeliformes coronatum* (52,65%), *Esp. 8* (40,26%). Já para SPA foi somente *Dentiscutata erythropus* (42,85%), enquanto para SRB somente *Archaeospora trappei* (10% assimétrica) como potencialmente indicadoras. Em SRA foi encontradas *Scutellospora sp. 5* (43,14%), *Scutellospora sp. 2* (20% assimétrica) e *Scutellospora sp. 4* (10% assimétrica). Os valores de indicação individual das espécies como indicadoras do impacto do revolvimento estão descritas na tabela 12 abaixo.

Tabela 12 – Espécies indicadoras por meio do Índice de Valor Indicador Individual (IndVal) das espécies de FMA que estão associadas ao solo em pousio com vegetação e baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA), solo impactado por revolvimento sem vegetação e cobertura com alta incidência solar (SRA) e baixa incidência solar (SRB). Os valores em negrito são valores maiores que 40% de associação e com (*) indicam possíveis espécies com especificidade e fidelidade dentre os solos estudados.

Esp. de FMA	IndVal			
	SNB	SNA	SAB	SAA
<i>Ambispora sp. 1</i>	19.81	22.64	28.3	4.24
<i>Archaeospora schenkii</i>	29.48	49.13	2.33	14.03
<i>Archaeospora sp.1</i>	35.1	4.68	5.85	9.36
<i>Archaeospora trappei</i>	0	0	10*	0
<i>Cetraspora pellucida</i>	30.96	19.35	9.67	0
<i>Clareidoglopus etunicatum</i>	10.37	0	0	29.62
<i>Dentiscutata biornata</i>	38.23	7.64	15.29	3.82
<i>Dentiscutata nigra</i>	25.7	26.65	34.48	8.15
<i>Dentiscutata rubra</i>	12.85	6.42	0	25.71
<i>Detiscutata erythropus</i>	8.57	42.85	0	3.57
<i>Diversispora tortuosum</i>	27.5	20.32	0	7.17
<i>Funeliformes coronatum</i>	52.65	16.27	7.65	13.4
<i>Funeliformes verruculosum</i>	16.92	8.46	2.3	32.3
<i>Gigaspora sp.1</i>	24	16	0	0
<i>Glomus ambisporum</i>	0	0	10	15
<i>Glomus caledonius</i>	30.63	32.55	19.14	7.65
<i>Glomus multicaule</i>	32	0	10	8
<i>Glomus sp.1</i>	21.69	30.73	27.68	19.88
<i>Glomus sp. 2</i>	0	10	0	10
<i>Scutellospora calospora</i>	23.33	14.35	32.3	0
<i>Scutellospora sp. 3</i>	28.43	10.15	16.25	10.15
<i>Scutellospora sp. 4</i>	0	13.5	18	13.5
<i>Scutellospora sp. 5</i>	17.97	16.17	2.69	43.14
<i>Scutellospora sp. 6</i>	0	3.68	0	31.31
<i>Scutellospora sp.1</i>	0	6.17	0	28.82
<i>Scutellospora sp.5</i>	33.39	11.78	0	9.82
<i>Septoglopus deserticola</i>	17.14	22.85	0	0
<i>Esp. 1</i>	20.58	11.76	0	17.64

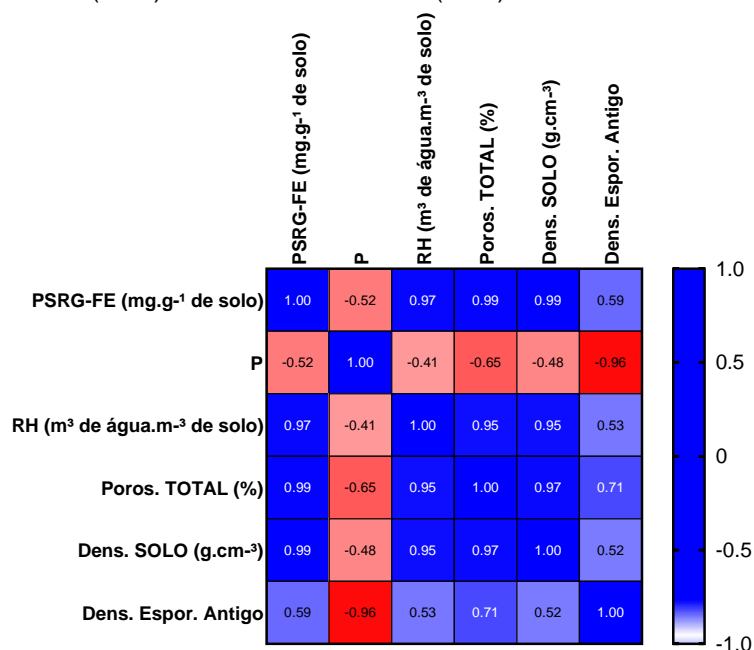
<i>Esp. 2</i>	0	0	0	20*
<i>Esp. 3</i>	17.18	10.31	0	27.5
<i>Esp. 4</i>	0	0	0	10*
<i>Esp. 5</i>	19.23	0	23.07	7.69
<i>Esp. 6</i>	0	8.07	0	26.92
<i>Esp. 7</i>	21.87	13.12	0	0
<i>Esp. 8</i>	40.26	29.07	8.94	6.71
<i>Esp. 9</i>	34.76	18.13	12.09	0
<i>Esp. 10</i>	41.66	5.55	19.44	8.33
<i>Esp. 11</i>	28.82	0	6.17	0
<i>Esp. 12</i>	27.69	0	6.92	10.38

Legenda: As espécies em **negrito** são consideradas boas bioindicadoras. As espécies com (*) são espécies que também são consideradas indicadoras, mas são assimétricas (ocorreram em apenas um único tipo de solo).

A análise multivariada de correlação de Pearson revelou uma relação positiva da Glomalina (PSRG-FE) quanto à Porosidade Total (99%) e Densidade do Solo (99%) que contribui para a estruturação do solo (PREGER et al., 2007), além de melhorar a RH (97%) (PURIN e RILLING, 2007). Segundo Rilling e Steinberg (2002), a produção de glomalina no solo pode estar ligada às condições de baixa qualidade física do solo, evidenciando a sua maior quantidade em solos revolvidos em relação ao solo em pousio, neste experimento.

A correlação de Pearson também demonstrou a correlação negativa entre o nível de P e a Densidade de Esporos de FMA (-96%), ou seja, quanto menor o teor de P no solo, maior será a densidade de esporos de FMA presentes no solo. Todos os resultados foram considerados de acordo com os valores de p-Valor (menor que 0,050) e elevados valores de correlação (R^2). Os Índices de Diversidade não apresentaram qualquer correlação válida com os parâmetros do solo, assim como a CM, CC e Radiação Solar. Houve uma tendência de correlação negativa entre a Temperatura e CI (-94%) e UR (-94%), porém com p-Valores (0,059) e R^2 (0,947) próximo ao intervalo de confiança, indicando que a temperatura afeta negativamente estes parâmetros físicos do solo. As correlações positivas e negativas estão demonstradas na figura 13, abaixo.

Figura 13 – Análise Multivariada de Correlação de Pearson entre os parâmetros do solo (físicos e químicos), Densidade de Esporos (n° d esporos / 50g de solo), Colonização Micorrízica (CM-%) e Glomalina (PSRG-FE) em relação aos solos em pousio com baixa incidência solar (SPB) e alta incidência solar (SPA) e solos revolvidos com baixa incidência solar (SRB) e alta incidência solar (SRA).



5. CONSIDERAÇÕES FINAIS

De acordo com os resultados obtidos, os FMAs responderam de forma diferente ao impacto causado pelo manejo convencional (revolvimento), supressão da vegetação em pousio e cobertura morta na preparação do solo para implantação da horta orgânica urbana, tanto para solos de alta como baixa incidência solar.

A técnica de revolvimento somada à alta exposição à radiação solar (SRA) não alterou a densidade de esporos de FMA em relação aos solos em pousio, porém diminuiu o seu poder de infecção em plantas hospedeiras (menor CM). Já o revolvimento do solo em baixa incidência de radiação solar (SRB) aumentou a densidade de esporos de FMA, mas manteve o mesmo poder de infecção dos solos em pousio.

A glomalina se mostrou um indicador bioquímico que sofreu influência da técnica de revolvimento do solo, apresentou maior quantidade em solos revolvidos e menor quantidade em solos em pousio, indicando morte de microbiota de FMA após

a aplicação desta técnica de manejo. A glomalina pode ser usada como indicador de manejo recente do solo.

O teor de P no solo se mostrou um fator indiretamente proporcional à densidade de esporos de FMA. Quanto menor o teor de P maior a densidade de esporos, porém não influenciou na CM.

Apesar da riqueza de espécies não ter sido alterada pela técnica de manejo convencional por revolvimento, o Índice de Shannon-Wiener (espécies raras) se mostrou mais favorável do que o Índice de Margalef na interpretação da alteração da biodiversidade de FMA quando aplicada a técnica de revolvimento valorizando tanto espécies raras quanto dominantes. Este índice foi capaz de indicar diferenças na biodiversidade de FMA em solos em pousio e após o revolvidos, tanto sob baixa, como em alta incidência solar. O Índice de Shannon-Wiener, também foi capaz de demonstrar o impacto do revolvimento sobre a redução da comunidade micorrízica em solo sob condição de baixa incidência solar (características de espécies competidoras, sensíveis ao impacto do revolvimento) e aumento na biodiversidade de FMA após o revolvimento em solo sob condição de alta incidência solar (características de espécies tolerantes e rústicas, sendo elas tolerantes e resistentes ao impacto do revolvimento e alta temperatura).

A FR, FO o IFG-C foram ferramentas auxiliares na classificação quanto à distribuição (ocorrência), estratégia de sobrevivência, além do nível de esporulação dos FMAs tanto em solos em pousio, como os impactados pelo revolvimento. Já o IndVal se mostrou adequado para classificar possíveis espécies bioindicadoras de manejo convencional.

Contudo, trabalhar com diversos indicadores de FMA são necessários para a correta compreensão dos impactos que o manejo convencional tem sobre estes micro-organismos tão importantes para a conservação da estrutura e microbiota funcional do solo. Além disso, os indicadores podem ajudar no planejamento das áreas de cultivo, avaliar quais são os graus de proteção que os cultivos agrícolas estarão submetidos e produzir inóculos nativos de FMA adaptados às condições edafoclimáticas do local. Esta tecnologia pode ser útil no monitoramento dos terrenos nos grandes centros urbanos que muitas vezes são submetidos a pressões ambientais diferentes dos ambientes rurais.

Por fim, este conhecimento deve ser amplamente divulgado para os agricultores urbanos por meio de parcerias com Universidades, Escolas Técnicas e programas de capacitação promovidos por instituições públicas e/ou privadas.

A melhoria na produção e na qualidade dos alimentos orgânicos pode aumentar a disponibilidade de alimentos na região e contribuir no combate a insegurança alimentar da população em vulnerabilidade social. Além disso, pode promover a dignidade, orgulho, valorização e empoderamento do trabalho do agricultor urbano. Pode também contribuir para promover a esperança em um mundo de grandes transformações, sem esquecer o que realmente é necessário a nossa sobrevivência no futuro, alimentar-se de esperança de um mundo melhor.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABBOTT, L. K. E GAZEY, C. An Ecological View of the Formation of VA Mycorrhizas. *Plant and Soil* v. 159. p. 69-78. 1994. DOI: 10.1007/BF00000096

AGUDELO, M. B. Ocorrência de fungos micorrízicos arbusculares e caracterização da simbiose em milho crioulo, híbrido convencional e transgênico no oeste de Santa Catarina, Brasil. 2016. 98f. Dissertação (Mestrado em Recursos Genéticos Vegetais) - Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis. 2016.

ALBUQUERQUE FILHO, M. R. et al. Preparo convencional do solo. 2016. Disponível em: <http://www.agencia.cnptia.embrapa.br/gestor/milho/arvore/CONTAG01_32_592005235.html> Acesso em: 15 dez. 2022.

ALLOWAY, B.J. Contamination of soils in domestic gardens and allotments: a brief review. *Land Contamin. Reclam.* Vol. 12, p. 179-187. 2004. DOI: <https://doi.org/10.2462/09670513.65>.

AN, G.H., MIYAKAWA, S., KAWAHARA, A., OSAKI, M., EZAWA, T. Community structure of arbuscular mycorrhizal fungi associated with pioneer grass species *Miscanthus sinensis* in acid sulfate soils: habitat segregation along pH gradients. *Soil Sci. Plant Nutri.* 54, 517–528. 2008. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1747-0765.2008.00267.x>

ANDERSON, RC., EBBERS, B.C. AND LIBERTA, A.E. Soil moisture influences colonization of prairie sandgrass (*Spartina pectinata* Lind) by vesicular arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytologist*, v. 102. p. 523-527. 1986. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1986.tb00828.x>

ANDRADE, A.T.; TORRES, J.L.R.; PAES, J.M.V.; TEIXEIRA, C.M.; CONDE, A.B.T.; Desafios do sistema plantio direto no Cerrado. *Informe Agropecuário*. v. 32(302), p. 18-26. 2018. Disponível em: https://www.researchgate.net/profile/Jose-Luiz-Torres/publication/329451343_Desafios_do_Sistema_Plantio_Direto_no_Cerrado/links/5c094b10a6fdcc494fdef073/Desafios-do-Sistema-Plantio-Direto-no-Cerrado.pdf

ANDRADE, S.A.L.; ABREU, C.A.; DE ABREU, M.F.; SILVEIRA, A.P.D. Interação de chumbo, da saturação por bases do solo e de micorriza arbuscular no crescimento e nutrição mineral da soja. *Ver. Bras. Ci. Solo*. V. 27, p. 945-954. 2003. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-06832003000500019>.

ANDREOLA, F.; COSTA, L. M.; OLSZEWSKI, N. Influência da cobertura vegetal de inverno e da adubação orgânica e, ou, mineral sobre as propriedades físicas de uma Terra Roxa Estruturada. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, v.24, p.857-865, 2000.

ANTUNES PM, KOCH AM, MORTON JB, RILLIG MC, KLIRONOMOS JN. Evidence for functional divergence in arbuscular mycorrhizal fungi from contrasting climatic origins. *New Phytologist* 189: 507–514. 2011. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2010.03480.x>

ANTUNES, V.; CARDOSO, E.J.B.N Growth and nutrient status of citrus plants as influenced by mycorrhiza and phosphorus application. *Plant Soil*. v. 131, p. 11-19. 1991. DOI: 10.1007/BF00010415.

AQUINO, S.S. Atributos microbiológicos em sistemas de manejos do solo na integração lavoura pecuária. Tese de Doutorado. Ilha Solteira, Universidade Estadual Paulista Julio de Mesquita Filho, p. 76. 2007. Disponível em: <http://hdl.handle.net/11449/106208>.

ARAÚJO, R.; GOEDERT, W.J.; LACERDA, M.P. C. Qualidade de um solo sob diferentes usos e sob Cerrado nativo. *R. Bras. Ci. Solo*, 31:1099-1108, 2007.

ARRUDA, M.R.; MOREIRA, A.; PEREIRA, J.C.R. Amostragem e Cuidados na Coleta de Solo para Fins de Fertilidade. Documento Técnico 115. Embrapa Amazônia Ocidental. 2014. ISSN 1517-3135.

AUGÉ, R.M. Arbuscular mycorrhizae and soil/plant water relations. CANADIAN JOURNAL OF SOIL SCIENCE. 373-379. 2004.

AUGÉ, R.M.; STODOLA, A.J.W. An apparent increase in symplastic water contributes to greater turgor in mycorrhizal roots of droughted Rosa plants. New Phytol. 115, 285-295. 1990. DOI: <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.25.9.1096d>

AVIO, L., et al. Impact of nitrogen fertilization and soil tillage on arbuscular mycorrhizal fungal communities in a Mediterranean agroecosystem. Soil Biology and Biochemistry 67:285-294, 2013. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2013.09.005>

AVIO, L.; PELLEGRINO, E.; BONARI, E.; GIOVANNETTI, M. Functional diversity of arbuscular mycorrhizal fungal isolates in relation to extraradicular mycelial network. New Phytol. v. 172, p. 347-357. 2006. DOI: [10.1111/j.1469-8137.2006.01839.x](https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2006.01839.x)

BA, L., NING, J., WANG, D., FACELLI, E., FACELLI, J. M., YANG, Y., & ZHANG, L. The relationship between the diversity of arbuscular mycorrhizal fungi and grazing in a meadow steppe. Plant and Soil, 352(1–2), 143–156. 2012. DOI: [10.1007/s11104-011-0985-6](https://doi.org/10.1007/s11104-011-0985-6)

BAGYARAJ, O.I. Biological interaction with VA mycorrhizal fungi. In 'VA Mycorrhiza' (eds. Powell, C.L.L. & Bagyaraj, O.J.). Boca Raton, CRC Press, Florida, USA, p.131-153. 1984. DOI: [10.1007/978-94-017-3209-3_7](https://doi.org/10.1007/978-94-017-3209-3_7)

BAINARD, L.D.; CHAGNON, P.L.; CADE-MENUN, B.J.; LAMB, E.G.; LAFORGE, K.;SCHELLENBERG, M. plant communities and soil properties mediate agricultural land use impacts on arbuscular mycorrhizal fungi in the Mixed Prairie ecoregion of the North American Great Plains. Agriculture, Ecosystems and Environment. v. 249, p. 187-195. 2017. DOI: [http://dx.doi.org/10.1016/j.agee.2017.08.010](https://dx.doi.org/10.1016/j.agee.2017.08.010).

BANSAL, M.; CHAMOLA, B.P.; SARWAR, N.; MUKE-JR, K.G. Mycorrhizosphere: Interactions between rhizosphere microflora and V AM fungi. In "Mycorrhizal Biology" (eds. MukeJji. K.G., Chamola B.P. and Singh, 1.). Kluwer Academic! Plenum Publishers, New York, pp. 143-152. 2000. DOI: [10.1007/978-1-4615-4265-0_10](https://doi.org/10.1007/978-1-4615-4265-0_10)

BÉCARD, G., PFEFFER, P.E. Status of nuclear division in arbuscular mycorrhizal fungi during *in vitro* development. *Protoplasma* 174, 62–68 1993. DOI: <https://doi.org/10.1007/BF01404043>

BÉCHET, B.; JOIMEL, S.; JEAN-SORO, L.; HURSTHOUSE, A.; AGBOOLA, A.; LEITÃO, T.E.; COSTA, H. DO ROSÁRIO CAMEIRA, M.; LE GUERN, C.; SCHWARTZ, C. LEBEAU, T. Spatial variability of trace elements in allotments gardens of four European Cities: assessments at city, gardens and plot-scale. *J. Soils Sediments*. 2016. DOI: <https://doi.org/10.1007/s11368-016-1515-1>.

BEGON, M.; HARPER, J.L.; TOWNSEND, C.R; Ecology: Individuals, populations and communities. Sinauer Associates Inc., Publishers, Simderland, Massachusetts, 1986. ISBN: 0632013397 0632013397. Dsiponível em: <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/19870540497>

BEGUM, N., QIN, C., AHANGER, M. A., RAZA, S., KHAN, M. I., AHMED, N., et al. Role of arbuscular mycorrhizal fungi in plant growth regulation: implications in abiotic stress tolerance. *Frontiers in plant science*, 10, 1068. 2019. DOI: [10.3389/fpls.2019.01068](https://doi.org/10.3389/fpls.2019.01068).

BELL, A.R.; OSGOOD, D.E.; COOK, B.I.; ANCHUKAITIS, K.J.; MCCARNEY, G.R.; GREENE, A.M. et al. Paleoclimate histories improve access and sustainability in index insurance programs. *Global Environmental Changes*, v. 23, p. 774-781. 2013. DOI: [10.1016/j.gloenvcha.2013.03.003](https://doi.org/10.1016/j.gloenvcha.2013.03.003).

BENDAVID-VAL, R.; RABINOWWITCH, H.D.; KATAN, J.; KAPULNIK, Y. Viability of VA mycorrhizal fungi following soil solarization and fumigation. *Plant Soil*. 195, 185-193. 1997. DOI: [10.1023/A:1004200316520](https://doi.org/10.1023/A:1004200316520)

BERCH, S.M. & KOSKE, R.E. *Glomus pansihalos*, a new species in the Endogonaceae, Zygomycetes. *Mycologia*. Vol. 78. P. 832-836. 1986. DOI: <https://doi.org/10.1080/00275514.1986.12025329>

BERGEZ, J.E. Using a genetic algorithm to define worst-best and best-worst options of a DEXI-type model: Application to the MASC model of cropping-systems sustainability. *Computers and Eletronics on Agriculture*, v. 90, p. 93-98. 2013. DOI: [10.1016/j.compag.2012.08.010](https://doi.org/10.1016/j.compag.2012.08.010).

BERRUTI, A.; LUMINI, E.; BALESTRINI, R.; BIANCIOTTO, V. Arbuscular mycorrhizal fungi as natural biofertilizers: Let's benefit from past successes. *Front. Microbiol.* 2016, 6, 1559. DOI: [10.17660/ActaHortic.2018.1191.29](https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2018.1191.29)

BERUDE, M.C. et al. Micorriza e a sua importância agroecológica. *Enciclopédia Biosfera. Centro Científico Conhecer. Goiânia.* v. 11, n. 22, p. 132-146. 2015. DOI: <https://conhecer.org.br/ojs/index.php/biosfera/article/view/1368>.

BETHENFALVAY, G.J. BROWN, M.S.; AMES, R.N.; THOMAS, R.S. Effects of drought on host and endophyte development in mycorrhizal soybeans in relation to water use and phosphate uptake. *Plant Physiol.*, 72: 565-571. 1988. DOI:

BETHENFALVAY, G.J.; BROWN M.S.; PACOVSKY, R.S. Relationships between host and endophyte development in mycorrhizal soybeans, *New Phytol.* 90, 537-543. 1982. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1982.tb04486.x>

BEVER, J.D. Dynamics within mutualism and the maintenance of diversity: Inference from a model of interguild frequency dependence. *Ecol. Lett.* 2, 52 –61. 1999. DOI: [10.1046/j.14610248.1999.21050.x](https://doi.org/10.1046/j.14610248.1999.21050.x)

BEVER, J.D.; SCHULTZ, P.A.; PRINGLE, A.; MORTON, J.B. Arbuscular mycorrhizal fungi: more diverse than meet the eye, and the ecological tale of why. *Bioscience.* v. 51, p. 923-931. 2001. DOI: [https://doi.org/10.1641/0006-3568\(2001\)051\[0923:AMFMDT\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1641/0006-3568(2001)051[0923:AMFMDT]2.0.CO;2)

BŁASZKOWSKI, J. et al. Two new genera, *Dominikia* and *Kamienskia*, and *D. disticha* sp. nov. in *Glomeromycota*. *Nova Hedwigia*, v.1, p. 225–238, 2014. DOI: [10.1127/nova_hedwigia/2014/0216](https://doi.org/10.1127/nova_hedwigia/2014/0216).

BLASZKOWSKI, J. *The Glomeromycota*. 1rd edition, W. Szafer Institute of Botany: Polish Academy of Sciences, 2012. ISBN: 978-83-89648-82-2. pág. 304. 2012.

BŁASZKOWSKI, J.; CHWAT, G. *Septoglomus deserticola* emended and new combinations in the emended definition of the family *Diversisporaceae*. *Acta Mycol.* 48, p. 89–103, 2013. DOI: [10.5586/am.2013.011](https://doi.org/10.5586/am.2013.011)

BOERAEVE, M.; HONNAY, O.; JACQUEMYN, H.; Local abiotic conditions are more important than landscape context for structuring arbuscular mycorrhizal fungal communities in the roots of a forest herb. *Oecologia*. v. 190, p. 149-157. 2019. DOI: 10.1007/s00442-019-04406-z

BOUTAJ, H.; CHAKHCHAR, A.; MEDDICH, A.; WAHBI, S.; EL ALAOUI-TALIBI, Z.; DOUIRA, A.; FILALI-MALTOUF, A.; EL MODAFAR, C. Bioprotection of olive tree from *Verticillium* wilt by autochthonous endomycorrhizal fungi. *J. Plant Dis. Prot.* 127, 349–357. 2020. DOI: <https://doi.org/10.1007/s41348-020-00323-z>.

BOWEN, G.D. The biology and physiology of infection and its development. Pp.27-70. In: G.R. Safir (ed.). *Ecophysiology of mycorrhizal plants*. CRC Press, Boca Raton. 1987. ISBN: 08-493-64922

BOWLES TM, JACKSON LE, LOEHER M, CAVAGNARO TR. Ecological intensification and arbuscular mycorrhizas: a meta-analysis of tillage and cover crop effects. *Journal of Applied Ecology* 54: 1785–1793. 2017. DOI: <https://doi.org/10.1111/1365-2664.12815>

BRAUNBERGER, P.G.; ABBOTT, L.K.; ROBSON, A.D.; Infectivity of arbuscular mycorrhizal fungi after wetting and drying. *New Phytologist*, v. 134, p. 673-684. 1996. DOI: 10.1111/j.1469-8137.1996.tb04933.x

BRAUN-BLANQUET, J. Tabulacion de lãs comunidades. In: BRAUN-BLANQUET, J. ed. *Fisiosociologia – bases para El estudio de lãs comunidades vegetales*. Madrid, H. Blume ediciones, p. 65-96. 1979. ISBN: 84-7610-014-0.

BRITO, I., GOSS, M. J., ALHO, L., BRÍGIDO, C., VAN TUINEN, D., FÉLIX, R., & CARVALHO, M. Agronomic management of AMF functional diversity to overcome biotic and abiotic stresses – The role of plant sequence and intact extraradical mycelium. *Fungal Ecology*, 40, 72– 81. 2019. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2018.06.001>

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

BROWER, J.E.; ZAR, J.H.; VON ENDE, C.N. *Field and laboratory methods for general ecology*. 3rd ed. Dubuque, W. C. Brown. 237p. (1990). ISBN: 978-94-011-1494-3

BRUNDRETT, M. C. ; TEDERSOO, L. Evolutionary history of mycorrhizal symbioses and global host plant diversity. *New Phytol.* 220, 1108–1115. 2018. DOI: 10.1111/nph.14976; pmid: 29355963

BÜCKING, H. E SHACHAR-HILL, Y. Phosphate uptake, transport and transfer by the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* is stimulated by increase carbohydrate availability. *New Phytol.* Vol. 165, p. 899-911. 2005. DOI: 10.1111/j.1469-8137.2004.01274.x

BUÉE, M.; DE BOER, W.; MARTIN, F.; VAN OVERBEEK, L. ; JURKEVITCH, E. The rhizosphere zoo: An overview of plant-associated communities of microorganisms, including phages, bacteria, archaea, and fungi, and some of their structuring factors. *Plant Soil* 321, 189 –212 2009. DOI: 10.1007/s11104-009-9991-3

BUNN, R.A., SIMPSON, D.T., BULLINGTON, L.S. *et al.* Revisiting the ‘direct mineral cycling’ hypothesis: arbuscular mycorrhizal fungi colonize leaf litter, but why? *ISME J* 13, 1891–1898. 2019. <https://doi.org/10.1038/s41396-019-0403-2>

CADE-MENUN, B.J., BAINARD, L.D., LAFORGE, K., SCHELLENBERG, M.P., HOUSTON, B., HAMEL, C., Long-term land use affects chemical properties of soils from Southwest Saskatchewan. *Can. J. Soil Sci.* 2017. DOI: <http://dx.doi.org/10.1139/CJSS-2016-0153>.

CAMENZIND T. e RILLIG M.C. Extraradical arbuscular mycorrhizal fungal hyphae in an organic tropical montane forest soil. *Soil Biol Biochem.* 64:96–102. 2013. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2013.04.011>

CARDOSO, E.J.B.N. Eficiência de fungos micorrízicos vesículo-arbusculares em soja, com *Rhizobium japonicum* e fosfato de rocha, em função do tipo de solo. *Rev. Bras. Ci. Solo*, Vo. 10. p. 17-23. 1986. ISSN: 0100-0683

CARDOSO, E.J.B.N.; NAVARRO, R.B.; NOGUEIRA, M.A. Manganese e germinação de esporos de fungos micorrízicos arbusculares *in vitro*. *Rev. Bras. Ci. Solo*. V. 26, p. 795-799. 2002. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-06832002000300025>

CARDOSO-FILHO, J.A.; LEMOS, E.E.P.; SANTOS, T.M.C; CAETANO, L.C. e NOGUEIRA, M.A. Mycorrhizal dependency of mangaba tree under increasing phosphorus levels. *Pesq. Agropec. Bras.*, 43:887-892, 2008. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2008000700013>.

CARRENHO, R.; et al. Fungos micorrízicos arbusculares em agrossistemas brasileiros. In: SIQUEIRA, J. O. et al. Micorrizas: 30 anos de pesquisa no Brasil. 1. Ed. Lavras: UFLA, cap. 7, p. 215-249. 2010. ISBN: 978-85-87692-90-0

CASTILLO, R.C.; SOTOMAYOR, S.L.; ORTIZ, O.C.; LEONELLI, C.G.; BORIE, B.F.; RUBIO, H.R.; Effect of arbuscular mycorrhizal fungi on na ecological crops of chili peppers (*Capsicum annum* L.). *Chil. J. Agric. Res.* v. 69, p. 79-87. 2009. Disponível em: https://oes.chileanjar.cl/files/V69_I1_2009_ENG_ClaudiaCastilloR.pdf

CHAGNON, P.L.; BRADLEY, R.L.; MAHERALI, H.; KLIRONOMOS, J.N. A trait-based framework to understand life history of mycorrhizal fungi. *Trends in Plant Science*. Vol. 18(9), p. 484-491. 2013. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.tplants.2013.05.001>.

CHAPING, F.S. III The mineral nutrition of wild plants. *Annu. Rev. Ecol. Systemat.* Vol. 11, p. 233-260. 1980. DOI: 10.2307/2096908

CHAUDHARY,V.B.; NOLIMAL, S.; SOSA-HERNANDÉZ, M.A.; EGAN, C.; KASTENS, J. (2020) Trait-based aerial dispersal of arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytol.* v. 228, p. 238-252. DOI: 10.1111/nph.16667.

CHEN, Y.L., XU, Z.W., XU, T.L., VERESOGLOU, S.D., YANG, G.W., CHEN, B.D., Nitrogen deposition and precipitation induced phylogenetic clustering of arbuscular mycorrhizal fungal communities. *Soil Biol. Biochem.* 115, 233–242. 2017. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2017.08.024>.

CHENG L, BOOKER FL, TU C, BURKEY KO, ZHOU L, SHEW HD, et al. Arbuscular mycorrhizal fungi increase organic carbon decomposition under elevated CO₂. *Science*. 337:1084–7. 2012. DOI: <https://doi.org/10.1126/science.1224304>

CIDADE DE OSASCO, Decreto n° 12483/2020. Regimento Interno do Banco de Alimentos de Osasco. Site: <https://leismunicipais.com.br/a/sp/o/osasco/decreto/2020/1249/12483/decreto-n-12483-2020-estabelece-o-regimento-interno-do-banco-de-alimentos-do-municipio-de-osasco>. Acessada em 20/09/21.

CIDADE DE OSASCO, Lei Ordinário nº 4842/2017. Política Municipal de Segurança Alimentar e Nutricional.

COLOZZI-FILHO, A. & BALOTA, E.L. Atividade microbiana em solos sob plantio direto. In: Procisur, Org. Curso sobre Suembra directa. Incarnacion, Procisur, p. 85-102. 1997.

CONNELL, J.H. On the role of natural enemies in preventing competitive exclusion in some marine animals and in rain forest trees. In P. J. den Boer and G. R. Gradwell, editors. Dynamics of populations. Centre for Agricultural Publishing and Documentation, Wageningen. 1971. ISBN: 90-220-0355-8. Disponível em: <https://edepot.wur.nl/469421#page=296>.

COOKE, J. C., GEMMA, J. N., & KOSKE, R. E. Observations of Nuclei in Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi. *Mycologia*, 79(2), 331–333. 1987. DOI: <https://doi.org/10.2307/3807669>

CROLL, D., L. WILLE, H. A. GAMPER, N. MATHIMARAN, P. J. LAMMERS, N. CORRADI, AND I. R. SANDERS. Genetic diversity and host plant preferences revealed by simple sequence repeat and mitochondrial markers in a population of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices*. *New Phytologist* 178:672-687. 2008. DOI: 10.1111/j.1469-8137.2008.02381.x

CZERNIAK, M.J. E STÜRMER, S.L. Produção de Inoculante Micorrízico on farm utilizando resíduos da indústria florestal. *R. Bras. Ci. Solo*, 38:1712-1721. 2014.

DA SILVA, R.F. et al. Influência do uso do solo na ocorrência e diversidade de FMAs em Latossolo no Sul do Brasil. *Sem. Ciências Agrárias*. vol. 36. n. 3(1). Londrina. p. 1851-1862. 2015. DOI: 10.5433/1679-0359.2015v36n3Supl1p1851.

DANIELL, T., HUSBAND, R., FITTER, A., & YOUNG, J. Molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi colonising arable crops. *FEMS Microbiology Ecology*, 36(2–3), 203–209. 2001. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1574-6941.2001.tb00841.x>

DANIELS, B.A. e TRAPPE, J.M. Factors effecting spore germination of the vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus epigaeus*. *Mycologia*, 72: 457-471. 1980. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1574-6941.2001.tb00841.x>

DAVISON, J. et al. Plant functional groups associate with distinct arbuscular mycorrhizal fungal communities. *New Phytol.* v. 226, p. 1117-1128. 2020. DOI: 10.1111/nph.16423

DAVISON, J. et al. Temperature and pH define the realised niche space of arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytol.* p.1-14. 2021. DOI: 10.1111/nph.17240.

DE ALMEIDA, B.G. et al. Densidade do Solo – Método do Cilindro. Cap. 7. *Manual de Análise de Solo*. 3ª ed. Embrapa. p.65-67. 2017a.

DE ALMEIDA, B.G. et al. Porosidade Total – Método Direto. Cap. 9. *Manual de Análise de Solo*. 3ª ed. Embrapa. p.82-86. 2017b.

DE LA PROVIDENCIA, I.E. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi reveal distinct patterns of anastomosis formation and hyphal healing mechanisms between different phylogenetic groups. *New Phytol.* Vol. 165, p. 261-271. 2005. DOI: 10.1111/j.1469-8137.2004.01236.x

DE MEDEIROS, N.S.A, DO CARMO, PRIORE, S.E., SANTOS, R.H.S. Diverse food in urban gardens in the promotion of food and nutrition security in Brazil: a review. *Journal Science Food Agriculture. Society of Chemical Industry.* v. 100, p. 1383-1391. 2020. DOI: <https://doi.org/10.3390/horticulturae2010002>

DE MIRANDA, J.C.C.; DE MIRANDA, L.N. Impacto de sistema de plantio direto na diversidade de espécies de fungos micorrizicos arbusculares nativos em solo do Cerrado. Embrapa, Planaltina – DF. *Comunidade Técnico* 135. p. 1-4. 2007. ISSN: 1517-1469.

DE SÁ, M.A.C. e VIANA, J.H.M. Retenção de Água do Solo pelo Método da Centrífuga. Cap. 6. *Manual de Análise de Solo*. 3ª ed. Embrapa. p.53-64. 2017.

DE SOUZA, F. A. Sistema reprodutivo e troca de material genético em fungos micorrizicos arbusculares. In: 5 CONGRESSO BRASILEIRO DE MICOLOGIA, RECIFE. MICOLOGIA: AVANCOS NO CONHECIMENTO. RECIFE : UFPE, v.1, p.112-121, 2007. ISBN: 978-85-7315-443-6. Disponível em: <https://sbmic.org/files/2007.pdf>

DE SOUZA, F.A, DECLERCK, S., SMIT, E., KOWALCHUK, G.A. Morphological, ontogenetic and molecular characterization of *Scutellospora reticulata* (Glomeromycota). *Mycological Research* 109: 697–706. 2005. DOI: <https://doi.org/10.1017/S0953756205002546>.

DE SOUZA, F.A.; da SILVA, I.C.L.; BERBARA, R.L.L. Fungos micorrízicos arbusculares: muito mais diverso que se imagina. In: MOREIRA, F.M.S; SIQUEIRA, J.O.; BRUSSAARD, L. Ed. Biodiversidade de Solos em Ecossistemas Brasileiros. Lavras, Ed. RFLA, p. 482-536. 2008. ISBN: 9788587692504.

DEEPIKA, S., & KOTHAMASI, D. Soil moisture—A regulator of arbuscular mycorrhizal fungal community assembly and symbiotic phosphorus uptake. *Mycorrhiza*, 25(1), 67-75. 2014. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00572-014-0596-1>.

DEPARTAMENTO DE BOTÂNICA ICB – Apostila de Fisiologia Vegetal: Prática nº6.1 – Determinação da Capacidade de Campo em Diferentes Tipos de Solo. Aulas Práticas Multimídia. p. 1-3. 2018. Acessado em 05/06/2021. https://www.ufjf.br/fisiologiavegetal/files/2018/07/6_1-Determina%3%a7%3%a3o-Capacidade-de-Campo.pdf

DEVEAUTOUR, C., DONN, S., POWER, S. A., BENNETT, A. E., & POWELL, J. R. Experimentally altered rainfall regimes and host root traits affect grassland arbuscular mycorrhizal fungal communities. *Molecular Ecology*, 27(8), 2152-2163. 2018. DOI: <https://doi.org/10.1111/mec.14536>.

Disponível em: <https://dspacecicco.conacyt.gov.py/jspui/handle/123456789/42728>

DOHERTY, J.H., "Niche Partitioning Among Arbuscular Mycorrhizal Fungi and Consequences for Host Plant Performance" (2009). Publicly Accessible Penn Dissertations. 55. Disponível em: DOS SANTOS, E.R.D. e HORTA Jr., P.A. Material Complementar ao Livro Sistemática Vegetal I: Fungos. UFSC. Curso de Licenciatura em Ciências Biológicas na Modalidade à Distância. p. 14. 2015. Acessado em 18/09/22: <https://uab.ufsc.br/biologia/files/2020/08/Fungos.pdf>

DONAGEMMA, G.K. Análise granulométrica. Cap. 10. Manual de Análise de Solo. Embrapa. 3ª ed, p. 95-107.

DOUDS Jr., D.D.; LEE, J.; UKNALIS, J.; BOATENG, A.A. & ZIEGLER-ULSH,C. Pelletized Biochar as a Carrier for AM Fungi in the On-Farm System of Inoculum Production in Compost and Vermiculite Mixtures. *Compost Science & Utilization*, 22:4, 253-262. 2014. DOI: 10.1080/1065657X.2014.941515

DOUDS, D.D.; JANKE, R.R.; PETERS, S.E. (1993) VAM fungus spore populations and colonization of root of maize and soybean under conventional and low-input sustainable agriculture, *Agric. Ecosyst. Environ.* v. 43, p. 325-335. DOI: [https://doi.org/10.1016/0167-8809\(93\)90095-7](https://doi.org/10.1016/0167-8809(93)90095-7)

DOUDS, D.D.; MILLNER, P. Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in agroecosystems. *Agric. Ecosyst. Environ.* 1999, 74, 77–93. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0167-8809\(99\)00031-6](https://doi.org/10.1016/S0167-8809(99)00031-6)

DOUDS, Jr. D.D. On-farm production and utilization of arbuscular mycorrhizal fungus inoculum. *Canadian Journal of Plant Science.* 2021. DOI: <https://doi.org/10.4141/P03-168>.

DUFRENE, M.; LEGENDRE, P. Species Assemblages and Indicator Species: The need for a flexible asymmetrical approach. *Ecological Monographs.* v. 67, n. 3, p.345-366. 1997.

EL BILIALI, H. Innovation-Sustainability Nexus in Agriculture Transition: Case of Agroecology. *Open Agriculture*, n. 4.p. 1-16. 2019. DOI: <https://doi.org/10.1515/opag-2019-0001>.

ELLIS J.R. Post flood syndrome and vesicular- arbuscular mycorrhizal fungi. *J Prod Agric* 11:200–204. 1998. DOI: <https://doi.org/10.2134/jpa1998.0200>

EMAM T. Local soil, but not commercial AMF inoculum, increases native and non-native grass growth at a mine restoration site. *Restoration Ecology* 24: 35–44. 2016. DOI: <https://doi.org/10.1111/rec.12287>

FERNANDES, R. A.; FERREIRA, D. A.; SAGGIN-JUNIOR, O. J.; STÜRMER, S. L.; PAULINO, H. B.; SIQUEIRA, J. O.; CARNEIRO, M. A. C. Occurrence and species richness of mycorrhizal fungi in soil under different land use. *Canadian Journal of Soil Science*, v. 96, p. 271-280, 2016. DOI: <https://doi.org/10.1139/cjss-2015-0011>

FERNANDES, S.G. et al. Fungos Micorrízicos Arbusculares em Áreas de Agricultores Familiares da Comunidade Água Boa 2, Rio Pardo de Minas, MG. *Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento* 296. Embrapa Cerrados. Planaltina – DF. 2010. ISSN online: 2176-509x.

FILHO, J.M. e MANFRINATO, H.A. Determinação de Infiltração do Solo para Fins de Irrigação por Aspersão. Cadeira de Engenharia Rural da Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. P. 37-52. 1963.

FITTER, A.H. What is the link between carbon and phosphorus fluxes in arbuscular mycorrhizas? A null hypothesis for symbiotic function. *New Phytol.* Vol. 172, p. 3-6. 2006. DOI: 10.2307/4091446

FRANK DA, GEHRING CA, MACHUT L, PHILLIPS M Soil community composition and the regulation of grazed temperate grassland. *Oecologia* 137:603–609. 2003. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00442-003-1385-2>

FRANK, M.; MORTON, J. Ontogenetic comparison of arbuscular mycorrhizal fungi *Scutellospora heterogama* and *Scutellospora pellucida* – revision of taxonomic character concepts, species description and phylogenetic hypotheses. *Can. J. Bot.* Vol. 72, p. 122-134. 1994. DOI: <https://doi.org/10.1139/b94-017>

FREW, A. Contrasting effects of commercial and native arbuscular mycorrhizal fungal inoculants on plant biomass allocation, nutrients, and phenolics. *Plants, People, Planet*, 1–5. 2020. DOI: <https://doi.org/10.1002/ppp3.10128>.

FURLAN, V. AND FORTIN, J.A. Formation of endomycorrhizas by *Endogone calospora* on *Allium cepa* under three temperature regimes. *Naturaliste Canadian*, 100: 467-477. 1973. DOI: Disponível em: <https://worldveg.tind.io/record/8557/>

GAI, J.; GAO, W.; LIU, L.; CHEN, Q.; FENG, G.; ZHANG, J.; CHRISTIE, P.; LI, X. Infectivity and community composition of arbuscular mycorrhizal fungi from different soil depths in intensively managed agricultural ecosystems. *Journal of Soils and Sediments*, p. 1-12, 2015. DOI: 10.1007/s11368-015-1060-3

GALAZKA, A., GAWRYJOLEK, K., GAJDA, A., FURTAK, K., KSIEZNIAK, A., & JOŃCZYK, K. Assessment of the glomalin content in the soil under winter wheat in different crop production systems. *Plant Soil Environment*, 64(1), 32-37. 2018. DOI: <https://doi.org/10.17221/726/2017-PSE>.

GALINDO-PÉREZ-DE-AZPILLAGA, L.; FORONDA-ROBLES, C.; e GARCÍA-LÓPEZ, A.M. Territorial sustainability in protected área in Spain. *Ecological Indicators*, 24. p. 403-411. 2013. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2012.07.010>.

GANDOLFI, A., SANDERS, I.R., ROSSI, V., MENOZZI, P. Evidence of recombination in putative ancient asexuals. *Molecular Biology and Evolution*, Oxford, 20: 754-761. 2003. DOI: [10.1093/molbev/msg081](https://doi.org/10.1093/molbev/msg081).

GAO, C., KIM, Y.C., ZHENG, Y., YANG, W., CHEN, L., JI, N.N., et al., Increased precipitation, rather than warming, exerts a strong influence on arbuscular mycorrhizal fungal community in a semiarid steppe ecosystem. *Botany* 94, 459–469. 2016. DOI: <https://doi.org/10.1139/cjb-2015-0210>.

GAZEY, C., L. K. ABBOTT, AND A. D. ROBSON. 1992. The Rate of Development of Mycorrhizas Affects the Onset of Sporulation and Production of External Hyphae by 2 Species of Acaulospora. *Mycological Research* 96:643-650. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0953-7562\(09\)80491-7](https://doi.org/10.1016/S0953-7562(09)80491-7)

GERDEMANN, J. N.; NICOLSON, T. H. Spores of mycorrhizal endogonous species extracted from soil by wet-sieving and decanting. *Transactions of British Mycorrhizal Society*, Cambridge, v. 46, p. 235-244, 1963. DOI: [http://dx.doi.org/10.1016/S0007-1536\(63\)80079-0](http://dx.doi.org/10.1016/S0007-1536(63)80079-0).

GIANINAZZI-PEARSON, V., VAN TUINEN, D., DUMAS-GAUDOT, E., DULIEU, H. Exploring the genome of Glomalean fungi. In: Hock, B. (Ed.). *The mycota, fungal associations*. Berlin: SpringerVerlag, p. 3-17. 2001. DOI: https://doi.org/10.1007/978-3-662-07334-6_1.

GIOVANNETTI, M; SBRANA, C.; STRANI, P.; AGNOLUCCI, M.; RINALDO, V. & AVIO, L. Genetic diversity of isolates of *Glomus mosseae* from different geographic área detected by vegetative comitability testing and biochemical and molecular analysis. *Appl. Environmental Microbiology*. Vol. 69. p. 616-624. 2003. DOI: [10.1128/AEM.69.1.616-624.2003](https://doi.org/10.1128/AEM.69.1.616-624.2003).

GOICOCHEA, N. Mycorrhizal Fungi as Bioprotectors of Crops Against Verticillium Wilt—A Hypothetical Scenario Under Changing Environmental Conditions. *Plants*. MDPI. v. 9, n. 1468, p. 1-15. 2020. DOI: [10.3390/plants9111468](https://doi.org/10.3390/plants9111468).

GOLOTTE, A.; L'HARIDON, F.; CHATAGNIER, O.; WETTSTEIN, G.; ARNOULD, C.; DIEDERIK, V.T. & GIANINAZZI-PEARSON V. Repetitive DNA sequences include

retrotransposons in genome of the Glomerulomycota. *Genetica*. Vol. 128. p. 455-469. 2006. DOI: 10.1007/s10709-006-0019-0.

GOSLING P, JONES J, BENDING GD. Evidence for functional redundancy in arbuscular mycorrhizal fungi and implications for agroecosystem management. *Mycorrhiza* 26: 77–83. 2016. DOI: 10.1007/s00572-015-0651-6.

GOSS, M. J., CARVALHO, M., & BRITO, I. Functional diversity of mycorrhiza and sustainable agriculture: Management to overcome biotic and abiotic stresses. 1st edn. Academic Press/Elsevier. 2017. ISBN: 9780128042861 - Paperback ISBN: 9780128042441.

GOTO, B. T. et al. Intraornatosporaceae (Gigasporales), a new family with two new genera and two new species. *Mycotaxon*, v. 119, p. 117–132, 2012. DOI: 10.5248/119.117.

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. Disponível em: https://www.researchgate.net/profile/Bruno-Tomio-Goto/publication/286966267_Glomerospores_A_new_denomination_for_the_spores_of_Glomeromycota_a_group_molecularly_distinct_from_the_Zygomycota/links/5a3d04490f7e9ba8688977e0/Glomerospores-A-new-denomination-for-the-spores-of-Glomeromycota-a-group-molecularly-distinct-from-the-Zygomycota.pdf

GOTTSHALL, C.B.; COOPER, M.; EMERY, S.M. Activity, diversity and function of arbuscular mycorrhizae vary with changes in agricultural management intensity. *Agriculture, Ecosystems and Environment*. v. 241, p. 142-149. 2017. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.agee.2017.03.011>.

GRAPHPAD Prism. Overview sobre o software. Versão 9.0.0. Disponível em <http://www.graphpad.com/scientific-software/prism/>, acesso em 31/08/2012.

GRIME, J.P. (1979) *Plant Strategies and Vegetation Processes*. J. Wiley & Son, Chichester.

HAMMER EC, NASR H, PALLON J, OLSSON PA, WALLANDER H. Elemental composition of arbuscular mycorrhizal fungi at high salinity. *Mycorrhiza* 21: 117–129. 2011. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00572-010-0316-4>

HARRISON, M.J. Molecular and cellular aspects of the arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology* 50: 361–389. 1999. DOI: <http://dx.doi.org/10.1146/annurev.arplant.50.1.361>. Acessado em 18/09/22: <https://www.annualreviews.org/doi/10.1146/annurev.arplant.50.1.361>

HART, M., ANTUNES, P. M., CHAUDHARY, B., & ABBOTT, L. Fungal inoculants in the field – Is the reward greater than the risk? *Functional Ecology*, 32, 126– 135. 2018. DOI: 10.1111/1365-2435.12976

HART, M.M. E READER, R.J. Taxonomic basis for variation in the colonization strategy of arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytol.* 153, 335-344. 2002. DOI: [doi/full/10.1046/j.0028-646X.2001.00312.x](https://doi.org/10.1046/j.0028-646X.2001.00312.x)

HART, M.M. E READER, R.J. (2005) The roel of teh external mycelium in early colonization for three arbuscular mycorrhizal fungal species with different colonization strategies. *Pedobiologia*. Vol. 49, p. 269-279. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.pedobi.2004.12.001>

HAWKSWORTH, D.L.: Fungi and international biodiversity initiatives. *Biodiversity and Conservation* 6, p. 661-668,1997. DOI: 10.1023/A:1018310018202

HEINEMEYER, A. E A. H. FITTER. Impact of temperature on the arbuscular mycorrhizal (AM) symbiosis: growth responses of the host plant and its AM fungal partner. *Journal of Experimental Botany* 55:525-534. 2004. DOI: <https://doi.org/10.1093/jxb/erh049>

HEINEMEYER, A. et al. Impact of soil warming and shading on colonization and community structure of arbuscular mycorrhizal fungi in roots of a native grassland community. *Global Change Biol.* Vol. 10, p. 52-64. 2004. DOI: [doi/abs/10.1111/j.1365-2486.2003.00713.x](https://doi.org/10.1111/j.1365-2486.2003.00713.x)

HELGASON, T., DANIELL, T.J., HUSBAND, R., FITTER, A.H., YOUNG, J.P.W. Ploughing up the wood wide web? *Nature* 384: 431. 1998. DOI: [10.1038/28764](https://doi.org/10.1038/28764)

HELGASON, T., MERRYWEATHER, J.W., DENISON, J., WILSON, P., YOUNG, J.P.W., FITTER, A.H. Selectivity and functional diversity in arbuscular mycorrhizas of co-occurring fungi and plants from a temperate deciduous woodland. *Journal of Ecology* 90: 371-384. 2002. DOI: <https://doi.org/10.1046/j.1365-2745.2001.00674.x>

HERMAN DJ, FIRESTONE MK, NUCCIO EE, HODGE A. Interactions between an arbuscular mycorrhizal fungus and a soil microbial community mediating litter decomposition. *FEMS Microbiol Ecol.* 2012; 80:236–47. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1574-6941.2011.01292.x>

HIIESALU, I. et al., Species richness of arbuscular mycorrhizal fungi: Associations with grassland plant richness and biomass. *New Phytol.* 203, 233–244. 2014. DOI: 10.1111/nph.12765; pmid: 24641509

HOLLAND, T.C.; BOWEN, P.; BOGDANOFF, C.; HART, M.M. How distinct are arbuscular mycorrhizal fungal communities associating with grapevines? *Biol. Fertil. Soils*, 50, 667–674. 2014. DOI: 10.1007/s00374-013-0887-2

HOSSAIN, M.B. Glomalin and Contribution of Glomalin to Carbon Sequestration in Soil: A Review. *Turkish Journal of Agriculture—Food Science and Technology*, 9(1), 191-196. 2021. DOI: <https://doi.org/10.24925/turjaf.v9i1.191-196.3803>.

HOUGH, R.L.; BREWARD, N.; YOUNG, S.D.; CROUT, N.M.; TYE, A.M. MOIR, A.M.; THORNTON, I. Assessing potential risk of heavy metal exposure from consumption of home-produced vegetables by urban populations. *Environ. Health Perspect.* Vol. 112, p. 215–221. 2004. DOI: [doi/abs/10.1289/ehp.5589](https://doi.org/10.1289/ehp.5589)

HOUSE GL, BEVER JD. Disturbance reduces the differentiation of mycorrhizal fungal communities in grasslands along a precipitation gradient. *Ecological Applications* 28: 763–748. 2018. DOI: <https://doi.org/10.1002/eap.1681>.

HURSTHOUSE, A.; LEITAO, T. Environmental pressures on and status of urban allotments. In: BELL, S.; FOX-KÄMPER, R.; KESHAVARZ, N.; BENSON, M.; CAPUTO, S; NOORI, S.; VOIGT, A. (Eds.). *Urban Allotments Gardens in Europe*. Routledge, Abingdon, p. 142-164. 2016. DOI: 10.4324/9781315686608-7

HUSBAND, R., HERRE, E.A., TURNER, S.L., GALLERY, R., YOUNG, J.P.W. Molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi and patterns of host association over time and space in a tropical forest. *Molecular Ecology*, Oxford, 11: 2669-2678. 2002. DOI: <https://doi.org/10.1046/j.1365-294X.2002.01647.x>

International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi (INVAM). 2019. - <https://invam.wvu.edu/>. West Virginia University, Estados Unidos da América Acessado em 28/09/21.

ISLAM, K.R.; WEIL, R.R. Soil quality indicators properties in Mid-Atlantic soils as influenced by conservation management. *Journal of Soil and Water Conservancy*, 55:69- 78, 2000.

IWU, M.M.: Implementing the biodiversity treaty: how to make international cooperative agreement work. *Trends in Biotechnology* 14, p. 78-82,1996. DOI: [https://doi.org/10.1016/0167-7799\(96\)80927-9](https://doi.org/10.1016/0167-7799(96)80927-9)

JAIZME-VEGA, M. C., SOSA-HERNANDEZ, B., HERNANDEZ-HERNANDEZ, 1. M., AND GALAN-SAUCO, V. Interaction of arbuscular mycorrhizal fungi and the soil pathogen *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* on the first stages of micropropagated Grande Naine banana *Acta Horticulture*, 490: 285-295. 1998. DOI: [10.17660/ActaHortic.1998.490.28](https://doi.org/10.17660/ActaHortic.1998.490.28)

JANOS, D. Plant responsiveness to mycorrhizas differs from dependence upon mycorrhizas. *Mycorrhiza*. v. 17, p. 75-91. 2007. DOI: [10.1007/s00572-006-0094-1](https://doi.org/10.1007/s00572-006-0094-1)

JANOUSHKOVÁ, M., KRAK, K., WAGG, C., ŠTORCHOVÁ, H., ČAKLOVÁ, P., VOSÁTKA, M. Effects of Inoculum Additions in the Presence of a Preestablished Arbuscular Mycorrhizal Fungal Community. *Applied and Environmental Microbiology*, v. 79, n. 20, p. 6507–6515. 2013. DOI: <https://doi.org/10.1128/AEM.02135-13>

JANSA, J. et al. Phosphorus acquisition strategies within arbuscular mycorrhizal fungal community of a single field site. *Plant. Soil*. Vol. 276, p. 163-176. 2005. DOI: [10.1007/s11104-005-4274-0](https://doi.org/10.1007/s11104-005-4274-0)

JANSA, J.; MOZAFAR, A.; ANKEN, T.; RUTH, 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. DOI: [10.1007/s00572-002-0163-z](https://doi.org/10.1007/s00572-002-0163-z)

JANSA, J.; MOZAFAR, A.; KUHN, G.; ANKEN, T.; RUTH, R.; SANDERS, I.R.; FROSSARD, E. Soil tillage affects the community structure of mycorrhizal fungi in maize roots. *Ecol. Appl.* 13, 1164–1176. 2003. DOI: [10.1890/1051-0761\(2003\)13\[1164:STATCS\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1890/1051-0761(2003)13[1164:STATCS]2.0.CO;2)

JANZEN, D. H. Herbivores and number of tree species in tropical forests. *American Naturalist* 104:501-&. 1970. DOI: 10.1086/282687

JASPER, D.A.; ABBOTT, L.K. & ROBSON, A.D. Soil disturbance reduces infectivity of external hifal of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytol.* Vol. 112, p. 93-99. 1989. DOI: 10.1111/j.1469-8137.1989.tb00313.x

JIN, H.; GERMIDA, J.J.; WALLEY, F.L. Suppressive effects of seed-applied fungicides on arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) differ with fubgicide mode of action and AMF spicies. *Appl. Soil Ecol.* v. 72, p. 22-30. 2013. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2013.05.013>

JOHN, J.; KERNAGHAN, G.; LUNDHOLM, J. The potential for mycorrhizae to improve green roof function. *Urban Ecosystems* 20: 113–127. 2017. DOI: <https://doi.org/10.1007/s11252-016-0573-x>.

JOHNSON, N.C. Resource stoichiometry elucidate the structure and function of arbuscular mycorrhizas across scales. *New Phytol.* Vol. 185, p. 631-647. 2010. DOI: 10.1111/j.1469-8137.2009.03110.x

JOHNSON, N.C. et al. Nitrogen enrichment alters mycorrhizal allocation at five mesic to semiarid grassland. *Ecology.* Vol.84, p. 1895-1908. 2003. DOI: 10.1890/0012-9658(2003)084[1895:NEAMAA]2.0.CO;2

KABIR, Z.; KOIDE, R.T. The effect of dandelion or a cover crop on mycorrhizal inoculum potencial, soil aggregation and yield of maize. *Agric. Ecosyst. Environ.* v. 78, p. 167-174. 2000. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0167-8809\(99\)00121-8](https://doi.org/10.1016/S0167-8809(99)00121-8)

KAISER C.; KILBURN M.R.; CLODE P.L.; FUCHSLUEGER L.; KORANDA M.; CLIFF J.B.; SOLAIMAN Z.M.; MURPHY, D.V. Exploring the transfer of recent plant photosynthates to soil microbes: mycorrhizal pathway VS direct root exudation. *New Phytologist* 205: 1537–1551. 2015. DOI: 10.1111/nph.13138.

KARASAWA T.; TAKEBE M. Temporal or spatial arrangements of cover crops to promote arbuscular mycorrhizal colonization and P uptake of upland crops grown after non-mycorrhizal crops. *Plant Soil* 353:355–366. 2012. DOI: 10.1007/s11104-011-1036-z

KARASAWA, T.; KASAHARA, Y.; TAKEBE, M.; Differences in growth responses of maize to preceding cropping caused by fluctuation in the population of indigenous arbuscular mycorrhizal fungi. *Soil Biol. Biochem.* v. 34, p. 851-857. 2002. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0038-0717\(02\)00017-2](https://doi.org/10.1016/S0038-0717(02)00017-2)

KEMPEL, A. et al. (2010). Support from the underground: induced plant resistance depends on arbuscular mycorrhizal fungi. *Funct. Ecol.* ol. 24, p. 293-300. DOI: 10.1111/j.1365-2435.2009.01647.x

KHADE SW, RODRIGUEZ BF Studies on effects of arbuscular mycorrhizal (AM) fungi on mineral nutrition of *Carica papaya* L. *Not Bot Hort Agrobot Cluj* 37:183–186. 2009. DOI: <https://doi.org/10.15835/nbha3713157>

KHAN A G; BELIK M Occurrence and ecological Significance of Mycorrhizal Symbiosis in Aquatic Plants. In: A Varma, B Hock, eds. 1995 *Mycorrhiza*. Springer Berlin. 627-668. 1995. DOI: 10.1007/978-3-662-08897-5_27

KIERS, E.T. et al. Reciprocal rewards stabilize cooperation in the mycorrhizal symbiosis. *Science* Vol. 333, p. 880-882. 2011. DOI: 10.1126/science.1208473

KIVLIN, S.N. et al. Global diversity and distribution of arbuscular mycorrhizal fungi. *Soil Biol. Biochem.* Vol. 43, p. 2294-2303. 2011. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2011.07.012>

KLAUBERG-FILHO, O.; SIQUEIRA, J.O.; MOREIRA, F.M.S Fungos micorrízicos arbusculares em solos de áreas poluídas com metais pesados. *Ver. Bras. Ci. Solo*, v. 26, p. 125-134. 2002. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-06832002000100012>

KLIRONOMOS, J.N. E HART, M.M. Colonization of roots by arbuscular mycorrhizal fungi using different sources of inoculum. *Mycorrhiza*. Vol. 12, p. 181-184. 2002. DOI: 10.1007/s00572-002-0169-6

KLIRONOMOS, J.N. et al. Interspecific difference in the tolerance of arbuscular coexistence of arbuscular mycorrhizal fungi to freezing and drying. *Can. J. Bot.* 79, 1161-1166. 2001. DOI: 10.1139/b01-099

KOOMEN, I., MCGRARTH, S.P. AND GILLER, K.E. Mycorrhizal infection of clover is delayed in soils contaminated by heavy metals from past sewage sludge applications. *Soil*

Biology Biochemistry, 22 : 871-873. 1990. Disponível em:
https://www.researchgate.net/profile/Irene-Koomen/publication/248446484_Mycorrhizal_infection_of_clover_is_delayed_in_soils_contaminated_with_heavy_metals_from_past_sewage_sludge_applications/links/5dc5779192851c81803ac5fb/Mycorrhizal-infection-of-clover-is-delayed-in-soils-contaminated-with-heavy-metals-from-past-sewage-sludge-applications.pdf

KOSKE, R.E. & GEMMA, J.N. *Scutellospora hawaiiensis*: a new species of arbuscular mycorrhizal fungus from Hawaii. *Mycologia*, Vol. 87, p. 678-683. 1995. DOI: <https://doi.org/10.1080/00275514.1995.12026583>

KOSKE, R.E. 1987. Distribution of VA mycorrhizal fungi along a latitudinal temperature gradient. *Mycologia*, 79: 55 -68. DOI: 10.1080/00275514.1987.12025370

KOSKE, R.E.; WALKER C. Species of *Scutellospora* (Endogonaceae) with smooth-walled spores from maritime sand dunes: two new species and a redescription of the spores of *Scutellospora pellucida* and *Scutellospora calospora*. *Mycotaxon*, 27: 219-235. 1986. ISSN: [0093-4666](https://doi.org/10.1009/0093-4666)

KOWALCHUK, G.A., DE SOUZA, F.A., VAN VEEN, J.A. Community analysis of arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Ammophila arenaria* in Dutch coastal sand dunes. *Molecular Ecology* 11: 571-581. 2002. DOI: [10.1046/j.0962-1083.2001.01457.x](https://doi.org/10.1046/j.0962-1083.2001.01457.x)

KOZIOL L, BEVER JD. The missing link in grassland restoration: Arbuscular mycorrhizal fungi inoculation increases plant diversity and accelerates succession. *Journal of Applied Ecology* 54: 1301–1309. 2016b. DOI: [doi/full/10.1111/1365-2664.12843](https://doi.org/10.1111/1365-2664.12843)

KRÜGER, M.; KRÜGER, C; WALKER, C.; STOCKINGER, H.; SCHUBLER, A. Phylogenetic reference data of systematic and phylotaxonomy of arbuscular mycorrhizal fungi from phylum to species level. *New Phytol.* V. 193, p. 970-984. 2012. DOI: [10.1111/j.1469-8137.2011.03962.x](https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2011.03962.x)

KUHN, L.M. AND STASVASKI, E. The mycorrhizal status of plants at Alexandra Fiord, Ellesmer Island. Canada, a high arctic site. *Mycologia*, 82: 23-35. 1990. DOI: [10.1080/00275514.1990.12025836](https://doi.org/10.1080/00275514.1990.12025836)

KULMATISKI, A. et al. Plant-soil feedbacks: a meta-analytical review. *Ecol. Lett.* Vol. 11, p. 980-992. 2008. DOI: [10.1111/j.1461-0248.2008.01209.x](https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2008.01209.x)

LAMBAIS, M.R.; CARDOSO, E.J.B.N. Germinação de esporos e crescimento do tubo germinativo de fungos micorrízicos vesículo-arbusculares em diferentes concentrações de alumínio. *Ver. Bras. Ci. Solo.* v. 13, p. 151-154. 1989. Disponível em: <https://repositorio.usp.br/item/000798452>

LEKBERG, T.; KOIDE, R.T.; ROHR, J.R. ALDRICH-WOLFE, L. MORTON, J.B. Role of niche restrictions and dispersal in the composition of arbuscular mycorrhizal fungal communities. *Journal of Ecology.* v. 95, p. 95-105. 2007. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1365-2745.2006.01193.x>.

LEKBERG, Y., & KOIDE, R. T. Is plant performance limited by abundance of arbuscular mycorrhizal fungi? A meta-analysis of studies published between 1988 and 2003. *New Phytologist*, 168, 189–204. 2005. DOI: <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2005.01490.x>

LEMOS, R.C. DE. Carta dos Solos do Estado de São Paulo: Contribuição à Carta de Solos do Brasil. Comissão de Solos. Instituto de Química Agrícola e Instituto de Ecologia e Experimentação Agrícola.C.N.E.P.A – S.N.P.A. Ministério da Agricultura. 1960.

LENOIR I, FONTAINE J, SAHRAOUI AL-H. Arbuscular mycorrhizal fungal responses to abiotic stresses: a review. *Phytochemistry.* 123:4–15. 2016. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2016.01.002>.

LERAT, S. et al. Carbon partitioning in a split-root system of arbuscular mycorrhizal plants is fungal and plant species dependent. *New Phytol.* 157, p. 589-595. 2003. DOI: [10.1046/j.1469-8137.2003.00691.x](https://doi.org/10.1046/j.1469-8137.2003.00691.x)

LI C.C., ZHOU J., WANG X.R., LIAO H. A purple acid phosphatase, GmPAP33, participates in arbuscule degeneration during arbuscular mycorrhizal symbiosis in soybean. *Plant, Cell and Environment*, 42: 2015–2027. 2019. DOI: [10.1111/pce.13530](https://doi.org/10.1111/pce.13530).

LI, X.; QI, Z.; YU, X.; XU, M.; LIU, Z.; DU, G.; YAN, Y. Soil pH drives the phylogenetic clustering of the arbuscular mycorrhizal fungal community across subtropical and tropical pepper fields of China. *Applied Soil Ecology.* v. 165, p. 1-11. 2021. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2021.103978>.

LOKER, A.; FRANCIS, C. Urban food sovereignty: urgent need for agroecology and systems thinking in a post-COVID-19 future, *Agroecology and Sustainable Food Systems*, 44:9, 1118-1123. 2020. DOI: [10.1080/21683565.2020.1775752](https://doi.org/10.1080/21683565.2020.1775752)

LORENZ, K. Organic Urban Agriculture. *Soil Science*. Vol. 180. N° 5. 2015. DOI: 10.1097/SS.0000000000000129.

LUMINI, E. et al., Disclosing arbuscular mycorrhizal fungal biodiversity in soil through a land-use gradient using a pyrosequencing approach. *Environ Microbiol*, v. 12, p. 2165– 2179. 2010. DOI: [doi/full/10.1111/j.1462-2920.2009.02099.x](https://doi.org/doi/full/10.1111/j.1462-2920.2009.02099.x)

MAGURRAN, A.E.; *Ecological diversity and its measurement*. Ed. Princeton University Press. Princeton, New Jersey, 1988. DOI: 10.1007/978-94-015-7358-0

MAGURRAN, A.E.; *Ecological diversity and its measurement*. Ed. Princeton University Press. Princeton, New Jersey, p. 39. 1983. DOI: 10.1007/978-94-015-7358-0

MAHERALI, H. AND KLIRONOMOS, J.N. Influence of phylogeny on fungal community assembly and ecosystem functioning. *Science* 316, p. 1746-1748. 2007. DOI: 10.1126/science.1143082

MAHERALI, H. E KLIRONOMOS, J.N. Phylogenetic and trait-based assembly of arbuscular mycorrhizal fungal communities, *PLoS ONE*. Vol 7, p. e36695. 2012. DOI: 10.1371/journal.pone.0036695.

MARDHIAH U, CARUSO T, GURNELL A, RILLIG MC. Arbuscular mycorrhizal fungal hyphae reduce soil erosion by surface water flow in a greenhouse experiment. *Applied Soil Ecology* 99: 137–140. 2016. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2015.11.027>.

MARGALEF, R. 1958. Information theory in ecology. *General Systems*, v.3, p. 36-71. ISSN: 0072-0798

MARGALEF, R.; *La diversidad*. In: *Ecologia*. Ediciones Omega S.A, Barcelona, Espana, p. 359-381, 1991. DOI: <https://doi.org/10.4319/lo.1977.22.6.1100b>

MARINHO, F. et al. *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. DOI: [10.12905/0380.sydowia66\(2\)2014-0313](https://doi.org/10.12905/0380.sydowia66(2)2014-0313).

MARTIN CA & STUTZ JC Interactive effects of temperature and arbuscular mycorrhizal fungi on growth, P uptake and root respiration of *Capsicum annuum* L. *Mycorrhiza* 14: 241-244. 2004. DOI: [10.3906/bot-1008-32](https://doi.org/10.3906/bot-1008-32).

MATHIMARAN N, RUH R, VULLIOUD P, FROSSARD E, JANSA J *Glomus intraradices* dominates arbuscular mycorrhizal communities in a heavy textured agricultural soil. *Mycorrhiza* 16:61–66. 2005 . DOI: [10.1007/s00572-005-0014-9](https://doi.org/10.1007/s00572-005-0014-9)

MATOS FERNANDES, M. *Mecânica dos solos*. v. 1. Porto: Faculdade de Engenharia da Universidade do Porto. 1994.

MCGONIGLE, T.P.; MILLER, M.H.; EVANS, D.S.; FAIRCHILD, G.L.; SWAN, J.A. A new methods, wich gives na objective measurement of colonization of roots by vesicular-arbuscular micorrhizal fungi. *New Phytologist*. Vol. 115, n. 2, p. 495-501. 1990. DOI: [10.1111/j.1469-8137.1990.tb00476.x](https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1990.tb00476.x)

MÉNDEZ, D.F.S.; DE PAULA, A.M.; RAMOS, M.L.G.; RIBEIRO JR, W.Q.; BUSATO, J.G.; SOARES, G.F.; LIMA, C.A. Mycorrhizal association in wheat genotypes submitted to variable irrigation on the Brazilian Cerrado. *J. of Agric. Science*. v. 13, p. 41-53. 2021. DOI: <https://doi.org/10.5539/jas.v13n11p41>.

MENÉNDEZ, A.B., SCERVINO, J.M. & GODEAS, A.M. Arbuscular mycorrhizal populations associated with natural and cultivated vegetation on a site of Buenos Aires province, Argentina. *Biol Fertil Soils* 33, 373–381 (2001). DOI: <https://doi.org/10.1007/s003740000336>

MIDDLETON EL, RICHARDSON S, KOZIOL L, PALMER CE, YERMAKOV Z, HENNING JA, SCHULTZ PA, BEVER JD. Locally adapted arbuscular mycorrhizal fungi improve vigor and resistance to herbivory of native prairie plant species. *Ecosphere* 6: 276. 2015. DOI: [doi/full/10.1890/ES15-00152.1](https://doi.org/10.1890/ES15-00152.1)

MILLER, S. P. AND J. D. BEVER. Distribution of arbuscular mycorrhizal fungi in stands of the wetland grass *Panicum hemitomon* along a wide hydrologic gradient. *Oecologia* 119:586-592. 1999. DOI: [10.1007/s004420050823](https://doi.org/10.1007/s004420050823)

MIRANDA, J. D.; MIRANDA, L. D. Seleção e recomendação de uso de espécies de fungos micorrízicos arbusculares. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2001. ISSN 1517-1469

MIRANDA, J.C.C. & MIRANDA, L.N. Contribuição da micorriza arbuscular para a produtividade e sustentabilidade nos sistemas de produção com plantio direto no Cerrado. Planaltina, Embrapa Cerrados, 2007. 6p. (Boletim Técnico, 134) ISSN 1517-1469

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. Bras.* Vol. 40, n.10, p. 1005 – 1014. 2005. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2005001000009>

MIRANDA, P.B.; DE MELLO, A.H.; PEREIRA, F.D.; MANESCHY, R.Q. Distribuição de Inóculo de Fungos Micorrízicos Arbusculares para Sistemas Agroflorestais na Agricultura Familiar. *Agroecossistemas*, v. 3, n. 1, p. 45-51, 2011. DOI: <http://dx.doi.org/10.18542/ragros.v3i1.1369>.

MITTERMEIER, R.A.; TIMOTHY, W.; AYRES, J..M.; DA FONCECA, G.: O país da megadiversidade. *Ciência Hoje* 14, p. 21-27. 1992. Disponível em: <http://www.ijsn.es.gov.br/bibliotecaonline/Record/2646>

MOORA M. Mycorrhizal traits and plant communities: perspectives for integration. *Journal of Vegetation Science* 25: 1126–1132. 2014. DOI: 10.1111/jvs.12177

MORTON, J.B. Three new species of *Acaulospora* (Endogonaceae) from high-aluminium, low pH soils in West Virginia. *Mycologia*. Vol. 78, p. 641-648. 1986. DOI: 10.1080/00275514.1986.12025300

MORTON, J.B. Problems and solutions for the integration of glomalean taxonomy, systematic biology, and the study of mycorrhizal phenomena. *Mycorrhiza*, 2: 97 - 109. 1993. DOI: 10.1007/BF00203855

MORTON, J.B. e BENNY, G.L. Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zygomycetes): a new order, Glomales, two new suborders, Glomineae and Gigaporineae, and two new families, Acaulosporaceae and Gigasporaceae, with an emendation of Glomaceae. *Mycotaxon*. Vol. 37, p. 471-491. 1990. ISSN: 0093-4666. Record Number: 19912307931. Disponível em: <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/19912307931>.

MORTON, J.B.; BENTIVENGA, S.P. E BEVER, J.D. Discovery, measurement, and interpretation of diversity in arbuscular endomycorrhizal fungi (Glomales, Zygomycetes). Can. J. Bot. Vol. 73, p. 25-32. 1994. DOI: 10.1139/b95-221

MORTON, J.B.; BENTIVENGA, S.P.; & BEVER, J.D. Discovery, measurement, and interpretation of diversity of arbuscular endomycorrhizal fungi (Glomales, Zygomycetes). Can. J. Bot. Vol. 73, p. 25-32. 1995. Acessado em 18/09/22: <https://beverlab.ku.edu/wp-content/uploads/2015/12/Morton-Bentivenga-and-Bever-1995.pdf>

MOSSE, B.; HAYMAN, D.S.; ARNOLD, D.J. (1973) Plant-growth responses to vesicular-arbuscular mycorrhiza. 5. Phosphate uptake by 3 plant species from P-deficient soils labeled with P-32. New Phytologist 7vol 72, p. 809-819. DOI: 10.1111/j.1469-8137.1973.tb02056.x

MUTHUKUMAR, T.; UDAIYAN, K. Sesonality of vesicular arbuscular mycorrhizae in sedges in a semi-arid tropical grassland. Acta Oecologica v. 23, p. 337-347. 2002 DOI: [https://doi.org/10.1016/S1146-609X\(02\)01165-7](https://doi.org/10.1016/S1146-609X(02)01165-7)

NAVAS, M-L. et al. Suites of plant traits in species from different stages of mediterranean secondary succession. Plant. Biol. Vol. 12, p. 183-196. 2010. DOI: 10.1111/j.1438-8677.2009.00208.x

NEELAM AA, GAUR A, BHALLA E, GUPTA SR Soil aggregate carbon and diversity of mycorrhiza as affected by tillage practices in a rice-wheat cropping system in northern India. Int J Ecol Environ Sci 36:233–243. 2010. ISSN : 0377-015X. Disponível em: https://d1wqtxts1xzle7.cloudfront.net/34504537/ijees36-233-srGupta-with-cover-page-v2.pdf?Expires=1668545802&Signature=TO3yr1pfyNPkgXmui4Ybed1soBWxHaqAtQQq0SpPaRhSWXmfBHA3xgf2T0nqRtEgEJEUSELfSZLENkZ6p5mYNQp~a1NisRghfkpHERtcKUL1NIJjZDGM~-K7ycovs6yCvakV~F~B2hr~hxPgeAkZjxPRDIPYjL-WOEvTDyWx-ZdO2tFHpN1AZ~-BGtlQassaVUNaGbLyz1dsyi3ldVEQuhd1lkcVST6-l2v1tGTUyuJZTjgWHRT9Hp~eAvpxBm9fm1SExC-eKMJFT6aDZxNzxCEcWUCmQtsZcRLLY0sVBaLzAXLo8E6B5eU-ayiw6nrlohu917y4-wGm24AppDPWlw__&Key-Pair-Id=APKAJLOHF5GGSLRBV4ZA

NELSON, C. E. AND SAFIR, G. R. The water relations of well watered, mycorrhizal and non-mycorrhizal onion plants. Journal of American Society for Horticultural Science, 107: 271-274. 1982. DOI: <https://doi.org/10.21273/JASHS.107.2.271>

NEMEC, S. Effect of storage temperature and moisture on *Glomus* species and their subsequent effect on citrus root stock seedling growth and mycorrhiza development. *Transaction of British Mycological Society*, 89: 205-212. 1987. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0007-1536\(87\)80154-7](https://doi.org/10.1016/S0007-1536(87)80154-7)

NEWSHAM, K.K. et al. Multi-functionality and biodiversity in arbuscular mycorrhizas. *Trends Ecol. Evol.* Vol. 10, p. 407-411. 1995. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0169-5347\(00\)89157-0](https://doi.org/10.1016/S0169-5347(00)89157-0)

NICHOLS, K.A. & MILLAR, J. Glomalin and Soil Aggregation under Six Management Systems in the Northern Great Plains, USA. *Open Journal of Soil Science*, 3, 374-378. 2013. DOI: <http://dx.doi.org/10.4236/ojss.2013.38043>.

NIESBET, L.J.; FOX, F.M.; The importance of microbial biodiversity in biotechnology. /w/The Biodiversity of Microorganisms and Invertebrates; Its roles in sustainable agriculture. Ed. Hawksworth. Wallingford, UK; CAB International, p. 229-244,1991. Record Number: 19921161482

NJERU, E.M.; AVIO, L.; BOCCI, G.; SBRANA, C.; TURRINI, A.; BARBERI, P.; GIOVANNETTI, M.; OEHL, F. Contrating effects of cover crops on “hot spot” arbuscular mycorrhizal fungal communities in organic tomato. *Biol. Fertil. Soils*. V. 51, p. 151-166. 2015. DOI: 10.1007/s00374-014-0958-z

NOGUEIRA, M.A.; CARDOSO, E.J.B.N.; HAMPP, R. Manganese toxicity and callose deposition in leaves are attenuated in mycorrhizal soybean. *Plant SOil*. v. 246, p. 1-10. 2002. DOI: 10.1023/A:1021555809036

NOURI E, BREUILLIN-SESSOMS F, FELLER U, REINHARDT D. Phosphorus and nitrogen regulate arbuscular mycorrhizal symbiosis in *Petunia hybrida*. *PLoS One*. 9(3):e90841. 2014. DOI: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0127472>.

NUNES, H. B., GOTO, B. T., COIMBRA, J. L., OLIVEIRA, J. S., TAVARES, D. G., ROCHA, M. S., ... SOARES, A. C. F. Is arbuscular mycorrhizal fungal species community affected by cotton growth management systems in the Brazilian cerrado? *Anais Da Academia Brasileira de Ciencias*, 91(4), 20180695. 2019. DOI: <https://doi.org/10.1590/0001-3765201920180695>.

NYAMWANGE, M.M.; NJERU, E.M.; MUCHERU-MUNA, M.; NGETICH, F. Soil management practices affect arbuscular mycorrhizal fungi propagules, root colonization and growth of rainfed maize. *AIMS Agriculture and Food*, v. 3, p. 120-134. 2008. DOI: 10.3934/agrfood.2018.2.120.

O'HARA, S; TOUSSAINT, E.C. Food access in crisis: Food security and COVID-19. *Ecological Economics*. Vol. 180. 2021. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ecolecon.2020.106859>.

OCHIENG, B.O.; HUGHEY, K.F.D. e BIGSBY, H. Rainforest Alliance Certification of Kenya tea Farms: a contribution of sustainability or tokenism? *Journal of Cleaner Production*, Vol.39, p. 285-293. 2013. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2012.07.048>

ODUM, E. P.; BARRET, G. W. *Fundamentos de ecologia*. São Paulo: Thomson Learning, 612 p. Capítulo 6: Ecologia de populações. 2007. ISBN: 978-85-221-2612-5.

OEHL F, DE SOUZA FA, SIEVERDING E. Revision of *Scutellospora* and description of five new genera and three new families in the arbuscular mycorrhiza-forming Glomeromycetes. *Mycotaxon* 106: 311–360. 2008. ISSN: 0093-4666.

OEHL F, SIEVERDING E, MÄDER P, DUBOIS D, INEICHEN K, BOLLER T, WIEMKEN A. Impact of long-term conventional and organic farming on the diversity of arbuscular mycorrhizal fungi. *Oecologia* 138: 574–583. 2004. DOI: 10.1007/s00442-003-1458-2

OEHL F; SIEVERDING E; INEICHEN K; MAEDER P; BOLLER T; WIEMKEN A Impact of land use intensity on the species diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in agroecosystems of central Europe. *Applied and Environmental Microbiology* 69(5), 2816-2824. 2003. DOI: 10.1128/AEM.69.5.2816-2824.2003

OEHL F; SIEVERDING E; INEICHEN K; RIS E-A; BOLLER T; WIEMKEN A Community structure of arbuscular mycorrhizal fungi at different soil depths in extensively and intensively managed agroecosystems. *New Phytologist* 165, 273-283. 2005. DOI: 10.1111/j.1469-8137.2004.01235.x

OEHL, F. et al. Distinct sporulation dynamics of arbuscular mycorrhizal fungal communities from different agroecosystems in long-term microcosms. *Agric. Ecosyst. Environ.* Vol. 134, p. 257-268. 2009. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.agee.2009.07.008>

OEHL, F. et al. Soil type and land use intensity determine the composition of arbuscular mycorrhizal fungal communities, *Soil Biol. Biochem.* Vol. 42, p. 724-738. 2010. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2010.01.006>

OEHL, F. et al. Succession of arbuscular mycorrhizal communities in the foreland of the retreating Morteratsch glacier in the Central Alps. *Pedobiologia.* Vol. 54, p. 321-331. 2011b. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.pedobi.2011.07.006>

OEHL, F. et al. Advances in Glomeromycota taxonomy and classification. *IMA Fungus* v.2, n. 2, p. 191–199, 2011a. DOI: <https://doi.org/10.5598/imafungus.2011.02.02.10>.

OEHL, F. et al. *Palaeospora spainii*, a new arbuscular mycorrhizal fungus from Swiss agricultural soils. *Nova Hedwigia*, v. 101, p. 89–102, 2014. DOI: [10.1127/nova_hedwigia/2014/0229](https://doi.org/10.1127/nova_hedwigia/2014/0229).

OLSSON, P. et al. Foraging and resource allocation strategies of mycorrhizal fungi in a patchy environment. In: *Mycorrhizal Ecology*. van der Heijden, M.G.A. e Sanders, I.R. (eds). Springer-Verlag. p. 93-116. 2002. DOI: [10.1007/978-3-540-38364-2_4](https://doi.org/10.1007/978-3-540-38364-2_4)

ÖPIK, M.; DAVISON, J. Uniting species- and community-oriented approaches to understand arbuscular mycorrhizal fungal diversity. *Fungal Ecology*, v. 24, p. 106-113, 2016. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.funeco.2016.07.005>

ORDOÑEZ YM, FERNANDEZ BR, LARA LS, RODRIGUEZ A, URIBE-VIELEZ D, SANDERS IR. Bacteria with phosphate solubilizing capacity alter mycorrhizal fungal growth both inside and outside the root and in the presence of native microbial communities. *PLoS ONE*. 11:1–18. 2016. DOI: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0154438>

PACIONI, G. Wet sieving and decanting techniques for the extraction of spores of vesicular–arbuscular fungi. In: NORRIS, J. R.; READ, D. J.; VARMA, A. K. *Methods in microbiology: techniques for mycorrhizal research*. London: Academic Press, p. 777-782. 1994. DOI : [10.1016/S0580-9517\(08\)70099-0](https://doi.org/10.1016/S0580-9517(08)70099-0).

PALMER, T. M., M. L. STANTON, AND T. P. YOUNG. Competition and coexistence: Exploring mechanisms that restrict and maintain diversity within mutualist guilds. *American Naturalist* 162:S63-S79. 2003. DOI: [10.1086/378682](https://doi.org/10.1086/378682)

PARK, H., LEE, E. H., KA, K. H., & EOM, A. H. Community structures of arbuscular mycorrhizal fungi in soils and plant roots inhabiting abandoned mines of Korea. *Mycobiology*, 44(4), 277-282. 2016. DOI: <https://doi.org/10.5941/MYCO.2016.44.4.277>.

PARKE, LL. LINDERMAN, R.G., AND TRAPPE, J.M. Effect of root zone temperature on ectomycorrhiza and vesicular-arbuscular mycorrhiza formation in disturbed and undisturbed forest soils of South west Oregon. *Canadian Journal of Forest Research*, 13 : 657-665. 1983. DOI: 10.1139/x83-094

PATERSON E, SIM A, DAVIDSON J, DANIELL TJ. Arbuscular mycorrhizal hyphae promote priming of native soil organic matter mineralisation. *Plant Soil*. 408:243–54. 2016. DOI: <https://doi.org/10.1007/s11104-016-2928-8>

PAWLOWSKA TE, TAYLOR JW. Organization of genetic variation in individuals of arbuscular mycorrhizal fungi. *Nature*. Vol. 427(6976) p.733-737. 2004. DOI: 10.1038/nature02290.

PEARSON, J.N., SCHWEIGER, P. *Scutellopora calospora* (Nicol. & Gerd.) Walker & Sanders associated with subterranean clover: dynamics of colonization, sporulation, and soluble carbohydrates. *New Phytol*. 124: 215 -219. 1993. DOI: 10.1111/j.1469-8137.1993.tb03810.x

PEARSON, J.N.; JAKOBSEN, I. Symbiotic exchange of carbon and phosphorus between cucumber and three arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytol*. Vol. 124, p. 481-488. 1993. DOI: 10.1111/j.1469-8137.1993.tb03839.x

PELLEGRINO, E., & BEDINI, S. Enhancing ecosystem services in sustainable agriculture: biofertilization and biofortification of chickpea (*Cicer arietinum* L.) by arbuscular mycorrhizal fungi. *Soil Biology and biochemistry*, 68, 429-439. 2014. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2013.09.030>.

PEREIRA, D. C. Atividade micorrízica no cultivo da batata-doce em sucessão a diferentes plantas de cobertura. XXXV Congresso Brasileiro de Ciências do Solo: Solo e suas Múltiplas Funções. 2015.

PERGOLA, M.; D'AMICO, M.; CELANO, G. PALESE, A.M.; SCUDERI, A.; DI VITA, G.; INGLESE, P. Sustainability evaluation of Sicily's lemon and Orange production: An energy,

economic and environmental analysis. *Journal of Environmental Management*, 128, p. 674-682. 2013. DOI: [10.1016/j.jenvman.2013.06.007](https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2013.06.007).

PERKINS LB, BENNETT JR. A field test of commercial soil microbial treatments on native grassland restoration. *Restoration Ecology*. 2017. DOI: [10.1111/rec.12639](https://doi.org/10.1111/rec.12639)

PIELOU, E.C. *Ecological Diversity*. Wiley, New York, pp. 165, 1975. PONTES, J., Diversidade de fungos micorrízicos arbusculares (FMA) em solo cultivado com feijão caupi [*Vigna Unguiculata* (L.) Walp.] e fibra de coco. Dissertação de mestrado. Universidade Federal de Pernambuco. 2013. Disponível em: <https://repositorio.ufpe.br/handle/123456789/12665>

PINHEIRO, M.C. e FERRARETO, L.C. Política nacional de agricultura urbana: estratégia para o combate à fome e promoção da segurança alimentar. ed. by Aranha AV. BRASIL, Ministério do Desenvolvimento Social e Combate à Fome, *Fome Zero: Uma História Brasileira*, Brasília, MDS, pp.253–264. 2010. DOI: <https://www.agriculturaurbana.org.br/textos/artigo-fome-zero-Maristela-Luciane.pdf>.

PONTES, J. S. DE, OEHL, F., PEREIRA, C. D., DE TOLEDO MACHADO, C. T., COYNE, D., DA SILVA, D. K. A., & MAIA, L. C. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in the Brazilian's Cerrado and in soybean under conservation and conventional tillage. *Applied Soil Ecology*, 117, 178-189. 2017. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2017.04.023>

PORTER, W.M. et al. Field survey of the distribution of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in relation to soil pH. *J. Appl. Ecol.* Vol. 24, p. 659-662. 1987. DOI: <https://doi.org/10.2307/2403900>

POWELL JR, PARRENT JL, HART MM, KLIRONOMOS JN, RILLIG MC, MAHERALI H. Phylogenetic trait conservatism and the evolution of functional trade-offs in arbuscular mycorrhizal fungi. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences* 276: 4237–4245. 2009. DOI: [10.1098/rspb.2009.1015](https://doi.org/10.1098/rspb.2009.1015)

POWELL, J.R.; RILING, M.C. Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi and ecosystem function. *New Phytologist* 220: 1059–1075. 2018. DOI: [10.1111/nph.15119](https://doi.org/10.1111/nph.15119)

POZO, M.J. E AZCON-AGUILAR, C. Unraveling mycorrhiza-induced resistance. *Curr. Opin. Plant Biol.* Vol. 10, p. 393-398. 2007. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.pbi.2007.05.004>

POZZAN, A.M. e STÜRMER, S. L. Produção de Inóculo Micorrízico mono específico, e multiespecífico utilizando o método *on farm*. Fert Bio. Fertilidade e Biologia do Solo: Integração e tecnologias para todos. UFLA. 2014. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-06832014000600006>.

PRAYUDYANINGSIH, R., SARI, R., & MANGOPANG, A. D. Isolation of indigenous arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) to support revegetation on the nickel post-mining land. In IOP Conference Series: Earth and Environmental Science (Vol. 308, No. 1, p. 012038). IOP Publishing. 2019. DOI: <https://doi.org/10.1088/1755-1315/308/1/012038>.

PREGER, A.C. et al. Losses of glomalin-related soil protein under prolonged arable cropping: A chrono-sequence study in sandy soils of South African Highveld. Soil Biology Biochemistry. Pergamon; v. 39, n. 2, p. 445-453. 2007.

PRETO, G. A. S. Padronização da produção de inóculo de fungos micorrízicos arbusculares. 14º Encontro de Iniciação Científica e 10º Encontro de Pós-graduandos da Embrapa Uva e Vinho. 2016. URL: <http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/145590/1/Doc99-preto-p41.pdf>.

PRINGLE, A. E BEVER, J. Divergent phenologies may facilitate the coexistence of arbuscular mycorrhizal fungi in a North Carolina grassland. Am. J. Bot. 89, 1439-1446. 2002. DOI: 10.3732/ajb.89.9.1439

PURIN, S.; RILLING, M.C. The arbuscular mycorrhizal fungal protein glomalin: Limitations, progress, and a new hypothesis for its function. Pedobiologia, v. 51, n. 2, p. 123-130. 2007.

RAO AV, TARAFDAR JC Soil solarization for mass scale production of arbuscular mycorrhizal fungal inoculum in Indian arid zone. Indian J Agric Sci 69:271–274. 1999. Disponível em: https://www.researchgate.net/profile/J-Tarafdar/publication/262183175_Soil_solarization_for_mass_scale_production_of_arbuscular_mycorrhizal_fungal_inoculum_in_Indian_arid_zone/links/586f31d808aebf17d3a91e4e/Soil-solarization-for-mass-scale-production-of-arbuscular-mycorrhizal-fungal-inoculum-in-Indian-arid-zone.pdf

RASMANN, S.; BENNETT, A.; BIERE, A.; KARLEY, A.; GUERRIERI, E. Root symbionts: Powerful drivers of plant above- and belowground indirect defenses. *Insect Sci.* 24, 947–960 2017. DOI: 10.1111/1744-7917.12464

RASMANN, S.; JOHNSON, M.D.; AGRAWAL, A.A. Induced Responses to Herbivory and Jasmonate in Three Milkweed Species. *J. Chem. Ecol.* V. 35, p. 1326-1334. 2009.

RATNAYAKE, M. et al. Root exudation in relation to supply of phosphorus and its possible relevance to mycorrhizal formation. *New Phytol.* Vol. 81, p. 543-552. 1978. DOI: 10.1111/j.1469-8137.1978.tb01627.x

RAVNSKOV, S. E KAKOBSEN, I. Functional compactibility in arbuscular mycorrhizas measured as hyphal P transport to the plant. *New Phytol.* Vol. 129, p. 611-618. 1995. DOI: 10.1111/j.1469-8137.1995.tb03029.x

REDECKER, D., A. SCHÜßLER, H. STOCKINGER, S. STÜRMER, J. MORTON, AND C. WALKER. An evidence-based consensus for the classification of arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomeromycota*). *Mycorrhiza*. 2013. DOI: 10.1007/s00572-013-0486-y.

REES, M., P. J. GRUBB, D. KELLY. 1996. Quantifying the impact of competition and spatial heterogeneity on the structure and dynamics of a four-species guild of winter annuals. *American Naturalist* 147:1-32. DOI: 10.1086/285837

REJMANEK, M. 2002. Intraspecific aggregation and species coexistence. *Trends in Ecology & Evolution* 17:209-210. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0169-5347\(02\)02504-1](https://doi.org/10.1016/S0169-5347(02)02504-1).

Repositório:

http://repository.upenn.edu/edissertations/55?utm_source=repository.upenn.edu%2Fedissertations%2F55&utm_medium=PDF&utm_campaign=PDFCoverPages

RIBEIRO SM, BÓGUS CM & WATANABE HAW. Agroecological urban agriculture from the perspective of health promotion. *Saúde Soc.* 24:730–743. 2015. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0104-12902015000200026>.

RICHTER, B. S., AND J. C. STUTZ. Mycorrhizal inoculation of big sacaton: Implications for grassland restoration of abandoned agricultural fields. *Restoration Ecology* 10:607-616. 2002. DOI: 10.1046/j.1526-100X.2002.01041.x

RILLIG MC, LEHMANN A. Exploring the agricultural parameter space for crop yield and sustainability. *New Phytologist* 223: 517–519. 2019. DOI: <https://doi.org/10.1111/nph.15744>.

RILLIG MC; MARDATIN NF; LEIFHEIT, EF; ANTUNES, PM. Mycelium of arbuscular mycorrhizal fungi increases soil water repellency and is sufficient to maintain water-stable soil aggregates. *Soil Biology and Biochemistry* 42: 1189–1191. 2010. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2010.03.027>.

RILLIG MC; SOSA-HERNÁNDEZ, MA; ROYJ,AGUILAR-TRIGUEROS, CA, VALYI, K; LEHMANN A. Towards an integrated mycorrhizal technology: harnessing mycorrhiza for sustainable intensification in agriculture. *Frontiers in Plant Science* 7: 1625. 2016. DOI: 10.3389/fpls.2016.01625.

RILLING, M.C.; STEINBERG, P.D. Glomalin production by an arbuscular mycorrhizal fungus: A mechanism of habitat modification? *Soil Biology and Biochemistry*, v. 34, p. 167-177. 2002

ROSENDAHL C N; ROSENDAHL S Influence of VAMF (*Glomus* spp.) on the response of Cucumber (*Cucumis sativus*) to salt stress. *Environ. Exp. Bot.* 31, 313-318. 1991. DOI: [https://doi.org/10.1016/0098-8472\(91\)90055-S](https://doi.org/10.1016/0098-8472(91)90055-S)

ROUPHAEL, Y.; FRANKEN, P.; SCHNEIDER, C.; SCHWARZ, D.; GIOVANNETTI, M.; AGNOLUCCI, M.; DE PASCALE, S.; BONINI, P. Arbuscular mycorrhizal fungi act as biostimulant in horticultural crops. *Scientia Horticulturae*, 196. 91–108. 2015. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.scienta.2015.09.002>

RYAN, M. H., & GRAHAM, J. H. Little evidence that farmers should consider abundance or diversity of arbuscular mycorrhizal fungi when managing crops. *New Phytologist*, 220, 1092–1107. 2018. DOI: 10.1111/nph.15308

SAIA S, BENÍTEZ E, GARCÍA-GARRIDO JM, SETTANNI L, AMATO G, GIAMBALVO D. The effect of arbuscular mycorrhizal fungi on total plant nitrogen uptake and nitrogen recovery from soil organic material. *J Agric Sci.* 152:370–8. 2014. DOI: <https://doi.org/10.1017/S002185961300004X>

SALA-ZAPATA, W.A.; ORTIZ-MUÑOZ, S.M. Analysis of meanings on the concept of sustainability. *Sustainable Development*. p. 1-9. 2018. DOI: <https://doi.org/10.1002/sd.1885>.

SÄLE V, AGUILERA P, LACZKO E, MÄDER P, BERNER A, ZIHLMANN U, VAN DER HEIJDEN MG, OEHL F. Impact of conservation tillage and organic farming on the diversity of arbuscular mycorrhizal fungi. *Soil Biology and Biochemistry* 84: 38–52. 2015. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2015.02.005>

SANDERS, I.R.; CLAPP, J.P.; WEEMKEN, A.: The genetic diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in natural ecosystem. A key to understanding the ecology and function of the mycorrhizal symbiosis. *New Phytologist* 133, p. 123-134, 1996.

SANDERS, I.R. Ecology and evolution of multigenomic arbuscular mycorrhizal fungi. *The American Naturalist*. v. 160, p. 5128-5141. 2002. DOI: 10.1086/342085

SANTANDREU, A e MERZTHAL, G. Agricultura urbana e sua integração em programas e políticas públicas: a experiência do Brasil. ed. by Aranha AV, BRASIL, Ministério do Desenvolvimento Social e Combate à Fome, Fome Zero: Uma História Brasileira, Brasília, MDS, p.157–167. 2010. ISBN: 978-85-60700-42-4.

SANTOS, G. G.; MARCHÃO, R. L.; SILVA, E. M.; SILVEIRA, P. M.; BECQUER, T. Qualidade física do solo sob sistemas de integração lavoura-pecuária. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v.46, p.1339-1348, 2011a.

SANTOS, G. M. et al. Produção de Inoculantes de fungos micorrízicos arbusculares em milho e braquiária. XXXV Congresso Brasileiro de Ciências do Solo: Solo e suas Múltiplas Funções. 2015. DOI: <https://www.sbcs.org.br/cbcs2015/arearestrita/arquivos/169.pdf>.

SANTOS, T.E.M. 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 Federal Paulista, p. 39. 2005.

SCHENCK, N. C. *Methods and principles of mycorrhizal research*. 2nd. ed. St. Paul: The American Phytopathological Society, 244 p. 1984. ISBN-13: 978-0890540466.

SCHENCK, N.C. E SMITH, O.S. Responses of six species of vesiculararbuscular mycorrhizal fungi and their effects on soybean at four soil temperatures. *New Phytologist*, 92 : 193-201. 1952. DOI: [10.1111/j.1469-8137.1982.tb03376.x](https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1982.tb03376.x)

SCHREINER, RP. AND KOIDE, R T. Stimulation of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi by mycotropic and non-mycotrophic plant root systems. *Applied and Environmental Microbiology*, S9 : 2750-2752. 1993. DOI: [10.1128/aem.59.8.2750-2752.1993](https://doi.org/10.1128/aem.59.8.2750-2752.1993)

SCHÜBLER, A.; SCHWARZOTT, D.; WALKER, C. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycological Research*, v. 105, n. 12, p. 1413–1421, 2001. DOI: <https://doi.org/10.1017/S0953756201005196>

SCHWARZOTT, D., WALKER, C., SCHÜSSLER, A. *Glomus*, the largest genus of the arbuscular mycorrhizal fungi (Glomales), is nonmonophyletic. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 21: 190-197. 2001. DOI: [10.1006/mpev.2001.1007](https://doi.org/10.1006/mpev.2001.1007)

SENDEK A, KARAKOC C, WAGG C et al. Drought modulates interactions between arbuscular mycorrhizal fungal diversity and barley genotype diversity. *Sci Rep* 9:9650. 2019. DOI: <https://doi.org/10.1038/s41598-019-45702-1>.

SHAHABIVAND, S., MAIVAN, H. Z., GOLTAPPEH, E. M., SHARIFI, M., & ALILOO, A. A. The effects of root endophyte and arbuscular mycorrhizal fungi on growth and cadmium accumulation in wheat under cadmium toxicity. *Plant Physiology and Biochemistry*, 60, 53-58. 2012. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2012.07.018>.

SHANNON C.E.; WEANER, W. The mathematical theory of communication. University of Illinois Press, Urbana. 1949. Disponível em: https://pure.mpg.de/rest/items/item_2383164/component/file_2383163/content

SIMPSON, E.H. Measurement of diversity. *Nature* 163: 688, 1949.

SIKES, B. A., POWELL, J. R., & RILLIG, M. C. Deciphering the relative contributions of multiple functions within plant–microbe symbioses. *Ecology*, 91, 1591–1597. 2010. DOI: <https://doi.org/10.1890/09-1858.1>

SILVA, C. G. et al. Atributos físicos, químicos e erosão entressulcos sob chuva simulada, em sistemas de plantio direto e convencional. *Engenharia Agrícola*, v. 25, n. 1, p. 144– 153. 2005. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-69162005000100016>

SILVA, E. M. da; AZEVEDO, J. A. de. Influência do período de centrifugação na curva de retenção de água em solos de Cerrado. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, Brasília, DF, v. 37, n. 10, p. 1487-1494, 2002.

SILVA, F.S.B. Fase assimbiótica, produção, infectividade e atividade de fungos micorrízicos arbusculares (FMA) em substratos com adubos orgânicos. Tese de Doutorado, Universidade Federal de Pernambuco, Recife-PE, p. 291. 2006. Acessado em 18/09/22: <https://repositorio.ufpe.br/handle/123456789/631>

SILVA, G.A.; TRUFEM, S.F.B.; SAGGIN-JÚNIOR, O.J.; MAIA, L.C. Arbuscular mycorrhizal fungi in a semi-arid copper mining área in Brazil. *Mycorrhiza*, v. 15, p. 47-53. 2005. DOI: 10.1007/s00572-004-0293-6

SILVA, R.F. et al. Comunidade de Fungos micorrízicos arbusculares em solo cultivado com eucalipto, pinus e campo nativo em solo arenoso, São Francisco de Assis, RS. *Ciência Florestal*, v.18, n.3, p. 353-361, 2008. DOI: <https://doi.org/10.5902/19805098447>

SILVEIRA, A.P.D. e CARDOSO, E.J.B.N. Influencia do tipo de solo e do fungo micorrízico vesiculo-arbuscular no desenvolvimento de três cultivares de feijão. *Ver. Bras. Ci. Solo*, Vol. 11, n.1, p.37 - 43, 1987. Repositório disponível em: <https://repositorio.usp.br/item/000757419>.

SIMARD, S. W. et al., Mycorrhizal networks: Mechanisms, ecology and modelling. *Fungal Biol. Rev.* 26, 39 –60. 2012. DOI: 10.1016/j.fbr.2012.01.001.

SIMON, L., BOUSQUET, J., LÉVESQUE, R.C., LALONDE, M. 1993b. Origin and diversification of endomycorrhizal fungi and coincidence with vascular land plants. *Nature*, London, 363: 67-69. DOI: [10.1038/363067a0](https://doi.org/10.1038/363067a0)

SIMON, L., LALONDE, M., BRUNS, T.D. Specific amplification of 18S fungal ribosomal genes from vesicular–arbuscular endomycorrhizal fungi colonizing roots. *Applied Environmental Microbiology* 58: 291-295. 1992a. DOI: [10.1128/aem.58.1.291-295.1992](https://doi.org/10.1128/aem.58.1.291-295.1992).

SIMON, L., LÉVESQUE, R.C., LALONDE, M. Rapid quantitation by PCR of endomycorrhizal fungi colonising roots. *PCR Methods and Applications* 2: 76-80. 1992b. DOI: [10.1101/gr.2.1.76](https://doi.org/10.1101/gr.2.1.76)

SIMON, L., LÉVESQUE, R.C., MALONDE, M. Identification of endomycorrhizal fungi colonizing roots by fluorescent single-strand conformation polymorphism polymerase chain reaction. *Applied Environmental Microbiology*, 58: 4211-4215. 1993a. DOI: [10.1128/aem.59.12.4211-4215.1993](https://doi.org/10.1128/aem.59.12.4211-4215.1993)

SINGH, A., KUMAR, R., & SINGH, D. Mycorrhizal fungi as biocontrol agent for soil borne pathogens: A review. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*; SP1: 281-284. 2019. ISSN: 2278-4136 P-ISSN: 2349-8234

SINGH, P.K.; SINGH, M.; TRIPHATI, B.N. Gomalin: an arbuscular mycorrhizal fungal soil protein. *Protoplasma*, v.250, p. 2205-2211. 2013.

SIQUEIRA, J.O. Micorrizas Arbusculares. In: ARAUJO, R.S. & HUNGRIA, M. Eds. *Microrganismos de importância agrícola*. Brasília, EMBRAPA / SPI, p. 151-194. 1994.

SIQUEIRA, J.O.; DE SOUZA, F.A.; CARDOSO, E.J.B.N; TSAI, S.M. *Micorrizas: 30 anos de pesquisa no Brasil*. Lavras. UFLA. p. 45. 2010. ISBN: 978-85-87692-90-0.

Site: <https://leismunicipais.com.br/a/sp/o/osasco/lei-ordinaria/2017/484/4842/lei-ordinaria-n-4842-2017-institui-o-plano-municipal-de-seguranca-alimentar-e-nutricional>. Acessado em 20/09/21.

SJOBERG, J.; PERSSON, P.; MARTENSSON, A.; MATTSSON, L.; ADHOLEYA, A.; ALSTROM, S. Occurrence of Glomeromycota spore and some arbuscular mycorrhiza fungal species in arable field in Sweden. *Acta Agric. Scand. Sec. B Soil Plant Sci.* v. 54, p. 202-212. 2004. DOI: [10.1080/09064710410030294](https://doi.org/10.1080/09064710410030294)

SMITH SE, ANDERSON IC, SMITH, FA. Mycorrhizal associations and phosphorus acquisition: from cells to ecosystems. *Annual Plant Rev* 48:409–39. 2015. DOI: <https://doi.org/10.1002/9781118958841.ch14>

SMITH, S. E. & READ, D. J. *Mycorrhizal Symbiosis*. London: Academic Press. 2008. ISBN: 978-0-12-370526-6

SMITH, S. E., FACELLI, E., POPE, S., & SMITH, F. A. Plant performance in stressful environments: interpreting new and established knowledge of the roles of arbuscular mycorrhizas. *Plant and Soil*, 326(1-2), 3-20. 2010. DOI: <https://doi.org/10.1007/s11104-009-9981-5>.

SONG, Z., BI, Y., ZHANG, J., GONG, Y., & YANG, H. Arbuscular mycorrhizal fungi promote the growth of plants in the mining associated clay. *Scientific Reports*, 10(1), 1-9. 2020. DOI: <https://doi.org/10.1038/s41598-020-59447-9>.

SPAIN, J.L.; SIEVERDING, E.; & SCHENCK, N.C. *Gigaspora ramisporophora*: a new with novel aporophores from Brazil. *Mycotaxon*, Vol. 60, p. 667-766. 1989. ISSN: 0093-4666.

SPAIN, J.L.; SIEVERDING, E.; OEHL, F. *Appendicispora*: a new genus in the arbuscular mycorrhiza-forming Glomerulomycetes, with a discussion of the genus *Archeospora*. *Mycotaxon*, Vol. 97, p. 163-182. 2006. Acessado em 18/09/22: https://www.researchgate.net/profile/Fritz-Oehl/publication/228505349_Appendicispora_A_new_genus_in_the_arbuscular_mycorrhiza-forming_Glomeromycetes_with_a_discussion_of_the_genus_Archeospora/links/0046353cca54647e7f000000/Appendicispora-A-new-genus-in-the-arbuscular-mycorrhiza-forming-Glomeromycetes-with-a-discussion-of-the-genus-Archeospora.pdf

STADDON, P.L. et al. Rapid turnover of hyphae of mycorrhizal fungi determined by AMS microanalysis of ¹⁴C. *Science* Vol. 300, p. 1138-1140. 2003. DOI: 10.1126/science.1084269

STEVENS BM, PROPSTER JR, ÖPIK M et al Arbuscular mycorrhizal fungi in roots and soil respond differently to biotic and abiotic factors in the Serengeti. *Mycorrhiza* 30:79–95. 2020. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00572-020-00931-5>

STÜRMER, S. L.; SIQUEIRA, J. O. Species richness and spore abundance of arbuscular mycorrhizal fungi across distinct land uses in Western Brazilian Amazon. *Mycorrhizal*, v.21, p.255-267, 2011. DOI: 10.1007/s00572-010-0330-6

STÜRMER, S.L., AND BELLEI, M.M. Composition and seasonal variation of spore populations of arbuscular mycorrhizal fungi in dune soils on the island of Santa Catarina, Brazil. *Can. J. Bot.* 72: 359-363. 1994. DOI: 10.1139/b94-048

STUTZ, J.C.; MORTON, J.B. Successive pot culture reveal high species richness PF arbuscular endomycorrhizal fungi in arid ecosystems. *Canadian Journal of Botany*, v. 74, n. 12, p. 1883-1889. 1996. DOI: <https://doi.org/10.1139/b96-225>.

SUN, X., SHI, J., & DING, G. Combined effects of arbuscular mycorrhiza and drought stress on plant growth and mortality of forage sorghum. *Applied Soil Ecology*, 119, 384-391. 2017. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2017.07.030>.

SYSTEMS 2020, v. 44, n. 9, p. 1118–1123 DOI: <https://doi.org/10.1080/21683565.2020.1775752>

SZARO, R C.I Introduction. In; biodiversity and managed landscapes; Theory and practice. Ed. R.C. Szaro and D.W. Jhonston. Oxford University Press, New York & Oxford, p. XXV - XXX, 1996. ISBN: 0-19-507958-2

TEDERSOO, L. et al. Tree diversity and species identity effects on soil fungi, protists and animals are context dependent. *ISME J.* 10, 346–362 2016. DOI: 10.1038/ismej.2015.116; pmid: 26172210

TEIXEIRA, P.C.; DONAGEMMA, G.K.; FONTANA, A.; TEIXEIRA, W.G. Manual de métodos de análise de solo (Ed.). 3. ed. rev. e ampl. Brasília, DF: Embrapa, 573 p. 2017. ISBN: 978-85-7035-771-7.

TESTE, F. P., & SIMARD, S. W. Mycorrhizal networks and distance from mature trees alter patterns of competition and facilitation in dry Douglas-fir forests. *Oecologia*, 158(2), 193–203. 2008. DOI: 10.1007/s00442-008-1136-5

TESTER, M. et al. Phosphate inflow into *Trifolium subterraneum*L.: effects of photon irradiance and mycorrhizal infection. *Soil Biol. Biochem.* Vol. 17, p. 807-810. 1985. DOI: [https://doi.org/10.1016/0038-0717\(85\)90137-3](https://doi.org/10.1016/0038-0717(85)90137-3)

TOKESHI, M. Species coesistence: ecological and evolutionary perspectives. Blackwell Scientific, Oxford. 1999. ISBN: 0-86542-744-5

TOMMERUP, I. Effect of soil water potential on spore gennination of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *Transactions of the British Mycological Society*,83: 193-202. 1984. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0007-1536\(84\)80136-9](https://doi.org/10.1016/S0007-1536(84)80136-9)

UNDESA – United Nations Department of Economic and Social Affairs. World Urbanization Prospects, The 2014 Revision', United Nations, Department of Economic and Social Affairs, New York, NY. 2014. URL: <https://population.un.org/wup/publications/files/wup2014-report.pdf>.

UNEP The convention of biological diversity. Nairobi: UNEP environmental law and Institutions Activity Center, 1992.

VAN DER HEIJDEN MGA. Mycorrhizal fungi reduce nutrient loss from model grassland ecosystems. *Ecology* 91: 1163–1171. 2010. DOI: [10.1890/09-0336.1](https://doi.org/10.1890/09-0336.1).

VERBRUGGEN, E.; RÖLING, W.F.M.; GAMPER, H.A.; KOWALCHUK, G.A.; VERHOEF, H.A.; VAN DER HEIJDEN, M.G.A. Positive effects of organic farming on below-ground mutualists: large-scale comparison of mycorrhizal fungal communities in agricultural soils. *New Phytologist* 186: 968–979. 2010. DOI: [10.1111/j.1469-8137.2010.03230.x](https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2010.03230.x)

VERBRUGGEN, E.; VAN DER HEIJDEN, M.G.A.; RILING, M.C.; KIERS, E.T. Mycorrhizal fungal establishment in agricultural soils: factors determining inoculation success. *New Phytologist – Minireview*. p. 1-6. 2012. DOI: [10.1111/j.1469-8137.2012.04348.x](https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2012.04348.x)

VERESOGLOU S.D.; CARUSO T.; RILLIG M.C. Modelling the environmental and soil factors that shape the niches of two common arbuscular mycorrhizal fungal families. *Plant and Soil* 368: 507–518. 2013. DOI: [10.1007/s11104-012-1531-x](https://doi.org/10.1007/s11104-012-1531-x)

VERESOGLOU S.D.; RILLIG M.C. Suppression of fungal and nematode plant pathogens through arbuscular mycorrhizal fungi. *Biology Letters* 8: 214– 217. 2012. DOI: [10.1098/rsbl.2011.0874](https://doi.org/10.1098/rsbl.2011.0874).

VESTBERG, M.; KAHILUOTO, H.; WALLIUS, E. Arbuscular mycorrhizal fungal diversity and species dominance in a temperate soil with long-term conventional and low-input cropping systems. *Mycorrhiza*. 21:351–361. 2010. DOI: [10.1007/s00572-010-0346-y](https://doi.org/10.1007/s00572-010-0346-y).

VIEHELIG, H. AND OCAMPO J.A. Susceptibility and effectiveness of vesicular-arbuscular mycorrhizae in wheat cultivars under different growing conditions. *Biology and Fertility of Soil*, 11: 290-294. 1991. DOI: [10.1007/BF00335850](https://doi.org/10.1007/BF00335850)

VILELA, P.M.C.A. Comunidade microbiana do solo, bactérias diazotróficas e fungos micorrízicos arbusculares associados ao algodoeiro, em diferentes sistemas de cultivo. Dissertação de Mestrado. Cuiabá, Universidade Federal de Mato Grosso, p.64. 2006. Disponível em: http://www.dominiopublico.gov.br/pesquisa/PesquisaObraForm.do?select_action=&co_autor=33473

VILLARINO, M.T.G., URQUIJO, J., VILLARINO, M.G., GARCÍA A. I. Key insights of urban agriculture for sustainable urban development. *Agroecology and Sustainable Food Systems*. 2021. DOI: 10.1080/21683565.2021.1917471

VOGELSANG KM, BEVER JD. The Use of Native Plants and Mycorrhizal Fungi for Slope Stabilization and Topsoil Management. California Department of Transportation, Roadside Research and Innovation, Landscape Architecture Program. 2010. Disponível em: <https://dot.ca.gov/-/media/dot-media/programs/research-innovation-system-information/documents/final-reports/ca10-0625-finalreport-a11y.pdf>

VOGELSANG, K. M., H. L. REYNOLDS, AND J. D. BEVER. Mycorrhizal fungal identity and richness determine the diversity and productivity of a tallgrass prairie system. *New Phytologist* 172:554-562. 2006. DOI: 10.1111/j.1469-8137.2006.01854.x

VOLKMA, K.M. AND WOODBURY, W. Effects of soil temperature and depth on colonization and root and shoot growth of barley inoculated with vesiculararbuscular mycorrhizal fungi indigenous to Canadian Prairie soil. *Canadian Journal of Botany*, 67: 1702-1707. 1988. DOI: 10.1139/b89-215

WALKER, C. Systematics and taxonomy of the arbuscular endomycorrhizal fungi (Glomales) – a possible way forward. *Agronomie, EDP Science*. Vol. 12, p. 887-897. 1992. DOI:

WALKER, C. Taxonomic concepts in He Endogonaceae: II. A fifth morfological wall type in endogonaceous spores. *Mycotaxon*, Vol. 25, p. 95-99. 1986. Acessado em 18/09/22: https://www.researchgate.net/profile/Christopher-Walker/publication/290126258_Taxonomic_concepts_in_the_Endogonaceae_II_A_fifth_morphological_wall_type_in_endogonaceous_spores/links/56a3864408aeef24c589a41f/Taxonomic-concepts-in-the-Endogonaceae-II-A-fifth-morphological-wall-type-in-endogonaceous-spores.pdf

WALKER, C. Taxonomic concepts on the Endogonaceae: spore wall concepts in species descriptions. *Mycotaxon*, ol. 18, p. 443-455. 1983. ISSN: 0093-4666.

WALKER, C.; SANDERS, F.E. Taxonomic concepts in the Endogonaceae: III. The separation of *Scutellospora* gen. nov. from *Gigaspora*. *Gerd. & Trappe. Mycotaxon*, Vol. 27, p. 169-182. 1986. ISSN (USA): 0093-4666.

WANG GM, STRIBLEY DP, TINKER PB, WALKER C. Effects of pH on arbuscular mycorrhiza I. Field observations on the long-term liming experiments at Rothamsted and Woburn. *New Phytologist* 124: 465–472. 1993. DOI: 10.1111/j.1469-8137.1993.tb03837.x

WANG, F. Occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi in mining-impacted sites and their contribution to ecological restoration: Mechanisms and applications. *Critical Reviews in Environmental Science and Technology*, 47(20), 1901-1957. 2017. DOI: <https://doi.org/10.1080/10643389.2017.1400853>.

WARDLE D.A. et al., Ecological linkages between aboveground and belowground biota. *Science* 304, 1629–1633 2004. DOI: 10.1126/science.1094875; pmid: 15192218

WEHNER, J; ANTUNES, PM; POWELL, JR; MAZUKATOW, J; RILLIG, MC. Plant pathogen protection by arbuscular mycorrhizas: a role for fungal diversity? *Pedobiologia* 53: 197–201. 2010. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.pedobi.2009.10.002>.

WEST, B., J. BRANDT, K. HOLSTIEN, A. HILL, AND M. HILL. Fern-associated arbuscular mycorrhizal fungi are represented by multiple *Glomus* spp.: do environmental factors influence partner identity? *Mycorrhiza* 19:295-304. 2009. DOI: 10.1007/s00572-009-0234-5

WIPF, D., KRAJINSKI, F., VAN TUINEN, D., RECORBET, G., & COURTY, P. E. (2019). Trading on the arbuscular mycorrhiza market: from arbuscules to common mycorrhizal networks. *New Phytologist*, 223(3), 1127-1142. DOI: 10.1111/nph.15775.

WU, B., HOGETSU, T., ISOBE, K., ISHII, R. Community structure of arbuscular mycorrhizal fungi in a primary successional volcanic desert on the southeast slope of Mount Fuji. *Mycorrhiza* 17: 495-506. 2007. DOI: [10.1007/s00572-007-0114-9](https://doi.org/10.1007/s00572-007-0114-9)

XU J, LIU S, SONG S, GUO H, TANG J, YONG JWH, et al. Arbuscular mycorrhizal fungi influence decomposition and the associated soil microbial community under different soil

phosphorus availability. *Soil Biol Biochem.* 120:181–90. 2018. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2018.02.010>

YANG G, LIU N, LU W, WANG S, KAN H, ZHANG Y, XU L, CHEN Y. The interaction between arbuscular mycorrhizal fungi and soil phosphorus availability influences plant community productivity and ecosystem stability. *Journal of Ecology* 102: 1072–1082. 2014. DOI: <https://doi.org/10.1111/1365-2745.12249>.

ZANGARO, W.; ANSANELO, A.P.; LESCANO, L.E.A.M.; ALVES, R.C.; RONDINA, A.B.L.; NOGUEIRA, M.A. Infection intensity, spore density and inoculum potential of arbuscular mycorrhizal fungi decrease during secondary succession in tropical Brazilian ecosystems. *Journal of Tropical Ecology*, v.28, p.453-462, 2012. DOI: <https://doi.org/10.1017/S0266467412000399>.

ZHANG L, XU M, LIU Y, ZHANG F, HODGE A, FENG G. Carbon and phosphorus exchange may enable cooperation between an arbuscular mycorrhizal fungus and a phosphate solubilizing bacterium. *New Phytologist*. 210(3):1022–32. 2016. DOI: [10.1111/nph.13838](https://doi.org/10.1111/nph.13838).

ZHANG, Q.; GAO, X.; REN, Y.; DING, X.; QIU, J.; LI, N.; ZENG, F.; CHU, Z. Improvement of Verticillium Wilt Resistance by Applying Arbuscular Mycorrhizal Fungi to a Cotton Variety with High Symbiotic Efficiency under Field Conditions. *Int. J. Mol. Sci.* 19, 241. 2018. DOI: <https://doi.org/10.3390/ijms19010241>

ZHANG, Y.; GUO, L.D. & LIU, R.J. Survey of arbuscular mycorrhizal fungi in deforested and natural forest land in the subtropical region of Dujiangyan, southwest China. *Plant and Soil* 261: 257-263. 2004. DOI: [10.1023/B:PLSO.0000035572.15098.f6](https://doi.org/10.1023/B:PLSO.0000035572.15098.f6)

ZHANG S.; LUO P.; YANG J.; IRFAN M.; DAI J.; AN N.; LI N.; HAN X. Responses of Arbuscular Mycorrhizal Fungi Diversity and Community to 41-Year Rotation Fertilization in Brown Soil Region of Northeast China. *Front. Microbiol.* 12:742651. 2021. DOI: [10.3389/fmicb.2021.742651](https://doi.org/10.3389/fmicb.2021.742651)

ANEXO I

Tabela 12 – Descrição da distribuição de espécies e gêneros de FMA na Região Sudeste nos Estados de Minas Gerais (MG), Espírito Santo (ES), Rio de Janeiro (RJ) e São Paulo (SP).

Espécies de FMA	Região Sudeste				NTOSE	Índice de Frequência Global (IF) nos Estados
	MG	ES	RJ	SP		

Acaulospora

<i>A. bireticulata</i>				+	1	R
<i>A. delicata</i>	+	+			2	C
<i>A. ditalata</i>				+	1	R
<i>A. elegans</i>				+	1	R
<i>A. excavata</i>				+	1	R
<i>A. foveata</i>	+		+	+	3	MC
<i>A. koskei</i>				+	1	R
<i>A. lacunosa</i>	+			+	2	C
<i>A. laevis</i>	+		+	+	3	MC
<i>A. longula</i>	+	+	+	+	4	D
<i>A. mellea</i>	+	+	+	+	4	D
<i>A. morrowiae</i>	+	+	+	+	4	D
<i>A. myriocarpa</i>	+			+	2	C
<i>A. nicolsonnii</i>	+		+		2	C
<i>A. rehmi</i>			+	+	2	C
<i>A. rugosa</i>		+	+	+	3	MC
<i>A. scrobiculata</i>	+	+	+	+	4	D
<i>A. spinosa</i>	+		+	+	3	MC
<i>A. tuberculata</i>			+	+	2	C
NTEG – Acaulospora	11	6	11	17	45	R

Ambispora

<i>A. appendiculata</i>	+		+	+	3	MC
<i>A. brasiliensis</i>	+				1	R
<i>A. fecundispora</i>				+	1	R
<i>A. gerdemannii</i>	+			+	2	C
<i>A. leptoticha</i>	+		+	+	3	MC

NTEG – Ambispora	4	0	2	4	10	R
Archaeospora						
<i>A. trappei</i>	+	+		+	3	MC
NTEG – Archeospora	1	1	0	1	3	R
Entrophospora						
<i>E. infrequens</i>	+			+	2	C
NTEG – Entrophospora	1	0	0	1	2	R
Kuklospora						
<i>K. colombiana</i>	+	+	+	+	4	D
<i>K. kentinensis</i>				+	1	R
NTEG – Kuklospora	1	1	1	2	5	R
Gigaspora						
<i>G. albina</i>	+		+	+	3	MC
<i>G. decipiens</i>	+			+	2	C
<i>G. gigantea</i>	+			+	2	C
<i>G. margarita</i>	+		+	+	3	MC
<i>G. ramisporophora</i>			+	+	2	C
<i>G. rosea</i>				+	1	R
NTEG – Gigaspora	4	0	3	6	13	R
Cetraspora						
<i>C. gilmorei</i>	+			+	2	C
<i>C. pellucida</i>	+	+	+	+	4	D
NTEG – Cetraspora	2	1	1	2	6	R
Dentiscutata						
<i>D. biornata</i>				+	1	R
<i>D. cerradensis</i>		+		+	2	C
<i>D. hawaiiensis</i>		+			1	R
<i>D. heterogama</i>	+	+	+	+	4	D

<i>D. nigra</i>				+	1	R
<i>D. reticulata</i>				+	1	R
NTEG – Dentiscutata	1	3	2	4	10	R
Fuscutata						
<i>F. erythropus</i>				+	1	R
NTEG – Fuscutata	0	0	0	1	1	R
Racocetra						
<i>R. castanea</i>	+		+		2	C
<i>R. coralloidea</i>				+	1	R
<i>R. fulgida</i>	+		+	+	3	MC
<i>R. gregaria</i>				+	1	R
<i>R. minuta</i>				+	1	R
<i>R. persica</i>	+		+	+	3	MC
<i>R. verrucosa</i>	+			+	2	C
<i>R. weresubiae</i>			+	+	2	C
NTEG – Racocetra	4	0	4	7	15	R
Scutellospora						
<i>S. aurigloba</i>	+			+	2	C
<i>S. calospora</i>	+		+	+	3	MC
<i>S. dipapilosa</i>	+			+	2	C
NTEG – Scutellospora	3	0	1	3	7	R
Diversispora						
<i>D. spurca</i>			+	+	2	C
NTEG – Diversispora	0	0	1	1	2	R
Glomus						
<i>G. aggregatum</i>	+			+	2	C
<i>G. albidum</i>	+			+	2	C
<i>G. ambisporum</i>				+	1	R

<i>G. claroideum</i>				+	1	R
<i>G. clarum</i>	+			+	2	C
<i>G. clavisporum</i>	+			+	2	C
<i>G. constrictum</i>				+	1	R
<i>G. coremioides</i>	+			+	2	C
<i>G. deserticola</i>	+	+		+	3	MC
<i>G. diaphanum</i>	+	+	+	+	4	D
<i>G. etunicatum</i>	+	+	+	+	4	D
<i>G. fasciculatum</i>	+			+	2	C
<i>G. fulvum</i>				+	1	R
<i>G. geosporum</i>	+	+		+	3	MC
<i>G. globiferum</i>				+	1	R
<i>G. halonatum</i>				+	1	R
<i>G. heterosporum</i>				+	1	R
<i>G. intraradices</i>	+	+		+	3	MC
<i>G. invermaium</i>	+	+	+	+	4	D
<i>G. macrocarpum</i>	+	+	+	+	4	D
<i>G. maculosum</i>				+	1	R
<i>G. manihotis</i>	+			+	2	C
<i>G. microaggregatum</i>	+			+	2	C
<i>G. microcarpum</i>	+		+	+	3	MC
<i>G. monosporum</i>				+	1	R
<i>G. mosseae</i>	+	+		+	3	MC
<i>G. multisubstensum</i>				+	1	R
<i>G. pallidum</i>				+	1	R
<i>G. reticulatum</i>				+	1	R
<i>G. rubiforme</i>				+	1	R
<i>G. sinuosum</i>	+		+	+	3	MC

<i>G. tenebrosum</i>				+	1	R
<i>G. tenue</i>				+	1	R
<i>G. tortuosum</i>	+	+		+	3	MC
NTEG – Glomus	19	9	6	34	68	C
Pacispora						
<i>P. scintillans</i>				+	1	R
NTEG – Pacispora	0	0	0	1	1	R
Paraglomus						
<i>P. brasilianum</i>		+			1	R
<i>P. occultum</i>	+	+	+	+	4	D
NTEG – Paraglomus	1	2	1	1	5	R
NTGE	12	7	11	15	45	
NTEE	52	23	33	84	192	

Legenda: + = presença da espécie; Classificação quanto à Frequência de Ocorrência segundo Zang et al. (2021): R – rara; C – comum; MC – muito comum; D - dominate; NTGE – Número Total de Gêneros por Estado; NTEE – Número Total de Espécies por Estado; NTEG – Número Total de Espécies Por Gênero; NTOSE – Número Total de Ocorrência nos Estados da Região Sudeste.

Fonte: Adaptado de Siqueira et al. (2010).

Tabela 13 – Distribuição e ocorrência das espécies de FMA na região sudeste em diferentes ecossistemas e coberturas vegetais.

Espécies de FMA	Ecossistemas															
	FPTA	FES	FAR	CER	RES	DUN	ASA	AREV	PEU	PAS	MCI	AAQ	CAN	CPE	NEC	
<i>A. bireticulata</i>	+		+							+			+	+	5	
<i>A. delicata</i>	+							+	+	+	+				5	
<i>A. ditalata</i>														+	1	
<i>A. elegans</i>	+				+	+							+		4	
<i>A. excavata</i>							+	+	+					+	4	
<i>A. foveata</i>	+	+	+		+	+		+	+	+	+		+	+	11	
<i>A. koskei</i>			+								+			+	3	
<i>A. lacunosa</i>	+				+										2	
<i>A. laevis</i>	+	+		+	+	+		+	+	+	+		+	+	11	

<i>A. longula</i>	+	+		+			+	+	+	+	+		+	+	10
<i>A. mellea</i>	+	+	+					+	+	+	+			+	8
<i>A. morrowiae</i>	+	+	+	+	+			+	+	+	+		+	+	10
<i>A. myriocarpa</i>	+									+				+	3
<i>A. nicolsonnii</i>								+					+	+	3
<i>A. rehmii</i>	+	+	+				+	+		+	+		+	+	9
<i>A. rugosa</i>	+	+			+						+		+	+	6
<i>A. scrobiculata</i>	+	+	+	+		+	+	+	+	+	+		+	+	12
<i>A. spinosa</i>	+		+	+	+	+		+	+	+	+		+	+	11
<i>A. tuberculata</i>	+	+		+	+	+	+	+	+	+	+		+	+	12
NTEG – Acaulospora	15	9	8	6	8	6	5	12	10	12	12	1	12	15	19
Ambispora															
<i>A. appendiculata</i>	+			+	+	+	+	+	+	+	+		+	+	11
<i>A. brasiliensis</i>				+											1
<i>A. fecundispora</i>				+									+		1
<i>A. gerdemannii</i>	+		+	+		+		+		+			+	+	8
<i>A. leptoticha</i>	+		+					+						+	4
NTEG – Ambispora	3	0	2	4	1	2	1	3	1	2	1	0	3	3	5
Archeospora															
<i>Ar. trappei</i>	+		+			+		+		+			+	+	7
NTEG – Archeospora	1	0	1	0	0	1	0	1	0	1	0	0	1	1	1
Entrophospora															
<i>E. infrequens</i>	+	+	+		+			+	+	+	+		+	+	10
NTEG – Entrophospora	1	1	1	0	1	0	0	1	1	1	1	0	1	1	1
Kuklospora															

<i>K. colombiana</i>	+		+	+	+			+	+	+			+	+	9
<i>K. kentinensis</i>			+					+					+	+	4
NTEG – Kuklospora	1	0	2	1	1	0	0	2	1	1	0	0	2	2	2
Gigaspora															
<i>G. albina</i>				+	+	+	+	+		+			+	+	8
<i>G. decipiens</i>	+		+		+	+		+	+	+	+		+	+	10
<i>G. gigantea</i>	+		+	+	+	+		+	+	+	+		+	+	11
<i>G. margarita</i>	+	+	+	+	+		+	+	+	+	+		+	+	12
<i>G. ramisporophora</i>	+				+	+			+	+	+		+	+	8
<i>G. rósea</i>	+			+				+						+	4
NTEG – Gigaspora	5	1	2	4	5	4	2	5	4	5	4	0	5	6	6
Cetraspora															
<i>C. gilmorei</i>	+		+	+	+	+		+	+	+			+	+	10
<i>C. pellucida</i>	+		+	+	+	+	+	+	+	+	+		+	+	12
NTEG – Cetraspora	2	0	2	2	2	2	1	2	2	2	1	0	2	2	2
Dentiscutata															
<i>D. biornata</i>				+				+		+			+	+	5
<i>D. cerradensis</i>	+		+	+				+		+			+	+	7
<i>D. hawaiiensis</i>						+									1
<i>D. heterogama</i>	+		+	+	+	+	+	+	+	+	+		+	+	12
<i>D. nigra</i>	+		+	+	+								+	+	6
<i>D. reticulata</i>	+			+					+	+			+	+	6
NTEG – Dentiscutata	4	0	3	5	2	2	1	3	2	4	1	0	5	5	6
Quatunica															
<i>Q. erythropus</i>	+				+		+	+	+		+		+		7

NTEG – Fuscutata	1	0	0	0	1	0	1	1	1	1	0	1	0	1	0	1			
Racocetra																			
<i>R. castanea</i>																	2		
<i>R. coralloidea</i>	+				+	+	+			+					+	+	8		
<i>R. fulgida</i>						+	+			+	+				+	+	7		
<i>R. gregária</i>						+	+	+	+							+	+	6	
<i>R. minuta</i>																	+	1	
<i>R. pérsica</i>	+			+	+			+	+	+	+	+	+			+	+	11	
<i>R. verrucosa</i>	+							+		+						+	+	6	
<i>R. weresubiae</i>	+	+						+		+		+	+			+	+	8	
NTEG – Racocetra	4	1	1	2	3	6	2	7	2	4	3	0	8	6	8				
Scutellospora																			
<i>S. aurigloba</i>	+			+	+	+				+	+					+	+	8	
<i>S. calospora</i>	+			+	+	+	+			+	+	+	+			+	+	11	
<i>S. dipapilosa</i>	+																+	2	
NTEG – Scutellospora	3	0	2	2	2	1	0	2	2	1	1	0	2	3	3				
Diversispora																			
<i>D. spurca</i>																	+	+	2
NTEG – Diversispora	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1	
Glomus																			
<i>G. aggregatum</i>	+			+				+		+	+	+				+	+	8	
<i>G. albidum</i>	+				+					+			+			+	+	6	
<i>G. ambisporum</i>	+																	1	
<i>G. claroideum</i>	+	+	+							+		+	+			+	+	8	
<i>G. clarum</i>	+			+	+			+	+	+	+	+				+	+	10	

<i>G. clavisporum</i>	+	+		+	+			+	+		+	+	9
<i>G. constrictum</i>	+					+		+				+	4
<i>G. coremioides</i>	+			+	+							+	5
<i>G. deserticola</i>				+				+	+			+	5
<i>G. diaphanum</i>	+	+	+	+	+			+	+	+	+	+	11
<i>G. etunicatum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	13
<i>G. fasciculatum</i>	+			+	+			+	+	+		+	9
<i>G. fulvum</i>	+			+								+	4
<i>G. geosporum</i>	+	+	+	+	+			+	+	+	+	+	11
<i>G. globiferum</i>					+	+					+	+	4
<i>G. halonatum</i>	+			+				+					3
<i>G. heterosporum</i>	+							+	+	+	+		5
<i>G. intraradices</i>	+				+		+	+	+			+	6
<i>G. invermaium</i>	+				+			+	+	+	+	+	8
<i>G. macrocarpum</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	13
<i>G. maculosum</i>	+			+								+	3
<i>G. manihotis</i>	+					+						+	3
<i>G. microaggregatum</i>	+	+	+	+		+	+	+	+	+	+	+	12
<i>G. microcarpum</i>	+			+	+			+		+	+	+	9
<i>G. monosporum</i>	+			+	+	+			+			+	6
<i>G. mosseae</i>	+			+	+		+	+		+	+	+	9
<i>G. multisubstensum</i>									+				1
<i>G. pallidum</i>	+				+								2
<i>G. reticulatum</i>	+			+				+					3
<i>G. rubiforme</i>	+			+				+				+	5
<i>G. sinuosum</i>	+	+		+	+	+	+	+		+		+	11
<i>G. tenebrosum</i>	+									+		+	4

<i>G. ténue</i>																+	1	
<i>G. tortuosum</i>		+	+					+	+							+	+	6
NTEG – Glomus	30	9	15	16	14	9	8	21	17	14	16	0	24	25	34			
Pacispora																		
<i>P. scintillans</i>																+	2	
NTEG – Pacispora	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1			
Paraglomus																		
<i>P. brasilianum</i>																+	2	
<i>P. occultum</i>		+	+	+	+			+	+	+	+	+	+	+		+	+	12
NTEG – Paraglomus	1	1	1	1	0	1	1	1	1	2	1	0	1	2	2			
NTGE	13	6	12	11	11	10	10	13	12	12	11	1	15	13	15			
NTEE	71	22	40	43	40	34	22	61	44	49	42	1	69	72	92			

Legenda: NTEC = número total de espécies por ecossistema; NTEG – número total de Espécies por Gênero; NTGE – número total de Gêneros por Ecossistema; NTEE – número total de Espécies por Ecossistema; FTPA – Floresta Pluvial Tropical Atlântica; FES – Floresta Estacional; FAR – Floresta de Ararucária; CER – Cerrado; RES – Restinga; DUN – dunas e areia; ASA – Áreas Salinizadas; AREV – Áreas Revegetadas; PEU – Plantação de Eucalipto; PAS – Pastagem; MCI – Mata Ciliar; AAQ – Ambiente Aquático; CAN – Culturas Anuais; CPE – Culturas Perenes.

Fonte: Adaptado de Siqueira et al. (2010).

ASSINATURA

ORINTANDO: VITOR AMARAL SANCHES LUCAS

ORINTADOR: PROF. DR. RUBISMAR STOLF

CO-ORIENTADOR: PROF. DR. FARICIO ROSSI