UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA "JULIO DE MESQUITA FILHO"
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CÂMPUS DE BOTUCATU

INFLUÊNCIA DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES ASSOCIADOS OU NÃO A *Fusarium oxysporum* Schecht. SOBRE PLANTAS DE ALECRIM (*Rosmarinus officinalis* L.) E MANJERICÃO (*Ocimum basilicum* L.)

OLGA MARIA RIPINSKAS RUSSOMANNO

Tese apresentada à Faculdade de Ciências Agronômicas da Unesp - Câmpus de Botucatu, para obtenção do título de Doutor em Agronomia - Área de Concentração em Proteção de Plantas.

BOTUCATU-SP
Maio - 2006

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA "JULIO DE MESQUITA FILHO"
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CÂMPUS DE BOTUCATU

INFLUÊNCIA DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES ASSOCIADOS OU NÃO A *Fusarium oxysporum* Schecht. SOBRE PLANTAS DE ALECRIM (*Rosmarinus officinalis* L.) E MANJERICÃO (*Ocimum basilicum* L.)

Bióloga OLGA MARIA RIPINSKAS RUSSOMANNO

Pesquisadora Científica
Instituto Biológico

Orientadora: Prof[a]. Dr[a]. Marli Teixeira de Almeida Minhoni

Tese apresentada à Faculdade de Ciências Agronômicas da UNESP - Câmpus de Botucatu, para obtenção do título de Doutor em Agronomia - Área de Concentração em Proteção de Plantas.

BOTUCATU-SP
Maio – 2006

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA SEÇÃO TÉCNICA DE AQUISIÇÃO E TRATAMENTO DA INFORMAÇÃO - SERVIÇO TÉCNICO DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO UNESP - FCA - LAGEADO - BOTUCATU (SP)

Russomanno, Olga Maria Ripinskas, 1952
R969i Influência de fungo micorrízicos arbusculares associados ou não a *Fusarium oxysporum* Schecht. Sobre plantas de alecrim (*Rosmarinus officinalis* L.) e manjericão (*Ocimum basilicum* L.) / Olga Maria Ripinskas Russomanno.- Botucatu : [s.n], 2006.
ix, 88 f. : il., color., tabs.

Tese (Doutorado)-Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agronômicas, Botucatu, 2006
Orientador: Marli Teixeira de Almeida Minhoni
Inclui bibliografia

1. Plantas medicinais. 2. Micorriza vesiculo - arbuscular 3. Produtividade agrícola. 4. *Fusarium oxysporum*. 5.Sistemas de controle biológico. I. Minhoni, Marli Teixeira de Almeida. II. Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mêsquita Filho" (Campus de Botucatu). Faculdade de Ciências Agronômicas. III. Título.

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA "JÚLIO DE MESQUITA FILHO"
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRONÔMICAS
CAMPUS DE BOTUCATU

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO: **"INFLUÊNCIA DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES ASSOCIADOS OU NÃO A *Fusarium oxysporum* EM PLANTAS DE ALECRIM E MANJERICÃO"**

ALUNA: OLGA MARIA RIPINSKAS RUSSOMANNO

ORIENTADORA: PROFA. DRA. MARLI TEIXEIRA DE ALMEIDA MINHONI

Aprovado pela Comissão Examinadora

PROFA. DRA. MARLI TEIXEIRA DE ALMEIDA MINHONI

PROF. DR. NILTON LUIZ DE SOUZA

PROF. DR. EDSON LUIZ FURTADO

DR. MARIO BARRETO FIGUEIREDO

DRA. SANDRA FARTO BOTELHO TURFEM

Data da Realização: 25 de maio de 2006

A DEUS onipotente,
pela oportunidade de viver e poder realizar este trabalho.

Aos meus queridos pais ALEXANDRA e KOSTAS (in memoriam),
pelo amor incondicional e exemplo de vida.

À querida MARIA (in memoriam),
pelo carinho e amor sempre recebidos.

OFEREÇO

Aos meus queridos sogros THÉUDA e UBIRAJARA, pais amados,
pelo amor, incentivo e dedicação nesta jornada.

Ao meu fiel amigo PEDRO, irmão de coração,
pela ajuda e incentivo a trilhar os caminhos que aqui me trouxeram.

Ao meu esposo ATTILA e minha filha ALESSANDRA,
Pelo amor, companheirismo, incentivo e compreensão, na realização deste trabalho.

DEDICO

AGRADECIMENTOS

À Profa. Dra. MARLI TEIXEIRA DE ALMEIDA MINHONI, pela confiança, amizade, incentivo e orientação na condução desta tese.

Ao grande amigo, Pesquisador Científico PEDRO CARLOS KRUPPA, do Laboratório de Patologia de Sementes, Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal, Instituto Biológico, pela ajuda recebida na execução deste trabalho.

Ao Pesquisador Científico Dr. MÁRIO BARRETO FIGUEIREDO, do Laboratório de Micologia Fitopatológica, Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal, Instituto Biológico, pela constante orientação, apoio, amizade e colaboração durante toda minha vida profissional e no desenvolvimento desta tese.

Ao Pesquisador Científico Dr. LUIZ CARLOS LUCHINI, do Laboratório de Ecologia de Agroquímicos, Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Proteção Ambiental, Instituto Biológico, pelo apoio, amizade e ensinamentos recebidos durante a realização do curso de pós-graduação e desenvolvimento desta tese.

Aos amigos ALEXANDRE LEVI ROGRIGUES CHAVES e MARCO ANTÔNIO TAVARES RODRIGUES, colegas de luta, pelo apoio, incentivo e amizade recebidos durante a realização do curso de pós-graduação e desenvolvimento desta tese.

À Profa. Dra. ELKE JURANDY BRAN NOGUEIRA CARDOSO, do Departamento de Solos e Nutrição de Plantas da ESALQ/USP, pelo fornecimento dos isolados de *Glomus etunicatum* e *Glomus clarum*.

Ao Bibliotecário WALTER GRAEBER, da Biblioteca do Instituto Biológico, pela revisão da bibliografia.

Aos DOCENTES do Departamento de Produção Vegetal, Setor de Defesa Fitossanitária, da Faculdade de Ciências Agronômicas – UNESP, Campus de Botucatu, pela amizade, apoio e ensinamentos.

Aos FUNCIONÁRIOS do Departamento de Produção Vegetal, Setor de Defesa Fitossanitária, Faculdade de Ciências Agronômicas – UNESP, Campus de Botucatu, pela amizade e colaboração.

Aos Professores Dr. DIRCEU MAXIMINO FERNANDES, Dr. HÉLIO GRASSI FILHO e aos funcionários MAURÍCIO CANAVARRO, GISELE VERÔNICA PIRES, LUCIANA PEREIRA, RODRIGO SALIBA, HÉLIO FURLAN, ADILSON KELER PIRES, DORIVAL MARIANO DA CONCEIÇÃO e ISAURA PASSOS, dos Laboratórios de Solos e Plantas, Departamento de Recursos Naturais, Setor de Ciência do Solo, Faculdade de Ciências Agronômicas – UNESP, Campus de Botucatu, pelas análises nutricionais do solo e das plantas.

Às grandes amigas MARIA DE FÁTIMA DOS REIS SIMIONI, SOLANGE APARECIDA SANCHES DA SILVA e SÔNIA APARECIDA DE ASSIS, funcionárias do Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal do Instituto Biológico, pelo carinho, dedicação e apoio recebidos durante toda esta jornada.

Às Pesquisadoras Científicas LEILA NAKATI COUTINHO e CHRISTIANE CERIANI APARECIDO, do Laboratório de Micologia Fitopatológica, Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal, Instituto Biológico, pelo apoio, confiança e amizade recebidos.

Às estagiárias ANA PAULA FARIAS SANTANA, ANDRÉA DE MORAES CARVALHO, ANDRÉIA RODRIGUES MELINSKI, ANDRÉA MORETI CARVALHO VALESAN e PATRÍCIA MIYASAKO ISIKAWA, do Laboratório de Micologia Fitopatológica, Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal, Instituto Biológico, pelo apoio e amizade sempre recebidos.

Ao DEPARTAMENTO DE PRODUÇÃO VEGETAL, SETOR DE DEFESA FITOSSANITÁRIA, da Faculdade de Ciências Agronômicas – UNESP, Campus de Botucatu, pela oportunidade de realização do curso de pós-graduação e desenvolvimento desta tese.

Ao INSTITUTO BIOLÓGICO, pela concessão do afastamento para realização do curso de pós-graduação e desenvolvimento desta tese.

SUMÁRIO

página

RESUMO 01
SUMMARY 03
1. INTRODUÇÃO 05
2. REVISÃO DE LITERATURA 07
2.1. *Rosmarinus officinalis* L. 07
2.2. *Ocimum basilicum* L. 08
2.3. *Fusarium oxysporum* Schecht. 09
2.4. Considerações gerais sobre micorrizas 10
2.4.1. Histórico 10
2.4.2. Classificação das micorrizas 11
2.4.3. Importância e histórico taxonômico dos Fungos Micorrízicos Arbusculares (FMA) .. 12
2.4.4. Morfologia dos FMA 14
2.4.4.1. Hifas 15
2.4.4.2. Arbúsculos 15
2.4.4.3. Vesículas 16
2.4 4.4. Esporos 16
2.4.5. Plantas hospedeiras dos FMA 17
2.4.6. Efeito dos FMA no crescimento das plantas 18
2.4.7. Efeito dos FMA no crescimento de plantas medicinais, condimentares e aromáticas 20
2.4.8. Macro e micronutrientes nos FMA 22
2.4.9. Proteção dos FMA contra fitopatógenos 23
3. MATERIAL E MÉTODOS 29
3.1. Local de instalação dos experimentos 29
3.2. Produção de inóculo dos Fungos Micorrízicos Arbusculares 29
3.2.1. Preparo do substrato 29
3.2.2. Fungos Micorrízicos Arbusculares (FMA) 31
3.2.3. Inoculação 31
3.2.4. Adubação 31
3.2.5. Isolamento e contagem dos esporos 32
3.3. Experimentos 33
3.3.1. Experimento 1: Interação FMA – *Rosmarinus officinalis* - *Fusarium oxysporum* 33
3.3.1.1. Inoculação dos FMA e plantio do hospedeiro 33
3.3.1.2. Adubação dos vasos de alecrim 34
3.3.1.3. Fungo patogênico *Fusarium oxysporum* 34
3.3.1.3.1. Obtenção e multiplicação do isolado de *F. oxysporum* 34
3.3.1.3.2. Preparo do inóculo de *F. oxysporum* 35
3.3.1.3.3. Inoculação do patógeno em plantas de alecrim micorrizadas 35
3.3.2. Experimento 2: Interação FMA – *Ocimum basilicum* - *Fusarium oxysporum* 36
3.3.2.1. Inoculação dos FMA e plantio do hospedeiro 36
3.3.2.2. Adubação dos vasos de manjericão 36
3.3.2.3. Fungo patogênico *Fusarium oxysporum* 37

3.3.2.3.1. Obtenção e multiplicação do isolado de *F. oxysporum* 37
3.3.2.3.2. Preparo do inóculo de *F. oxysporum* 37
3.3.2.3.3. Inoculação do patógeno em plantas de manjericão micorrizadas 37
3.4. Variáveis analisadas 37
3.4.1. Altura das plantas (AP) 38
3.4.2. Matéria seca da parte aérea (MSPA) 38
3.4.3. Matéria fresca das raízes (MFR) 38
3.4.4. Taxa de esporulação (TE) 39
3.4.5. Porcentagem de colonização micorrízica (CR) 39
3.4.5.1. Método de coloração de raízes 39
3.4.5.2. Determinação da porcentagem de colonização micorrízica 40
3.4.6. Análise de macro e micronutrientes no substrato e nas plantas 40
3.5. Delineamento experimental 40
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO 41
4.1. Experimento 1: Interação FMA – *Rosmarinus officinalis* - *Fusarium oxysporum* 41
4.1.1. Parâmetros de micorrização 41
4.1.2. Nutrientes 45
4.1.3. Controle do patógeno *Fusarium oxysporum* 47
4.2. Experimento 2: Interação FMA – *Ocimum basilicum* – *Fusarium oxysporum* 50
4.2.1. Parâmetros de micorrização 50
4.2.2. Nutrientes 53
4.2.3. Controle do patógeno *Fusarium oxysporum* 55
5. CONCLUSÕES 58
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS 59

LISTA DE TABELAS

página

Tabela 1 – Características químicas da amostra de solo utilizada nos experimentos.....30

Tabela 2 - Altura da planta (AP), produção média de matéria fresca radicular (MFR), produção média de matéria seca da parte aérea (MSPA), colonização radicular (CR) e esporulação (E), na presença e na ausência de *Glomus clarum* e *Glomus etunicatum* em plantas de alecrim.....42

Tabela 3 - Teores de macro e de micronutrientes na matéria seca da parte aérea de plantas de alecrim inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares 46

Tabela 4 – Características químicas do substrato de vasos com plantas de alecrim inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares ao final do experimento 1.....49

Tabela 5 – Altura média das plantas (AP), produção média de matéria fresca radicular (MFR), produção média de matéria seca da parte aérea (MSPA), colonização radicular (CR) e esporulação (E) na presença e na ausência de *Glomus clarum* e *Glomus etunicatum* em plantas de manjericão.....52

Tabela 6 – Teores médios (%) de macro e micronutrientes presentes na matéria seca da parte aérea em plantas de manjericão inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares. 54

Tabela 7 – Características químicas do substrato de vasos com plantas de manjericão ao final do experimento 2 57

LISTA DE FIGURAS

página

Figura 1 – Plantas de alecrim mostrando as diferenças na variável altura (AP). À direita, planta inoculada com *Glomus clarum*. No centro, planta inoculada com *Glomus etunicatum*. À esquerda, planta não inoculada com FMA (testemunha). 43

Figura 2 – Plantas de alecrim com 90 dias de micorrização, mostrando sintomas de "murcha", 12 dias após a inoculação com *Fusarium oxysporum*. À direita, planta inoculada com *Glomus clarum*. No centro, planta inoculada com *Glomus etunicatum*. À esquerda, planta não inoculada com FMA (testemunha). 48

Figura 3 – Plantas de manjericão com 65 dias de idade, após semeadura. À direita, planta inoculada com *Glomus clarum*. No centro, planta inoculada com *Glomus etunicatum*. À esquerda, planta não inoculada com FMA (testemunha). 53

Figura 4 – A foto da esquerda mostra, em detalhes, plantas de manjericão não micorrizadas (plantas testemunha) revelando sintomas de "murcha". A foto da direita mostra comparação entre a planta testemunha (esquerda) e plantas inoculadas com *Glomus etunicatum* (centro) e *Glomus clarum* (direita).....56

RESUMO

O objetivo do presente trabalho visou avaliar a influência dos FMA *Glomus etunicatum* Becker & Gerd. e *Glomus clarum* Nicol. & Schenck, no desenvolvimento de plantas de alecrim e manjericão, bem como verificar a capacidade destas plantas micorrizadas em superar os danos causados pelo fungo *Fusarium oxysporum* Schecht. Plantas de alecrim (*Rosmarinus officinalis* L.) e de manjericão (*Ocimum basilicum* L.) foram inoculadas, separadamente, com *G. etunicatum* e *G. clarum*, em casa de vegetação, com temperatura de 26 ± 2^0C e luminosidade de 3000 Lux. Utilizou-se substrato autoclavado composto por uma parte de areia e uma de terra; o inóculo constou de esporos [500 esporos de *G.etunicatum* (50 mL^{-1}) de solo e 700 esporos de *G.clarum* (50 mL^{-1}) de solo] e ainda fragmentos de raízes infectadas e micélio. Em cada tipo de planta inoculada foram avaliadas as seguintes variáveis: altura das plantas (AP), peso da matéria seca da parte aérea (MSPA), peso da matéria fresca das raízes (MFR), esporulação (E), colonização radicular (CR) e teor de macro e micronutrientes no substrato e nas plantas (TMm). Foi avaliada também a influência de *G. etunicatum* e *G. clarum* no controle de *F. oxysporum* em plantas de alecrim e manjericão. A inoculação do patógeno (concentração de 5 x 10^3 esporos mL^{-1}) foi realizada, separadamente, em plantas de alecrim e de manjericão com 90 dias de micorrização (5 vasos com *G. etunicatum* e 5 vasos com *G. clarum*) e ainda plantas testemunhas, não micorrizadas (5 vasos). No alecrim, *G. clarum* mostrou-se significativamente mais eficiente do que *G. etunicatum* em AP, MSPA e E; por outro lado, *G. clarum* apresentou CR menor do que *G. etunicatum*. Em relação às plantas testemunha, *G. clarum* diferiu significativamente destas em

todos as variáveis analisadas, porém *G. etunicatum* não diferiu estatisticamente das plantas testemunha em AP e MSPA. No manjericão, em relação a todas as variáveis analisadas, *G. clarum* diferiu significativamente de *G.etunicatum* e este foi semelhante ao tratamento controle em todas as variáveis, exceto colonização micorrízica (CR) e esporulação (E). Portanto, *G. clarum* foi mais eficiente do que *G. etunicatum* na micorrização do manjericão. Com relação ao controle de *F. oxysporum*, as plantas testemunha de alecrim e manjericão, não micorrizadas, revelaram sintomas de "murcha" após 12 dias da inoculação do patógeno, que foi reisolado de cada planta em meio de cultura. Tanto no alecrim quanto no manjericão, os dois simbiontes mostraram-se eficientes no controle do patógeno, não tendo sido notados sintomas típicos da doença nas plantas micorrizadas.

Palavras-chave: fungos micorrízicos arbusculares, FMA, alecrim, manjericão, *Fusarium oxysporum*.

INFLUENCE OF ARBUSCULAR MYCORRHIZAL FUNGI ASSOCIATED OR NO WITH *Fusarium oxysporum* Schecht. ON ROSEMARY (*Rosmarinus officinalis* L.) AND BASIL (*Ocimum basilicum* L.) PLANTS. Botucatu, 2006. 88 p. Tese (Doutorado em agronomia/Proteção de Plantas) – Faculdade de Ciências Agronômicas, Universidade Estadual Paulista.

Author: OLGA MARIA RIPINSKAS RUSSOMANNO
Advisor: MARLI TEIXEIRA DE ALMEIDA MINHONI

SUMMARY

The purpose of the present work had the objective of evaluating the influence of AMF *Glomus etunicatum* Becker & Gerd. and *Glomus clarum* Nicol. & Schenck on the rosemary and basil plants development and also concerning the capacity of the mycorrhizal plants in resisting the wilt caused by *Fusarium oxysporum* Schecht. For that, rosemary (*Rosmarinus officinalis* L.) and basil (*Ocimum basilicum* L.) plants were previously inoculated with *G. etunicatum* and *G. clarum* in greenhouse under the temperature of 26 ± 2^0C and luminosity of 3000 Lux. The soil was sterilized and composed by one part of sand and one part of earth. The inoculum was composed by the fungi spores [500 spores of *G. etunicatum* in (50 mL^{-1}) soil and 700 spores of *G. clarum* in (50 mL^{-1}) soil] and micelium and roots fragments infected by the AMF. In each plant inoculated the following variables were evaluated: plant height (PH), plant dry weigt (PDW), roots fresh weight (RFW), sporulation rate (SR), root mycorrhizal percentage (RMP) and macro and micronutrients level (MmL) present in the plants and in the soil. The *G. clarum* and *G. etunicatum* influence in the control of *F. oxysporum* wilt in both plants was also evaluated. The inoculation of the pathogen ($5x10^3$ spores mL^{-1}) was separatety realized in the rosemary and basil plants after 90 days of the mycorrhization (5 pots of *G. clarum* and 5 pots of *G. etunicatum*); the control was also composed by 5 pots without mycorrhization. In the rosemary, *G. clarum* was significantely more efficient than *G. etunicatum* in the variables PH, RFW and SR; although G. *clarum*

presented RMP smaller than *G. etunicatum*. In relation to the control, *G. clarum* was significably better to the plants in all the variables, although *G. etunicatum* do not differed statistically for the control plants in PH and PDW. For basil in all the analised variables *G. clarum* differed statistically from *G. etunicatum* and was similar to the control treatment in all the variables, except in the mycorrhizal colonization (CR) and sporulation (E). Although, *G. clarum* was more efficient than *G. etunicatum* on basil mycorrhization. In relation of to the possible control of the pathogenic fungus *F. oxysporum*, the plants of rosemary and basil not mycorrhized showed wilt simptons after only 12 days after the pathogen inoculation and the *Fusarium* was reisolated in culture media. The other way as in the rosemary as in the basil both symbionts showed to be efficient in the control of the pathogen because it was not possible to see the typical simptons of the disease in the mycorrhized plants.

Key-words: arbuscular mycorrhizal fungi, AMF, rosemary, basil, *Fusarium oxysporum*.

1. INTRODUÇÃO

Os fungos micorrízicos arbusculares (FMA), pertencentes à ordem Glomales (Glomeromycota), colonizam a maioria das plantas terrestres. São também conhecidos como fungos endomicorrízicos, pois ao infectarem o hospedeiro, penetram o córtex das raízes e diferenciam-se em estruturas intracelulares especiais denominadas arbúsculos. Os efeitos benéficos da inoculação dos FMA sobre o crescimento e nutrição de plantas de interesse econômico são acentuados e de grande interesse ecológico e comercial (ZAMBOLIM ; SIQUEIRA, 1985; SIQUEIRA, 1986). A presença desses fungos no sistema radicular das plantas aumenta a absorção de nutrientes, principalmente dos elementos minerais pouco móveis, como o fósforo. Os FMA crescem e ramificam-se no solo, além das raízes, atuando como complemento do sistema radicular e isto aumenta a capacidade de absorção em locais distantes dos sítios atingíveis pelas radicelas. Portanto, as plantas colonizadas pelos FMA são capazes de utilizar nutrientes que ocorrem em quantidades limitadas no solo, reduzindo, desta forma, as deficiências. Além disso, diversas pesquisas têm demonstrado que esses fungos estão associados a aumentos no desenvolvimento das plantas, aumentos na absorção de água e resistência das plantas a períodos de estiagem e, principalmente, aumentos na resistência das plantas a patógenos do sistema radicular, principalmente os fungos (POWELL ; BAGYARAJ, 1984; PAULA ; SIQUEIRA, 1987b; SILVEIRA, 1992; SMITH ; READ, 1997).

Os efeitos benéficos dos FMA têm sido demonstrados em variadas condições e espécies vegetais, estimulando o crescimento vegetal como uma conseqüência de

seu efeito na nutrição mineral da planta, principalmente no aumento da absorção de fósforo (SMITH ; READ, 1997). Entretanto, pouco se conhece sobre os efeitos dos FMA sobre o crescimento e produção das plantas medicinais, condimentares e aromáticas. Alguns destes trabalhos estão associados à produção e qualidade de óleos essenciais por estes tipos de plantas, quando inoculadas com FMA (FREITAS et al., 2004).

O cultivo de plantas medicinais, condimentares e aromáticas é de importância fundamental para a humanidade, pois, além de serem utilizadas pela medicina como fitoterápicos, em substituição aos medicamentos sintéticos, apresentam elevados teores de óleos essenciais que são empregados nas indústrias de cosméticos e perfumarias. Além disso, muitas destas plantas servem de condimentos para o preparo de diferentes tipos de alimentos, nos mais diversos países, inclusive no Brasil. Como todo tipo de planta cultivada, as plantas medicinais, condimentares e aromáticas também são afetadas pelo ataque de microrganismos fitopatogênicos, principalmente fungos, que causam danos irreversíveis nos cultivos. Dentre estes fungos, *Fusarium oxysporum* Schecht., causador da doença conhecida como “murcha”, afeta plantas como o alecrim e manjericão, causando danos irreversíveis ao cultivo. Para o controle destes fungos, produtos fitossanitários tornam-se inviáveis, principalmente por interferirem no produto final. Portanto, torna-se necessário o emprego de controladores biológicos no combate a essas doenças e os FMA podem ser empregados como uma dessas alternativas.

Neste contexto, o presente trabalho teve como objetivo estudar a influência dos FMA *Glomus etunicatum* e *Glomus clarum* sobre o desenvolvimento de plantas de alecrim e manjericão, bem como verificar o comportamento destas plantas micorrizadas quando inoculadas com o fungo *Fusarium oxysporum*.

2. REVISÃO DE LITERATURA

As plantas medicinais, condimentares e aromáticas tiveram uma ascensão em seu cultivo na última década. São conhecidas, desde longa data, quando eram empregadas apenas na medicina caseira, por diversas etnias. Atualmente, são usadas por médicos como medicamentos fitoterápicos, alguns fabricados por conceituados laboratórios. Além do que, apresentam elevados teores de óleos essenciais e, portanto, suprem as indústrias de cosméticos e perfumarias, no preparo dos mais variados produtos. Não se pode esquecer que algumas dessas plantas também servem de condimentos para o preparo dos mais variados tipos de alimentos, em diversos países, inclusive no Brasil. O alecrim (*Rosmarinus officinalis* L.) e o manjericão (*Ocimum basilicum* L.) são exemplos destas plantas. Estas duas plantas, como qualquer outro tipo de cultura, podem ser atacadas por patógenos habitantes do solo, principalmente fungos e, diante disso, controles alternativos devem ser estudados para reduzir essas doenças, tendo em vista que o controle químico nem sempre é aconselhável.

2.1. *Rosmarinus officinalis* L.

O alecrim (*Rosmarinus officinalis* L.), também conhecido popularmente como alecrim-de-cheiro, rosmarino, alecrim-de-jardim e alecrim-de-horta, é uma planta arbustiva odorífera perene pertencente à família Lamiaceae (Labiatae). Pode atingir até dois metros de altura, dependendo do seu cultivo. Possui caule lenhoso e muito

ramificado, com folhas pequenas, coriáceas, espessas e lanceoladas, cuja face superior é de cor verde-acinzentada e rugosa e a inferior brilhante, esbranquiçada e com pêlos. Suas flores, também pequenas, apresentam-se em pequenos cachos na parte final dos ramos, com coloração variando de esbranquiçada a azul. Os frutos são ovóides, secos, separando-se em quatro frutículos ou núculas (aquênios) de cor escura. Suas sementes correspondem a esses frutículos, em número de quatro por flor ou geralmente menos, devido ao atrofiamento de um ou mais óvulos contidos nos ovários. Em climas tropicais as sementes têm se mostrado estéreis. Reproduz-se por sementes (importadas) ou por divisão de touceiras e galhos (estacas), cujo plantio deve ser feito antes da floração intensa. É originário da Europa, de regiões do Mediterrâneo e foi introduzido no Brasil pelos colonizadores, que lhe deram lugar de honra na medicina natural. Em sua composição química encontra-se óleo essencial rico em terpenos (pineno, canfeno, cineol, borneol, eucaliptol, acetato de isobornila, valerianato de isobornila, cânfora), além de saponinas, flavonóides, ácidos (cítrico, glicólico, glicínico, rosmarínico), nicotinamida, colina, pectina, taninos, rosmaricina e vitamina C. O óleo essencial do alecrim é bastante usado nas indústrias de cosméticos, higiene e perfumaria na fabricação de sabonetes, xampus, desodorantes, colônias e desinfetantes, entre outros. Também é freqüente a sua utilização nas indústrias farmacêuticas e de alimentos para elaboração de medicamentos e como aromatizante e conservante. Para fins condimentares e medicinais são colhidos os ramos com folhas e flores; para fins aromáticos (perfumaria e cosméticos) as sumidades florais (CASTRO ; CHEMALE, 1995; PANIZZA, 1997; CORRÊA et al., 1997).

2.2. *Ocimum basilicum* L.

O manjericão ou alfavaca (*Ocimum basilicum* L.) é uma planta herbácea anual pertencente à família Lamiaceae (Labiatae). Atinge até cinqüenta centímetros de altura, com caule bem ramificado. Suas folhas são opostas, inteiras, pecioladas e crespas, com nervura saliente na porção inferior. As flores são pequenas, numerosas, de cor branca e se aglomeram no ápice dos ramos. O fruto-semente de quatro aquênios resulta em sementes muito finas, oblongas, pequenas e de cor escura. Sua reprodução pode ser feita por estacas de galhos ou por fruto-semente, sendo que a estaca de galho não deve conter flores. É originário

da Ásia tropical e foi introduzido no Brasil pela colônia italiana. Em sua composição química encontra-se óleo essencial (estragol, linalol, eugenol, cineol e pineno), taninos, flavonóides e saponinas. As folhas e flores são utilizadas tanto na culinária quanto para fins aromáticos (perfumaria e cosméticos) e medicinais (PANIZZA, 1997).

2.3. *Fusarium oxysporum* Schecht.

Fusarium oxysporum Schecht. é um fungo cosmopolita que causa a doença conhecida como "murcha de fusarium" em mais de cem espécies de plantas. Coloniza os vasos condutores de solução do solo (xilema) das plantas e devido a isso, os sintomas nos hospedeiros são caracterizados por murcha das folhas, amarelecimento e eventual morte das plantas. São conhecidas variantes ou formas especializadas de *F. oxysporum* que são específicas para diferentes plantas hospedeiras, sendo portanto difenciadas como *formae speciales* ou *f.sp.* Como principais *formae speciales*, os hospedeiros mais conhecidos são tomate, banana, algodão, soja, aspargo, gengibre e cucurbitáceas, entre outros. Embora seja de distribuição cosmopolita, suas diferentes *formae speciales* apresentam diferentes regiões de distribuição. É um fungo mitospórico, apresentando dois tipos de conídios assexuais (microconídios e macroconídios) e uma estrutura de resistência (clamidósporos). Os microconídios podem ser uni ou bicelulares, sendo estes o tipo de esporo mais abundante e freqüentemente produzido pelo fungo em todas as condições, bem como o tipo de esporo mais comumente encontrado nos vasos condutores das plantas infectadas. Os macroconídios podem apresentar de três a cinco células, sendo levemente afilados e curvados nos bordos. Esse tipo de esporo é normalmente encontrado na superfície de plantas mortas pelo patógeno, bem como os clamidósporos que são arredondados, podendo ser produzidos de modo terminal ou intercalarmente em micélios mais velhos ou em macroconídios (BOOTH, 1971; AGRIOS, 1997). Russomanno et al. (2004) identificaram *F. oxysporum* em plantas de manjericão e alecrim procedentes de localidades diferentes, em épocas diferentes. Estudos estão sendo realizados para identificar a *forma specialis* de cada um dos isolados. *F. oxysporum* f. sp. *basilici*, ocorrendo em plantas de manjericão, já foi descrito na Argentina (TAGLIALATELA et al., 2001) e Itália (GARIBALDI et al.,1997), porém, no Brasil, ainda não se tem informação

de sua ocorrência. Por outro lado, o fungo *F. oxysporum* ainda não foi relatado sobre plantas de alecrim, em qualquer região do mundo.

2.4. Considerações gerais sobre micorrizas

O termo micorriza (do grego, mykes=fungo; rhiza=raiz) refere-se a uma associação simbiótica mutualista entre fungos do solo e raízes da maioria das plantas. Essas associações são de ocorrência generalizada na grande maioria das espécies vegetais e ecossistemas do planeta, constituindo, portanto, uma regra e não uma exceção na natureza, representando assim o estado natural da maioria da plantas cultivadas e não cultivadas (MARX ; BRYAN, 1975; SMITH ; READ, 1997). Pesquisadores botânicos consideram que a migração de plantas aquáticas para ambientes terrestres, ocorrida há aproximadamente 400 milhões de anos, deveu-se ao auxílio dos fungos micorrízicos (MORTON, 2001).

Com a agravante crise energética e de recursos naturais que vários países vêm atravessando, existe interesse na utilização das micorrizas na agricultura a fim de promover redução nos custos de produção, otimização do uso de fontes de recursos naturais não renováveis e a utilização de solos considerados impróprios para o plantio, devido à baixa fertilidade e erosão dos mesmos.

2.4.1. Histórico

A associação entre fungos micorrízicos e raízes foi primeiramente observada por Meyen em 1829 (TRAPPE; BERCH, 1985). Entretanto, a primeira ilustração desta associação apareceu impressa em 1840 por Theodor Hartig, que ilustrou as várias estruturas formadas em raízes de *Pinus*, sem entretanto reconhecer as estruturas fúngicas (SIQUEIRA, 1986).

O termo micorriza foi designado pelo pesquisador alemão A. B. Frank, em 1885, referindo-se às associações mutualistas não antagônicas entre fungos do solo e radicelas de plantas; nessas associações os dois membros são beneficiados. Frank postulou que tais fungos, quando colonizavam as raízes, exercem a função de pêlos absorventes,

aumentando a absorção de nutrientes e água do solo. Entretanto, os benefícios dessa associação, bem como a ampla distribuição dos fungos micorrízicos no solo, só começaram a ter grande repercussão a partir de 1960 (ZAMBOLIM ; SIQUEIRA, 1985).

As pesquisas revelam que a presença de fungos micorrízicos no sistema radicular das plantas aumentam a absorção de nutrientes, principalmente aqueles de baixa mobilidade no solo como o fósforo, o zinco e o cobre. Um dos fatores responsáveis pelo aumento da capacidade de absorção das raízes é o crescimento do fungo, em que o micélio estende-se e ramifica-se no solo. Isso torna as plantas capazes de utilizar nutrientes que ocorrem em quantidades limitantes no solo (GERDEMANN, 1968). Além disso, as pesquisas com micorrizas têm demonstrado a capacidade desses simbiontes em aumentar a absorção de água, a resistência das plantas a períodos de estiagem, bem como a patógenos do sistema radicular (SCHENCK ; KELLAN, 1978; DEHNE, 1982; MELO, 1989; NEWSHAM *et al.*, 1995) e ainda, o crescimento e produção das plantas (LOPES *et al.*, 1983). Algumas pesquisas também foram desenvolvidas no sentido de se obterem culturas axênicas dos fungos micorrízicos arbusculares (SIQUEIRA, 1987; JANARDHANAN *et al.*, 1990; STRULLU *et al.*, 1991).

2.4.2. Classificação das micorrizas

As micorrizas foram classificadas originariamente em três grupos, de acordo com o aspecto morfológico e anatômico da colonização radicular (GERDEMANN, 1968; LOPES *et al.*, 1983).

Ectomicorriza **–** a raiz do hospedeiro é recoberta externamente por manto espesso de hifas; o micélio interno penetra intercelularmente no córtex radicular, formando a chamada rede de Hartig. É uma associação entre fungos pertencentes aos Basidiomycota e plantas do grupo de Gymnospermas e Angiospermas.

Endomicorriza **–** não ocorre formação do manto de hifas ao redor das raízes; a penetração do micélio interno no córtex da raiz ocorre inter e intracelularmente. Esse tipo de micorriza engloba as arbusculares, as ericóides e as orquidóides. No primeiro grupo, o mais importante,

ocorre uma ssociação entre fungos pertencentes aos Zygomycota e a grande maioria das plantas.

Ectoendomicorriza – forma de transição entre ecto e endomicorriza. As raízes do hospedeiro são recobertas externamente pelo manto de hifas, o qual pode ser reduzido ou mesmo ausente; a rede de Hartig é bem desenvolvida e a penetração do micélio é inter e intracelular.

Além de considerarem as características anatômicas e morfológicas da raiz, Harley e Smith (1983) levaram em conta também os hospedeiros e endófitos envolvidos na simbiose. Com isso, sete tipos de micorrizas foram descritos: ectomicorriza, vesículo-arbuscular, ericóide, orquidóide, ectoendomicorriza, arbutóide e monotropóide. Dentre essas micorrizas, destacam-se as ectomicorrizas e as micorrizas arbusculares (MA).

De maneira geral, ecto e endomicorrizas ocorrem em 83% das plantas dicotiledôneas, em 79% das monocotiledôneas e ainda em todas as Gimnospermas (MARSCHNER, 1995). Os fungos micorrízicos arbusculares ocorrem na maioria das famílias, ou seja, mais de 80% de todas as plantas são colonizadas por esses simbiontes (SMITH ; GIANINAZZI-PEARSON, 1988).

2.4.3. Importância e histórico taxonômico dos Fungos Micorrízicos Arbusculares (FMA)

Os FMA constituem um grupo de fungos simbiontes obrigatórios que colonizam a maioria das espécies vegetais, formando associações com 70% das Angiospermas bem como com muitas coníferas e samambaias (pteridófitas). Esses fungos são de grande importância para as regiões tropicais e associam-se às raízes das plantas, propiciando a estas maior capacidade de competição em solos de baixa fertilidade, favorecendo a sobrevivência e desenvolvimento destas hospedeiras em condições adversas (SIQUEIRA ; SAGGIN JÚNIOR, 1995). Além disso, esses fungos apresentam grande importância para programas de restauração e reabilitação ambiental (POUYÚ-ROJAS ; SIQUEIRA, 2000; CAPRONI et al., 2003). Mediante efeitos diversos, nutricionais e não-nutricionais, os FMA facilitam o crescimento vegetal, exercendo papel importante na revegetação de áreas degradadas, inclusive daquelas que apresentam excesso de metais, onde as plantas micorrizadas são menos

afetadas do que as não micorrizadas (MILLER ; JASTROW, 1992; LEYVAL et al., 1997; KLAUBERG-FILHO, 1999; SIQUEIRA et al., 1999; CAPRONI et al., 2003). Devido aos estresses climáticos e edáficos encontrados nos trópicos, a planta micorrizada tem sido, muitas vezes, condição para maior sobrevivência e melhor desenvolvimento das fruteiras e árvores florestais nos solos de baixa fertilidade encontrados nestas regiões (JANOS, 1988).

Os FMA podem ser encontrados nos mais variados ambientes, em savanas, campos, florestas, semidesertos e dunas (HAYMAN, 1982). As pesquisas com esses simbiontes envolvem estudos que comprovam sua eficiência no aumento da produtividade das culturas, através do estímulo da nutrição mineral da planta, principalmente no aumento da absorção do fósforo. Inúmeros trabalhos têm sido realizados nesse sentido (GERDEMANN, 1968; HAYMAN, 1982; LOPES *et al.*, 1983; ABBOTT ; ROBSON, 1984; HOWELER *et al.*, 1987; SILVEIRA, 1992; KIERS et al., 2002; MOREIRA ; SIQUEIRA, 2002; MINHONI ; AULER, 2003; COSTA et al., 2005).

Siqueira (1987) e Silveira (1992), apontam que os FMA pertencem à Ordem Endogonales, Família Endogonaceae, dentro do Reino Mycetae, divisão Amastigomycota, Subdivisão Zygomycotina, Classe Zygomycetes. Os gêneros são: *Glomus*, *Sclerocystis*, *Acaulospora*, *Entrophospora*, *Scutellospora* e *Gigaspora*, identificados pelas características e modo de formação de esporos. Os gêneros *Glomus* e *Sclerocystis* formam esporos do tipo clamidósporo, enquanto que os demais gêneros formam azigósporos. Dentre esses seis gêneros, mais de 140 espécies já eram conhecidas.

Em 1990 Morton e Benny, citados por Antoniolli e Kaminski (1991), propuseram as ordens Glomales e Endogonales para a Classe Zygomycetes:

a) Ordem Glomales

Subordem Glomineae

Família Glomaceae

Gêneros *Glomus* e *Sclerocystis*

Família Acaulosporaceae

Gêneros *Acaulospora* e *Entrophospora*

Subordem Gigasporinae

Família Gigasporaceae

Gêneros *Gigaspora* e *Scutellospora*

b) Ordem Endogonales

Família Endogonaceae

Gênero *Endogone*

Essa classificação vem de encontro àquela em que algumas espécies do gênero *Endogone* são funcionalmente consideradas fungos ectomicorrízicos (MILLER JR., 1982).

Embora tradicionalmente classificados na Divisão Zygomycota, os FMA apresentam divergências suficientes, com base na análise do RNA ribossômico 18 S, para formarem uma nova Divisão. Foi proposta a Divisão Glomeromycota para abrigar os FMA, ficando portanto este grupo de fungos no mesmo nível de hierarquia taxonômica que os tradicionais grupos Basidiomycota e Ascomycota (SCHUESSLER *et al.*, 2001).

Na nova classificação taxonômica proposta por Morton **e** Redecker (2001), os FMA passaram a pertencer ao grupo dos Zygomycota, ordem Glomales, subordens Gigasporineae e Glomineae, abrangendo 5 famílias, 7 gêneros e aproximadamente 168 espécies. A subordem Gigasporineae abriga a família Gigasporaceae que subdivide-se nos gêneros *Gigaspora* e *Scutellospora*; a subordem Glomineae é formada pelas famílias Acaulosporaceae (gêneros *Acaulospora* e *Entrophospora*), Archaeosporaceae (gênero *Archaeospora*), Glomaceae (gênero *Glomus*) e Paraglomaceae (gênero *Paraglomus*). Esta classificação está baseada nas características morfológicas e moleculares de cada espécie (INVAM, 2003).

2.4.4. Morfologia dos FMA

Nas micorrizas arbusculares (MA) a penetração do fungo ocorre intra e intercelularmente no córtex da raiz, não atingindo a endoderme. As raízes micorrizadas não podem ser distinguidas das não micorrizadas pela simples observação macroscópica, pois não ocorre alteração morfológica visível a olho nú. As micorrizas arbusculares são formadas

basicamente por três componentes: as raízes das plantas hospedeiras, as hifas do fungo no interior das raízes e as hifas externas que se desenvolvem para além da rizosfera, sendo que modificações das hifas originam os esporos, vesículas e arbúsculos, principais estruturas dos fungos (LOPES *et al.*, 1983; SILVEIRA, 1992). O processo de formação das micorrizas arbusculares pode ser dividido em cinco fases: ativação dos propágulos do fungo, crescimento do fungo até a raiz com ação da rizosfera, penetração da hifa e início da infecção, desenvolvimento da fase intraradical ou colonização da raiz e desenvolvimento do micélio externo. Nessas fases de formação de MA, além de hifas e esporos do fungo micorrízico, são produzidas também estruturas denominadas de vesículas e arbúsculos. Nas raízes das plantas micorrizadas podem ser encontradas as hifas, os arbúsculos e as vesículas, enquanto que no solo as estruturas que podem ser visualizadas são as hifas e os esporos (BAREA *et al.*, 1985; SILVEIRA, 1992; INVAM, 2003).

2.4.4.1. Hifas

As hifas dos FMA são produzidas a partir da germinação dos esporos no solo, os quais, estimulados por fatores intrínsicos do solo, produzem o tubo germinativo e apressório na superfície das raízes. Dos apressórios são formadas as hifas que penetram inter e intracelularmente nas células situadas no córtex da raiz (geralmente nas raízes jovens); não ocorre penetração nos tecidos meristemáticos e vasculares. Essas hifas, altamente ramificadas e chamadas infectivas, crescem externa e internamente às raízes. O conjunto de hifas externas pode estendem-se através do solo, aumentando a superfície de contacto das raízes. Esta fase é de grande importância para a eficiência da simbiose. As hifas são importantes na absorção e transferência de nutrientes minerais e/ou outras substâncias do solo para a planta hospedeira (GERDEMANN, 1968; LOPES *et al.*, 1983; MELO, 1989; INVAM, 2003).

2.4.4.2. Arbúsculos

Os arbúsculos são estruturas terminais e intracelulares, formados a partir da ramificação de hifas intercelulares. Eles ocupam grande parte do volume das células

do córtex e constituem o sítio preferencial de intercâmbio de metabólitos entre os dois simbiontes. São bastante vacuolados e possuem glóbulos de lipídeo e grânulos de polifosfato e glicogênio. As células que contém arbúsculos sofrem transformações; o amido desaparece e os núcleos aumentam de tamanho, podendo até ocorrer divisão nuclear. A formação dos arbúsculos é contínua e inicia-se logo após a colonização das raízes e seu período funcional varia de 4 a 15 dias, após o que ocorre a sua degeração, voltando a célula hospedeira à sua atividade normal (GERDEMANN, 1968; COX ; SANDERS, 1974; COX ; TINKER, 1976; BONFANTE-FASOLO, 1984; ZAMBOLIM ; SIQUEIRA, 1985; INVAM, 2003).

2.4.4.3. Vesículas

As vesículas são estruturas ovais, esféricas ou piriformes, resultantes de dilatações nas porções terminal ou intercalar das hifas corticais, podendo ser inter ou intracelulares; ademais, podem também ser externas ao córtex radicular. Apresentam, internamente, grânulos de lipídeos, o que resulta em aspecto reticulado, e grânulos de polifosfato. Funcionam como órgãos de reserva do fungo bem como estruturas de propagação e repouso. São produzidas depois dos arbúsculos e tornam-se mais numerosas com o envelhecimento das raízes. Nem todos os gêneros de FMA formam vesículas nas associações micorrízicas; dentre estes citam-se espécies dos generos *Gigaspora* e *Scutellospora*. O número e a morfologia das vesículas formadas não é sempre igual, podendo variar de acordo com a espécie do FMA (GERDEMANN, 1968; COX ; SANDERS, 1974; BONFANTE-FASOLO, 1984; ZAMBOLIM ; SIQUEIRA, 1985; SILVEIRA, 1992; INVAM, 2003).

2.4.4.4. Esporos

Os esporos são as estruturas de repouso e reprodução dos FMA, podendo persistir no solo por longos períodos. No solo, germinam com crescimento de tubos germinativos e posterior aparecimento de micélio, quando as condições de temperatura, pH e

umidade tornam-se favoráveis. Juntamente com o micélio, os esporos constituem o tipo de inóculo mais importante para disseminação e infecção desses simbiontes. Podem ser encontrados isolados no micélio ou agregados em estruturas chamadas esporocarpos. A diferenciação dos esporos dos FMA é baseada na cor, tamanho, estrutura da parede e da hifa de sustentação e presença ou ausência de esporocarpos. A identificação dos gêneros de FMA é baseada justamente nas características e modo de formação dos esporos (GERDEMANN, 1968; HARLEY ; SMITH, 1983; ZAMBOLIM ; SIQUEIRA, 1985; SILVEIRA, 1992; INVAM, 2003).

2.4.5. Plantas hospedeiras dos FMA

De acordo com Trappe (1977), os FMA ocorrem em praticamente 4/5 das plantas vasculares. Gerdemann (1968) relatou que é mais fácil elaborar uma relação de plantas não micorrízicas do que tentar catalogar as micorrizadas.

Os FMA são de ocorrência generalizada nas plantas superiores, exceto alguns membros das famílias Amarantaceae, Brassicaceae, Chenopodiaceae, Commelinaceae, Cyperaceae, Juncaceae, Poligonaceae e Proteaceae. Entretanto, as plantas podem apresentar diferentes níveis de dependência à simbiose, em função da disponibilidade de fósforo no solo, comparando-se a planta micorrizada com a não micorrizada, geralmente com base na produção de matéria seca (MOREIRA ; SIQUEIRA, 2002). Existem ainda famílias que formam associação com ectomicorrizas e FMA, entre elas as Juglandaceae, Tiliaceae, Myrtaceae, Salicaceae, Fagaceae e Caesalpinaceae (ZAMBOLIM ; SIQUEIRA, 1985).

Deve-se destacar que dentro das grandes famílias de plantas de importância econômica, culturas importantes se associam com MA tais como: milho, trigo, soja, sorgo, arroz, feijão, tomate, batata, cebola, alho, morango, macieira, pessegueiro, citros, videira, algodão, cacau, maracujá, cana-de-açúcar, café, chá, seringueira, mandioca, mamoeiro, abacateiro, mangueira, aceroleira, bananeira, maracujazeiro, mangabeira, cajueiro e inúmeras gramíneas e leguminosas forrageiras (JOHNSON et al., 1982; LOPES *et al.*, 1983; MENGE, 1983; ZAMBOLIM ; SIQUEIRA, 1985; FERNANDES et al., 1986; FERNANDES et al., 1987; SILVA ; SIQUEIRA, 1991; OLIVEIRA et al., 1992; SAGGIN JÚNIOR ;

SIQUEIRA, 1995; RUSSOMANNO, 1996; MELO et al., 1997; TRINDADE, 1998; YANO-MELO et al, 1999; TRINDADE et al, 2000a; TRINDADE et al., 2000b; COSTA et al., 2001; CAVALCANTE et al., 2001; CAVALCANTE et al., 2002a; CAVALCANTE et al., 2002b; DECLERCK et al., 2002; LOCATELLI et al., 2002; SILVEIRA et al., 2002; AQUINO, 2003; ANDRADE ; SILVEIRA, 2004; FOCCHI et al., 2004; SILVA et al., 2004; WEBER et al., 2004; COSTA et al., 2005). Também em cupuaçuzeiro (*Theobroma grandiflorum*) e guaranazeiro (*Paullinia cupana*), plantas típicas da Amazônia, os FMA vêm sendo estudados (OLIVEIRA ; OLIVEIRA, 2004).

Em geral, os FMA são dependentes das plantas superiores para sua sobrevivência, as quais, por sua vez, nem sempre se beneficiam dessa relação (MARSCHNER, 1995). Apenas em alguns casos, como nas orquídeas, a associação micorrízica é essencial para o hospedeiro (SILVEIRA, 1992; SMITH ; READ, 1997). A micorrização pode ser mínima ou até mesmo não ocorrer em casos de solos demasiadamente secos, salinos, alagados (pântanos), severamente perturbados (extração de minérios) ou com fertilidade extremamente alta ou baixa (SMITH ; READ, 1997). As estruturas do fungo na planta não têm forma estática, havendo contínuo crescimento das hifas dentro das raízes e novos pontos de colonização, o que permite a invasão de novos tecidos (HARLEY ; SMITH, 1983).

2.4.6. Efeito dos FMA no crescimento das plantas

Desde a década de 70 do século passado que os FMA têm sido considerados como possível alternativa na redução da aplicação dos insumos (fertilizantes e agrotóxicos) para a Agricultura. O manejo adequado desses simbiontes pode proporcionar uma maximização da produção agrícola. Diversos experimentos (ZAMBOLIM ; SIQUEIRA, 1985; ANTONIOLLI ; KAMINSKI, 1991) têm revelado os efeitos benéficos proporcionados pelos FMA no crescimento de diversas espécies vegetais, incluindo-se plantas de interesse agronômico, hortícola, florestal e pastoril. Dentre essas espécies vegetais destacam-se as culturas economicamente importantes citadas no item 2.2.2. Destas, destacam-se o milho (*Zea mays* L.) que vem há muito tempo sendo empregado em testes de micorrização com FMA,

revelando maior crescimento dessas plantas e ainda aumento da quantidade de fósforo assimilável pelas mesmas (GERDEMANN, 1964; GERDEMANN, 1965; KHAN, 1972; HALL, 1978; JENSEN, 1984; STRUBLE ; SKIPPER, 1988; SIMPSON ; DAFT, 1990a; SIMPSON ; DAFT, 1990b; KOTHARI *et al.*, 1990; TALUKDAR ; GERMIDA, 1993; BRESSAN ; VASCONCELLOS, 2002). O sorgo (*Sorghum bicolor* (L.) Moench.) também tem revelado resultados satisfatórios quando inoculado com FMAs (HETRICK ; BLOOM, 1986; MIRANDA et al., 1989; SIMPSON ; DAFT, 1990a; SIMPSON ; DAFT, 1990b; REIS *et al.*, 1991; BRESSAN et al., 2001). A soja (*Glycine max* (L.) Merr.), tanto em casa de vegetação como em campo, revela experimentos sendo conduzidos em ritmo mais avançado do que as gramíneas (ROSS ; HARPER, 1970; KUO ; HUANG, 1982; CARDOSO, 1986; PAULA *et al.*, 1990; BRESSAN et al., 2001; ANDRADE ; SILVEIRA, 2004). Na soja, além dos benefícios diretos, existem efeitos positivos na interação fungo micorrízico-rizóbio, que resultam da melhor nutrição de fósforo, necessária para a nodulação e a fixação biológica de nitrogênio (PAULA ; SIQUEIRA, 1987a, 1987b, 1987c; VEJSADOVA et al., 1992). Resultados satisfatórios no aumento da produtividade têm sido conseguidos por diversos autores com gramíneas e leguminosas de importância econômica, tanto em experimentos mantidos em casa de vegetação como em campo. (ISLAM ; AYANABA, 1981; KUCEY ; JANSEN, 1987; SILVEIRA ; CARDOSO, 1987; BOWEN et al., 1988; PACOVSKY *et al.*, 1991; RUSSOMANNO, 1996). Também gramíneas e leguminosas forrageiras vêm sendo comumente empregadas em testes de micorrização com os mais variados endófitos, revelando aumentos significativos na produção de massa aérea e radicular das plantas inoculadas (LOPES *et al.*, 1980; KRISHNA ; DART, 1984; PAULINO *et al.*, 1986; KOFFA *et al.*, 1995; RUSSOMANNO, 1996). Além de gramíneas e leguminosas, outras plantas como hortaliças, ornamentais, espécies arbóreas e frutíferas são utilizadas com enorme sucesso nos ensaios de micorrização com FMA (GERDEMANN, 1965; FAIRWEATHER ; PARBERY, 1982; POWELL *et al.*, 1982; HUSSEY *et al.*, 1984; ESPINDOLA et al., 1989; XUE ; LUO, 1992; MATSUBARA *et al.*, 1994; SILVA et al., 1998; MARTINS et al., 2000; TRINDADE et al., 2000a, 2000b; COSTA et al., 2001; FLORES-AYLAS et al., 2003; ZEMKE et al., 2003; ANJOS et al., 2005; OLIVEIRA ; OLIVEIRA, 2004).

2.4.7. Efeito dos FMA no crescimento de plantas medicinais, condimentares e aromáticas

São poucos os trabalhos envolvendo a micorrização de plantas medicinais, condimentares e aromáticas. Alguns destes trabalhos, além de pesquisar a produtividade da espécie hospedeira, também avalia a produção de óleo essencial produzido pela planta, tendo em vista que estas substâncias são bastante utilizadas nas indústrias farmacêuticas e de cosméticos.

Camprubi *et al.* (1991) estudaram o efeito da inoculação de quatro plantas medicinais (*Salvia officinalis* L., *Artemísia dracunculus* L., *Thymus vulgaris* L. e *Ocimum basilicum*) com o FMA *Glomus mosseae* (Nicol. & Gerd.) Gerd. & Trappe e obtiveram, em todas as espécies, maiores pesos secos das raízes e das plantas comparado com as plantas controle não inoculadas.

Em casa de vegetação, Pattaro *et al.* (2001) avaliaram o efeito de *Glomus* sp. e *Acaulospora* sp. na produção de biomassa vegetal e óleo essencial das espécies vegetais capim-limão (*Cymbopogon citratus* (DC) Stapf.), citronela (*Cymbopogon nardus*), palmarosa (*Cymbopogon martinii*) e vertiver (*Vertiveria zizanioides*). Todas as plantas inoculadas com os FMA revelaram maior biomassa vegetal, bem como maior produção de óleo essencial para uma mesma quantidade de folhas. Da mesma forma, Gupta *et al.* (1990) observaram resultados semelhantes quanto à produção de biomassa vegetal, quando inocularam *Cymbopogon martinii* com *Glomus* sp. Entretanto, nenhum aumento significativo foi encontrado por esses pesquisadores na produção de óleo essencial.

Kapoor et al. (2002a) estudaram o efeito da associação de dois FMA (*Glomus macroc*arpum Tulasne & Tulasne e *Glomus fasciculatum* (Thaxter) Gerd. & Trappe emend. Walker & Koske sobre a concentração e composição do óleo essencial de coentro (*Coriandrum sativum* L.). Nas plantas micorrizadas foram observados incrementos de 43% nos teores de óleos essenciais extraídos dos frutos e os teores de geraniol e linalol foram maiores em plantas inoculadas com solo estéril e com 0,54 mg de P por kg de solo. O teor de geraniol foi incrementado com a inoculação de *G. macrocarpum* e o teor de linalol, com a inoculação de *G. fasciculatum*. Da mesma forma, em outro experimento, Kapoor et al. (2002b) utilizaram duas plantas da família Apiaceae (Umbelliferae), ou seja, *Anethum graveolens*

L.(endro) e *Trachyspermum ammi* (Linn.) Sprague (tomilho indiano) e os dois FMA citados acima, para micorrizá-las. Observaram incrementos nos teores de óleos essenciais da ordem de 90% em plantas de endro e 72% em plantas de tomilho indiano, em relação ao controle, em solo estéril com 0,54 mg de P por kg de solo. Constataram também variações nos constituintes químicos dos óleos essenciais em resposta à inoculação de FMA, onde *G. fasciculatum* em plantas de tomilho indiano e *G. macrocarpum* em plantas de endro apresentaram, respectivamente, aumentos de 51% e 116%, nos teores dos óleos essenciais timol e carvona, em relação ao tratamento controle.

Trabalho realizado em campo, utilizando diferentes cultivares de *Mentha arvensis* L. e o FMA *G. fasciculatum* em solo com 17 mg kg^{-1} de P, permitiram a Gupta et al. (2002) observar valores diferenciados em relação aos teores de óleos essenciais entre as cultivares. Esses autores também concluíram que a inoculação do FMA proporcionou aumentos no conteúdo de óleos essenciais e na produção de matéria fresca e seca da parte aérea, em relação ao tratamento controle.

Freitas et al. (2004), utilizando diferentes espécies de FMA (*Glomus clarum*, *Glomus etunicatum*, *Gigaspora margarita* Becker & Hall, *Acaulospora scrobiculata* Trappe) na produção e qualidade de óleos essenciais de *Mentha arvensis* cultivada com diferentes doses de fósforo (0, 50, 100 e 200 mg kg^{-1}), verificaram que os FMA e as doses de fósforo influenciam o crescimento, os teores e a composição dos óleos essenciais das plantas. Na ausência de adubação fosfatada, as maiores produções de matéria fresca da parte aérea foram obtidas nos tratamentos com *Glomus clarum* e *Gigaspora margarita*, em relação ao tratamento controle.

Estudando a influencia do FMA *Glomus deserticola* Trappe, Bloss & Menge sobre o crescimento de *Rosmarinus officinalis* L. sobre condições de stress hídrico (14 dias), Sanchez-Blanco *et al.* (2004) demonstraram haver aumento na biomassa aérea e radicular das plantas micorrizadas, quando comparadas às testemunhas.

2.4.8. Macro e micronutrientes nos FMA

Os processos de colonização e estabelecimento dos FMA estão relacionados com o perfeito equilíbrio entre o fungo simbionte, o hospedeiro e o ambiente (clima e solo). As hifas externas funcionam como extensões do sistema radicular do hospedeiro, aumentando a interface raiz-solo e, conseqüentemente, possibilitando maior absorção de nutrientes e água do solo. Esses elementos, estando fora do alcance das raízes do hospedeiro, serão transportados pelas hifas até as células corticais (LOPES *et al.*, 1983). Dentre os nutrientes absorvidos pelos FMA, o fósforo (P) é o mais importante do ponto de vista nutricional para o hospedeiro (TINKER, 1975; BUWALDA et al., 1982) e a principal função do micosimbionte está relacionada com a absorção e translocação do P e outros nutrientes (relativamente imóveis) do solo para o hospedeiro (BUWALDA ; GOH, 1982; HAYMAN, 1983). As hifas dos FMA no solo se estendem além das superfícies radiculares, absorvendo o P da solução, o que proporciona maior liberação de P-lábil para o P da solução (SANDERS ; TINKER, 1971).

O P é absorvido pelas hifas na mesma forma que pelas raízes e transformado em grânulos de polifosfato que são translocados pela corrente citoplasmática até os arbúsculos, onde fosfato inorgânico é produzido e transferido para a planta. No sentido contrário, existe um fluxo de carboidratos para o fungo, o qual controla o grau de colonização das raízes (DEXHEIMER *et al.*, 1982; ZAMBOLIM ; SIQUEIRA, 1985).

Plantas micorrizadas aparentemente são capazes de utilizar melhor as formas pouco solúveis de P (MOSSE, 1981). Esta habilidade parece ser atribuída ao maior contacto entre as hifas e as partículas de fosfato, bem como a uma diminuição do P na solução que proporcionaria maior gradiente de concentração e maior solubilização do fosfato (HAYMAN ; MOSSE, 1972).

Altos níveis de P no solo geralmente reduzem a colonização micorrízica devido ao aumento nos teores deste elemento na planta. Não apenas a colonização do FMA pode ser reduzida, como também a produção de esporos e micélio externo (MENGE *et al.*, 1978). Este efeito pode ser explicado por uma possível redução na permeabilidade e exsudação de metabólitos das membranas (GRAHAM *et al.*, 1981) ou pelo efeito no metabolismo de carboidratos da planta (SIQUEIRA *et al.*, 1984). Por outro lado, algumas

espécies de FMA podem ser mais tolerantes ao excesso de P no solo, onde a taxa de colonização micorrízica e a produção de esporos não foram influenciadas pela utilização de superfosfatos, conforme descrito por Sylvia e Schenck (1983). Tanto em casa de vegetação como em campo, são inúmeros os trabalhos empregando dosagens diferentes de P no estudo da eficiência dos FMA em colonizar os mais variados tipos de plantas (KRISHNA ; BAGYARAJ, 1982; HEPPER, 1983; KRISHNA ; DART, 1984; SUMAN BALA ; SINGH, 1985; SIQUEIRA *et al.*, 1986b; SCHUBERT ; HAYMAN, 1986; SIQUEIRA ; COLOZZI-FILHO, 1986; FERNANDES et al., 1986; FERNANDES *et al.*, 1987; SILVEIRA ; CARDOSO, 1987a, 1987b; MIRANDA *et al.*, 1989; KOTHARI *et al.*,1991; KOFFA et al., 1995; LEÔNIDAS *et al.*, 1995; NAIK *et al.*, 1995; NOGUEIRA ; CARDOSO, 2000; CAVALCANTE et al., 2002a; CHU et al., 2004).

Além do P, alguns autores relatam os efeitos dos FMA em aumentar a absorção de outros íons pouco móveis no solo, principalmente Zn, Cu e Fe, havendo também aumentos na absorção de K, Ca, Mo e amônio (MOSSE, 1957; POWELL, 1975; LAMBERT *et al.*, 1979; BOWEN, 1980; AMES *et al.*, 1983).

2.4.9. Proteção dos FMA contra fitopatógenos

Os FMA formam a simbiose microbiana mais importante para a maioria das plantas, propiciando vários benefícios para as mesmas, inclusive a proteção contra patógenos de raiz. Entretanto, as interações entre esses simbiontes e doenças de plantas têm recebido pouca consideração do ponto de vista experimental, apresentando resultados inconsistentes e/ou altamente específicos. A interpretação dos resultados desse tipo de interação é bastante difícil, pois a estabilidade da expressão desse potencial natural depende da natureza do hospedeiro, da espécie de fungo micorrízico e do tipo de patógeno envolvidos nessa interação, bem como ainda das condições ambientais, acima ou no interior do solo, prevalentes nessa interação (CHOU ; SCHMITTHENNER, 1974; SCHONBECK ; DEHNE, 1977; MARONEK *et al.*, 1981; MOSSE, 1981; AZCÓN-AGUILAR ; BAREA, 1996; JEFFRIES et al., 2003).

As pesquisas com FMA têm se concentrado sobre patógenos do solo, pelo fato desses micosimbiontes se estabelecerem nas raízes das plantas. Diversas pesquisas

têm revelado que a colonização das raízes por FMA pode aumentar, diminuir ou não exercer efeito algum sobre o desenvolvimento de fungos patógenos de raízes e a severidade das doenças que eles induzem em seus hospedeiros (ZAK, 1964**;** SAFIR, 1968; SCHENCK ; KELLAN, 1978; DAVIS *et al.*, 1979; DAVIS, 1980; DAVIS ; MENGE, 1980, 1981; SCHENCK, 1981; DEHNE, 1982; GRAHAM ; MENGE, 1982; BAATH ; HAYMAN, 1983, 1984; KRISHNA ; BAGYARAJ, 1983; ZAMBOLIM ; SCHENCK, 1983; BAGYARAJ, 1986; KAYE *et al.*, 1984; ZAMBOLIM, 1984; ZAMBOLIM ; SCHENCK, 1984; CARON, 1989; MELO, 1989; NEWSHAM *et al.*, 1995; AGNANI, 2002).

Em linhas gerais, Dehne (1982) descreve que os danos de doenças fúngicas de raiz foram reduzidos em 17 dentre as 32 pesquisas por ele citadas.

Caron (1989) considera os FMA como potenciais agentes biológicos contra patógenos do solo (fungos, bactérias e nematóides) pelo fato de colonizarem o córtex radicular da grande maioria das plantas, serem de ocorrência natural no solo e ainda proporcionarem benefícios ao desenvolvimento das plantas. A dificuldade de trabalho com esses fungos é devida à grande variabilidade de efeitos na interação patógeno-planta hospedeira-FMA.

O primeiro trabalho relatando a influência de FMA sobre um patógeno de planta foi feito por Safir em 1968. Entretanto, esse tipo de associação já tinha sido anteriormente observado por Zak (1964) com ectomicorrizas. SAFIR (1968) estudou a interação de um FMA denominado ***Endogone mosseae*** Nicol. & Gerd. (hoje classificado com *Glomus mosseae*) com plantas de cebola (*Allium cepa* L.). Verificou que a doença conhecida como raiz rosada da cebola, causada pelo fungo *Pyrenochaeta terrestris* teve menor porcentagem de infecção pelo patógeno nas plantas micorrizadas do que o controle sem micorriza.

Por outro lado, Ross (1972) relata que 88% das plantas de soja inoculadas com *Phytophthora megasperma* var. *sojae* e clamidósporos de *Endogone* tiveram descoloração interna do caule e posterior morte de 33% das plantas, enquanto que apenas 17% das plantas inoculadas apenas com *Phytophthora* apresentaram a descoloração e nenhuma morreu.

Prados-Ligero et al. (2002), pesquisando a micorrização de alho com *Glomus intraradices* Schenck & Smith, não obteve resultados satisfatórios tanto na

produtividade da planta como no controle da podridão de raiz do alho causada por *Sclerotium cepivorum*.

Em contraposição, *Glomus mosseae* causou diminuição na produção e germinação de clamidósporos do fungo *Thielaviopsis basicola*, agente causal da podridão de raízes de plantas de fumo (*Nicotiana tabacum* L.); extratos das raízes micorrizadas inibiram a produção de clamidósporos (80-100%) em meio de ágar e extrato de malte (BALTRUSCHAT ; SCHÖNBECK, 1972); esse mesmo FMA aumentou a resistência de plantas de fumo à doença causada por *T. basicola*, revelando alta inibição dos clamidósporos (BALTRUSCHAT ; SCHÖNBECK, 1975). Similarmente, raízes não micorrizadas de algodão foram severamente mais danificadas por *T. basicola* do que raízes micorrizadas (SCHÖNBECK ; DEHNE, 1977). Em contraposição, o FMA *Glomus mosseae* não reduziu a severidade da doença causada por *Pythium ultimum* ou *Phytophthora megasperma* sobre plantas de soja (CHOU ; SCHMITTHENNER, 1974).

Citros (*Citrus sinensis* [L.] Osbeck cultivar “Pineapple”), abacate (*Persea americana* Mill. “Topa Topa”) e alfafa (*Medicago sativa* L. “Moapa 69”) com e sem o FMA *Glomus fasciculatum* (Thaxter) Gerd. & Trappe, foram inoculados com *Phytophthora parasítica*, *Phytophthora cinnamomi* e *Phytophthora megasperma*, respectivamente. Pequena ou nenhuma diferença à resposta das espécies de *Phytophthora* foram observadas entre plantas micorrizadas e não micorrizadas de citros e alfafa. Por outro lado, plantas de abacate micorrizadas foram mais afetadas por *P. cinnamomi* do que plantas não micorrizadas (DAVIS *et al.*, 1978).

Becker (1976), utilizando o FMA *Glomus fasciculatum*, inoculou raízes micorrizadas e não micorrizadas de cebola (*Allium cepa* L. var. Early Yellow Globe) com *Pyrenochaeta terrestris* e observou que a invasão do patógeno ocorreu apenas nas testemunhas, não micorrizadas; a restrição à penetração de raízes micorrizadas foi atribuída ao engrossamento da parede celular da planta hospedeira nos pontos de entrada do patógeno. Foi verificado haver formação de calosidades mais desenvolvidas nesses locais. Da mesma forma, Becker e Gerdemann (1977) observaram que o crescimento de *Pyrenochaeta terrestris* foi limitado pelo espessamento da parede celular quando raízes de cebola foram micorrizadas.

Em casa de vegetação, Cassiolato e Melo (1986) estudaram as interações entre *Rhizoctonia solani* e três FMA (*Glomus leptotichum* Schenck & Smith,

Gigaspora margarita Becker & Hall e *Acaulospora scrobiculata* Trappe). A melhor interação foi aquela da associação com *G. leptotichum,* apresentando menor porcentagem de plantas tombadas, maior altura e maior peso de matéria seca das plantas, bem como maior índice de colonização das raízes.

Baath e Hayman (1983) estudaram os efeitos das interações de *Glomus mosseae* e *Glomus caledonium* (Nicol. & Gerd) Trappe & Gerd., com *Verticillium albo-atrum* Reinke & Berthold, em plantas de tomate, após 29, 37 e 83 dias de interação, mas não observaram efeito interativo das espécies de *Glomus* sobre *Verticillium* no desenvolvimento da doença em qualquer um desses tempos.

Zambolim e Schenck (1983), estudando as interações entre *Glomus mosseae* e alguns patógenos da soja como *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid., *Rhizoctonia solani* Kuhn. e *Fusarium solani* (Mart.) App. & Wr. Emend Synd. & Hans, observaram que a colonização de raízes de soja por *G. mosseae* compensaram o efeito dos patógenos sem afetar a incidência destes no hospedeiro; eles reportaram não haver variação deste efeito após 25, 45 e 100 dias após a inoculação.

Caron *et al.* (1986) estudaram a interação entre *Glomus intraradices* Schenck & Smith e *Fusarium oxysporum* Schecht. f.sp. *radicis-lycopersici* Jarvis & Shoemaker sobre plantas de tomate por período de 12 semanas. A colonização por *Glomus* não foi afetada pela presença de *Fusarium*. O número de propágulos de *Fusarium* foi consistentemente menor quando as plantas foram inoculadas com *Glomus*. A presença de *Glomus* diminuiu a necrose na raiz causada por *Fusarium* nas 5, 11 e 12 semanas após a inoculação mas, efeito não significativo foi observado nas outras 9 semanas.

Declerck *et al.* (2002) estudaram a interação de quatro FMA (*Glomus* sp., *Glomus proliferum* Dalpe & Declerck, *G. intraradices* e *Glomus versiforme* (Karsten) Berch) com *Cylindrocladium spathiphylli*, causador da podridão de raízes de bananas (*Musa acuminata*, AAA, cv. Grande Naine), em condições de casa de vegetação. De forma geral, a infecção das raízes por *C. spthiphylli* reduziu o crescimento das plantas de banana, mas a pré-inoculação com FMA atenuou significativamente este efeito deletério. *Glomus* sp. e *G. proliferum* induziram maiores aumentos nos parâmetros de crescimento e assimilação de fósforo, quando comparados com *G. intraradices* e *G. versiforme*, tanto na presença quanto na ausência de *C.spathiphylli*.

Raízes de citros pré-colonizadas por *Gigaspora margarita* e *Glomus macrocarpum* foram menos atacadas por *Phytophthora parasitica* e as plantas tiveram maior peso de raiz e maior diâmetro do caule do que as não micorrizadas (SCHENCK et al., 1977).

Em plantas de morango, *G. fasciculatum* e *G. etunicatum* induziram resistência ao fungo *Phytophthora fragariae* (NORMAN et al., 1996).

Akkopru e Demir (2005) conseguiram reduzir a severidade da doença causada por *Fusarium oxysporum* f.sp. *lycopersici* em plantas de tomate inoculadas com *Glomus intraradices*.

Plantas de algodão inoculadas com *Glomus mosseae* e *Thielaviopsis basicola* mostraram maior peso da parte aérea naquelas micorrizadas, diferenças não significativas entre os pesos das raízes de plantas micorrizadas e não micorrizadas e maior tolerância à infecção pelo patógeno por plantas micorrizadas (SCHONBECK; DEHNE, 1977). A presença de *Glomus mosseae* em raízes de soja reduziu o número de plantas mortas por *Phytophthora megasperma* var. *sojae*, raças 1 e 3; observou-se a colonização micorrízica 21 dias após a inoculação e o efeito sobre o patógeno em 35 dias. Plântulas de soja com três semanas de idade inoculadas com *Glomus caledonium* (Nicol. & Gerd.) Trappe & Gerd. e *P. megasperma* var. *sojae*, raça 1, tiveram o dobro do peso das raízes não micorrizadas (WOODHEAD et al., 1977).

A interação entre *Pythium ultimum* e duas culturas de *Glomus* spp. foi estudada com plântulas de abóbora (*Cucumber sativus* L.). A inoculação dos FMA antes ou simultaneamente com a inoculação do patógeno aumentou a sobrevivência das plântulas; a inoculação com *P. ultimum* 14 dias após a semeadura não matou as plantas, mas reduziu a área foliar (ROSENDAHL ; ROSENDAHL, 1991).

Hu e Gui (1991) inocularam plantas de algodão com *Glomus mosseae* e *Glomus intraradices* e verificaram o controle desses FMA sobre o patógeno ***Fusarium oxysporum*** f.sp. ***vasinfectum*.** Além de obterem maior produtividade das plantas com a inoculação dos dois simbiontes, as plantas micorrizadas foram menos atacadas por ***F. vasinfectum*** do que as plantas não micorrizadas.

Plantas de pimenta do reino (*Piper nigrum*) foram inoculadas com os FMA *Scutellospora* sp., *Scutellospora gilmorei* (Trappe & Herd.) Walker & Sanders, *Scutellospora heterogama* (Nicol. & Gerdemannn) Walker & Sanders) e *Entrophospora*

colombiana Spain & Schenck. Três meses e meio após a micorrização, as plantas foram inoculadas com o fungo patogênico *Fusarium solani* f. sp. *piperis*. A incidência da fusariose foi de 5%, 10%, 15% e 35% para os tratamentos de *S. gilmorei*, *E. colombiana*, *S. heterogama* e *Scutellospora* sp., respectivamente, contra 85% das plantas testemunha, sem micorrização (CHU et al., 1997).

Dar et al. (1997) investigaram a interação entre o FMA *G. mosseae*, o simbionte *Rhizobium leguminosarum* e o fungo patógeno *Fusarium solani* sobre plantas de feijão (*Phaseolus vulgaris* L.). As plantas micorrizadas apresentaram significativamente maior biomassa vegetal e mobilizaram mais N e P quando comparadas com plantas não micorrizadas ou com aquelas infectadas com *F. solani*. De maneira geral, *G. mosseae* reduziu a severidade da doença, porém, inoculações do FMA conjuntas com *R. leguminosarum*, reduziram muito mais a podridão de raízes causada por *F. solani*.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Local de instalação dos experimentos

O presente trabalho foi realizado em condições de temperatura e luz controladas, no Laboratório de Micologia Fitopatológica, Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Sanidade Vegetal, Instituto Biológico de São Paulo.

Tanto para a produção do inóculo como para a realização dos experimentos, a temperatura do laboratório foi mantida mediante o auxílio de um aparelho de ar condicionado, oscilando entre 26 ± 2^{o}C. A intensidade luminosa durante estas duas fases foi de 3000 Lux; essa iluminação foi mantida pela luminosidade proveniente da luz do dia, equivalendo a aproximadamente 13 horas de luz e 11 horas de ausência de luminosidade.

3.2. Produção de inóculo dos Fungos Micorrízicos Arbusculares

3.2.1. Preparo do substrato

Para o preparo do substrato utilizou-se uma mistura de amostra de solo de baixa fertilidade e areia de rio lavada, na proporção de nove partes de areia e uma de solo. O solo utilizado foi um Latossolo Vermelho Escuro textura média (CARVALHO *et al.*, 1983), coletado na Fazenda Experimental Lageado, Botucatu (SP), nos primeiros 20 cm da

superfície. A seguir, a amostra foi seca ao ar e peneirada em malha de 2,00 mm. A análise química da amostra (macro e micronutrientes) foi feita no Laboratório de Fertilidade do Solo do Departamento de Ciências do Solo, Faculdade de Ciências Agronômicas, UNESP, Botucatu, SP (Tabela 1).

Tabela 1 – Características químicas da amostra de solo utilizada nos experimentos.

Sigla	Descrição	unidade	Resultado
Al^{+3}	Íon Alumínio	$mmol_c/dm^3$	0,00
B	Boro	mg/dm^3	0,07
Ca	Cálcio	$mmol_c/dm^3$	1,00
CTC	Capacidade de Troca Catiônica	$mmol_c/dm^3$	69,00
Cu	Cobre	mg/dm^3	1,20
Fe	Ferro	mg/dm^3	76,00
H+Al	Alumínio trocável	$mmol_c/dm^3$	68,00
K	Potássio	$mmol_c/dm^3$	0,20
M.O.	Matéria Orgânica	g/dm^3	10,00
Mg	Magnésio	$mmol_c/dm^3$	0,02
Mn	Manganês	mg/dm^3	0,30
P	Fósforo resina	mg/dm^3	2,00
pH	Indice de pH	-	4,00
S	Enxofre	mg/dm^3	0,00
SB	Soma de Bases	$mmol_c/dm^3$	1,00
V	Saturação de Bases	%	2,00
Zn	Zinco	mg/dm^3	0,20

Metodologia das análises: Análise Química para Avaliação da Fertilidade de Solos Tropicais (RAIJ et al., 2001).

O substrato foi acondicionado em lata com capacidade para l8 litros, mantendo-se a umidade em 80% da capacidade de campo. A seguir, realizou-se o processo de tindalização, em autoclave sob vapor fluente, temperatura de 90 a 100°C, durante duas horas, por três dias consecutivos. Após, a lata com o substrato foi colocada em estufa a 50^0C, com ventilação, revolvendo-se o substrato de hora em hora para auxiliar na secagem do mesmo.

3.2.2. Fungos Micorrízicos Arbusculares (FMA)

Para o preparo do inóculo foram utilizados os FMA *Glomus etunicatum* Becker & Gerd. e *Glomus clarum* Nicol. & Schenck, fornecidos pelo Laboratório de Microbiologia do Departamento de Solos, Geologia e Fertilizantes, ESALQ/USP, Piracicaba (SP). Cada um desses fungos foi multiplicado em plantas de *Brachiaria ruziziensis* e vieram acompanhados por pedaços de raízes de *B. ruziziensis*, esporos e micélio do endófito, veiculados em 300 gramas de substrato.

Para a multiplicação de *G.etunicatum* e *G.clarum* foram utilizadas plantas de sorgo (*Sorghum bicolor* L.) cultivar Rubi como planta hospedeira.

3.2.3. Inoculação

A multiplicação dos FMA foi feita em vasos de plástico com capacidade para 2.500 gramas, cujo substrato foi preparado conforme descrito no ítem 3.2.1. Cada FMA foi multiplicado separadamente, adicionando-se 50 ml da amostra de inóculo, contendo cerca de 500 esporos do respectivo simbionte e semeando-se, a seguir, cinco sementes de sorgo em cada um; essas sementes de sorgo passaram por processo prévio de desinfestação em solução 0,5% de hipoclorito de sódio por 15 minutos. Para cada tipo de fungo micorrízico foram inoculados cinco vasos. Foram também preparados, da mesma forma, cinco vasos testemunhas que receberam apenas as sementes de sorgo, sem inoculação dos FMA. A seguir, todos os vasos foram transportados para um laboratório com temperatura 26 ± 2^{o}C e luminosidade de 3000 Lux, sendo mantidos alí por 120 dias. Cinco dias após a germinação das sementes, procedeu-se ao desbaste, mantendo-se três plantas por vaso. A umidade foi mantida em 60% da capacidade de campo, durante todo o período de desenvolvimento das plantas.

3.2.4. Adubação

Após a inoculação dos FMA cada vaso recebeu adubação com soluções estoques de macronutrientes 1 M das seguintes substâncias: sulfato de magnésio – $MgSO_4$ (120

g L^{-1}); nitrato de potássio – KNO_3 (101g L^{-1}); fosfato de potássio – KH_2PO_4 (136 g L^{-1}); nitrato de cálcio – $Ca(NO_3)_2$ (164 g L^{-1}). De cada uma dessas soluções estoques foi retirado l mL, completando-se o volume para 1.000 mL com água destilada. Foram adicionados aproximadamente 100 mL em cada vaso no início da inoculação dos FMA e de 15 em 15 dias até o final do experimento. Além dos macronutrientes foi aplicada solução de micronutrientes diluída (1:1000) de Hoagland & Arnon, descrita por Sarruge (1975), porém sem o manganês. Essa solução foi adicionada aos vasos de 15 em 15 dias, intercaladas com os macronutrientes, até o final do experimento, na quantidade de 100 mL $vaso^{-1}$. Em cada vaso foi adicionado, no total, 49,6 ug g^{-1} de fósforo. A umidade dos vasos não ultrapassou 60% da capacidade de campo, do momento da inoculação até o final do experimento. Os vasos testemunhas também foram adubados e umedecidos da mesma forma que os inoculados com os FMA.

3.2.5. Isolamento e contagem dos esporos

Ao final de 120 dias após o plantio, as plantas de cada vaso foram cortadas rente ao colo, eliminando-se a parte aérea e reservando-se a porção contendo solo e raízes; as raízes foram cortadas em pedaços com cerca de 1 cm de comprimento e devolvidas ao restante do substrato, constituindo-se portanto, o inóculo multiplicado. Uma porção desse inóculo (cerca de 50mL) foi reservada para aferir a presença de esporos de *G.etunicatum* e *G.clarum*. Para tanto, utilizou-se a técnica de peneiramento do solo em via úmida e decantação segundo Gerdemann e Nicolson (1963) e centrifugação em sacarose segundo Jenkins (1964), com os seguintes passos:

a) 50 mL de inóculo bem homogeneizado foram transferidos para um frasco ao qual foi adicionado 100 mL de água; agitou-se vigorosamente o conteúdo e deixou-se sedimentar por dois minutos;

b) o líquido sobrenadante foi passado sucessivamente por um conjunto de quatro peneiras de solo de 60, 100, 200 e 325 mesh, dispostas nessa ordem;

c) acrescentou-se água novamente ao sedimentado deixado no frasco, repetindo-se o processo por mais quatro vezes;

d) o material retido nas peneiras foi coletado em um bequer, lavando-se muito bem cada uma delas;

e) adicionou-se ao bequer 30 mL de solução de sacarose a 50%, agitou-se e procedeu-se a uma centrifugação a 1.000 rpm por 2 a 3 minutos.

f) o sobrenadante contendo os esporos foi passado novamente pelo sistema de quatro peneiras;

g) os esporos retidos nas peneiras foram lavados com água destilada para retirada do excesso de sacarose; em seguida os esporos foram transferidos para um bequer com pequena quantidade de água destilada;

h) para a contagem dos esporos foi utilizada uma placa nematológica; um volume da solução de esporos foi adicionado à placa em quantidade suficiente para encher as canaletas; com o microscópio estereoscópico procedeu-se à contagem do número de esporos presentes na placa; repetiu-se a operação até acabar a solução do bequer. Somando-se todas as contagens, o resultado obtido para cada um dos fungos micorrízicos foi de 500 esporos de *G. etunicatum* ($50mL^{-1}$) e 700 esporos de *G. clarum* ($50mL^{-1}$).

Após a contagem, os esporos foram acondicionados em sacos plásticos e mantidos em geladeira a 4°C para uso posterior.

3.3. Experimentos

3.3.1. Experimento 1: Interação FMA – *Rosmarinus officinalis* - *Fusarium oxysporum*

3.3.1.1. Inoculação dos FMA e plantio do hospedeiro

Mudas de alecrim (*Rosmarinus officinalis* L.) obtidas por estaquia foram enraizadas, em casa de vegetação, em substrato constituído de areia de rio lavada, sem adubação, durante 60 dias. Optou-se por estaquia pois, em nosso meio, com nossas condições climáticas, as sementes têm se mostrado estéreis (CASTRO ; CHEMALE, 1995). Cada inóculo de FMA, obtido conforme item 3.2., constou de esporos [500 esporos de *G.etunicatum* $(50mL)^{-1}$ de solo e 700 esporos de *G.clarum* $(50mL)^{-1}$ de solo] e ainda, fragmentos de raízes infectadas e micélio. Para tanto, em vasos plásticos de 11 centímetros de altura e com capacidade para 550mL, foram adicionados 350 mL de substrato (preparado conforme item 3.2.1., porém,

composto por uma parte de areia e uma de terra) e sobre este, 50 mL de inóculo do respectivo endófito, plantando-se a seguir a muda de alecrim e completando-se o vaso com o restante do substrato até 500 mL de sua capacidade. Foram inoculados 16 vasos com *G.etunicatum* e 16 com *G.clarum*. O mesmo procedimento foi utilizado para as plantas testemunha, com igual número de repetições, porém, estas não receberam inóculo de FMA. A umidade foi mantida em 60% da capacidade de campo, durante todo o período de desenvolvimento das plantas.

3.3.1.2. Adubação dos vasos de alecrim

A adubação dos vasos de alecrim foi feita com macro e micronutrientes conforme descrito no item 3.2.5., porém empregando-se, tanto para macro quanto para micronutrientes, apenas 50 mL $vaso^{-1}$. Em cada vaso foi adicionado, no total, 24,8 ug g^{-1} de fósforo. A umidade dos vasos não ultrapassou 60% da capacidade de campo, do momento da inoculação até o final do experimento. Os vasos testemunhas também foram adubados e umedecidos da mesma forma que os inoculados com os FMA.

3.3.1.3. Fungo patogênico *Fusarium oxysporum*

3.3.1.3.1. Obtenção e multiplicação do isolado de *F. oxysporum*

O isolado de *Fusarium oxysporum* foi obtido de plantas de alecrim (*Rosmarinus officinalis* L.) procedentes da cidade de São Paulo, SP. Essas plantas apresentavam-se com sintomas característicos de “murcha”, evidenciando, através de cortes superficiais realizados com uma lâmina, leve escurecimento do caule na região dos vasos lenhosos. Após isolamento, pelos métodos tradicionais de desinfecção, o fungo foi mantido em frascos de vidro com água destilada (Método de Castellani). A identificação da espécie do fungo foi feita com o auxílio de literatura especializada (BOOTH, 1971: NELSON et al., 1983).

3.3.1.3.2. Preparo do inóculo de *F. oxysporum*

Um fragmento de meio de cultura contendo o fungo foi retirado do frasco, colocado em placa contendo meio BDA (batata-dextrose-ágar) e mantido por 6 dias em câmara tipo BOD com temperatura de 26^{o}C e escuro.

O inóculo de *F. oxysporum* constou de suspensão conidial e micelial. Para tanto, o fungo crescido na placa com BDA foi repicado para outras placas contendo o mesmo meio de cultura. Essas placas foram novamente mantidas em câmara tipo BOD, à temperatura de 26^{o}C e escuro, por 8 dias. Após esse período, 10 mL de água destilada esterilizada foi adicionada às placas contendo a cultura do patógeno e, em seguida, micélio e esporos foram removidos das placas com a ajuda de um pequeno pincel de cerdas macias. A suspensão de cada placa foi filtrada em quatro camadas de gaze para retirada dos fragmentos sólidos do meio de cultura, constituindo assim uma suspensão final. O número de esporos da suspensão foi determinado através da câmara de Neubauer (hemocitômetro), obtendo-se a concentração final de 5 x 10^{3} esporos mL^{-1}.

3.3.1.3.3. Inoculação do patógeno em plantas de alecrim micorrizadas

Para inoculação do patógeno foram utilizadas plantas de alecrim micorrizadas há 90 dias (5 vasos com *G. etunicatum* e 5 vasos com *G. clarum*) e ainda 5 plantas testemunha (sem inoculação do FMA). O solo de cada um dos 15 vasos foi revolvido, superficialmente, com a ajuda de uma pinça, de maneira a formar um sulco esférico ao redor da região próxima das raízes. Nestes sulcos, em cada vaso, foram vertidos 15 mL de suspensão de conídios de *F. oxysporum*. A seguir, os vasos foram umedecidos, de maneira a manter-se a umidade em 60% da capacidade de campo, sendo empregado esse mesmo critério de umidade por período de 12 dias, quando apareceram os primeiros sintomas da doença.

3.3.2. Experimento 2: Interação FMA – *Ocimum basilicum - Fusarium oxysporum*

3.3.2.1. Inoculação dos FMA e plantio do hospedeiro

Para o plantio de manjericão (*Ocimum basilicum* L.) foram utilizadas sementes comerciais não tratadas. Cada inóculo, obtido conforme ítem 3.2., constou de esporos [500 esporos de *G. etunicatum* (50 mL^{-1}) de solo e 700 esporos de *G. clarum* (50 mL^{-1}) de solo] e ainda fragmentos de raízes infectadas e micélio. Em vasos plásticos de 11 centímetros de altura e capacidade para 550mL, foram adicionados 400 mL de substrato (preparado conforme item 3.2.1., porém, composto por uma parte de areia e uma de terra) e sobre este 50 mL de inóculo do respectivo endófito, semeando-se, a seguir, dez sementes de manjericão em cada um, cobrindo-se as mesmas com fina camada do substrato, ou seja, 50 mL. Essas sementes de manjericão passaram por processo prévio de desinfestação em solução 0,5% de hipoclorito de sódio por 15 minutos. Foram inoculados 12 vasos com *G .etunicatum* e 12 com *G. clarum*. O mesmo procedimento foi utilizado para as plantas testemunha, com igual número de repetições. Cada um dos vasos testemunhas recebeu 450 mL de substrato e sobre este foram semeadas dez sementes de manjericão, cobrindo-se as mesmas com mais 50 mL do substrato. Trinta dias após a germinação das sementes, procedeu-se ao desbaste, mantendo-se três plantas por vaso, tanto para as plantas inoculadas quanto para as plantas testemunhas. A umidade de todos os vasos foi mantida em 60% da capacidade de campo, durante todo o período de desenvolvimento das plantas.

3.3.2.2. Adubação dos vasos de manjericão

A adubação dos vasos de manjericão seguiu os mesmos procedimentos adotados para o alecrim (item 3.3.1.2.)

3.3.2.3. Fungo patogênico *Fusarium oxysporum*

3.3.2.3.1. Obtenção e multiplicação do isolado de *F. oxysporum*

O isolado de *Fusarium oxysporum* foi obtido de plantas de manjericão anão (*Ocimum minimum*) procedentes de Salvador, BA. Essas plantas apresentavam-se com sintomas característicos de "murcha", evidenciando, através de cortes superficiais realizados com uma lâmina, leve escurecimento do caule na região dos vasos condutores. Após isolamento pelos métodos tradicionais de desinfecção, o fungo foi mantido em frascos de vidro com água destilada (Método de Castellani). A identificação da espécie do fungo foi feita com o auxílio de literatura especializada (BOOTH, 1971; NELSON et al., 1983).

3.3.2.3.2. Preparo do inóculo de *F. oxysporum*

O inóculo de *F. oxysporum* isolado do manjericão foi preparado da mesma forma que o descrito no item 3.3.1.3.2., obtendo-se a mesma concentração final de 5 x 10^3 esporos mL^{-1}.

3.3.2.3.3. Inoculação do patógeno em plantas de manjericão micorrizadas

A inoculação de *F. oxysporum* em manjericão seguiu os mesmos procedimentos descritos no item 3.3.1.3.3., utilizando-se 5 vasos com *G. etunicatum*, 5 vasos com *G. clarum* e 5 plantas testemunha (sem inoculação do FMA). Os sintomas também apareceram após 12 dias.

3.4. Variáveis analisadas

A avaliação da reação do hospedeiro ao patógeno foi feita com base no número de plantas que apresentavam os sintomas da doença, seguidos pelo reisolamento do

patógeno em meio de cultura. Esse procedimento foi adotado tanto para as plantas testemunhas quanto para as plantas micorrizadas com *G. etunicatum* e *G. clarum*.

As variáveis relativas ao crescimento e micorrização das plantas foram determinadas aos 120 dias após o plantio ou semeadura. As variáveis analisadas foram: altura das plantas (AP); matéria seca da parte aérea (MSPA); matéria fresca das raízes (MFR); taxa de esporulação (TE), porcentagem de colonização micorrízica (CR) e teor de macro e micro nutrientes na parte aérea das plantas (TMm).

3.4.1. Altura das plantas (AP)

A partir de meio centímetro da superfície do solo, mediu-se a altura de cada planta da parcela, obtendo-se uma média. Para o alecrim, o resultado foi oriundo de apenas uma planta por vaso (16 repetições), enquanto que, para o manjericão, o resultado foi uma média das três plantas por vaso (12 repetições).

3.4.2. Matéria seca da parte aérea (MSPA)

As plantas foram cortadas a meio centímetro da superfície do solo, lavadas (água corrente, destilada e deionizada), acondicionadas em sacos de papel e deixadas para secar em estufa a 60^0C até obter-se peso constante. Em seguida, determinou-se o peso da matéria seca em balança de precisão.

3.4.3. Matéria fresca das raízes (MFR)

Após o corte da parte aérea das plantas, as raízes foram retiradas dos vasos e lavadas em água corrente. A seguir, foram previamente secas com uso de papel tipo toalha e procedeu-se à pesagem das mesmas.

3.4.4. Taxa de esporulação (E)

Após a coleta da parte aérea e das raízes, o solo de cada vaso foi homogeneizado e retirou-se uma amostra de 50 mL. A contagem dos esporos foi feita conforme o método descrito no ítem 3.2.6.

3.4.5. Porcentagem de colonização micorrízica (CR)

Para a quantificação da colonização micorrízica, utilizaram-se os métodos de coloração de raízes e porcentagem de colonização micorrízica descritos respectivamente por Phillips e Hayman (1970) e Giovannnetti e Mosse (1980).

3.4.5.1. Método de coloração de raízes

De acordo com o sugerido por Phillips e Hayman (1970), foram coletadas raízes de várias partes do sistema radicular de cada planta, de tal maneira a se obter uma amostra representativa. As raízes foram lavadas e, para efeito de conservação, foram acondicionadas em AFA (álcool - 200 ml; formol - 13 ml; ácido acético - 5 ml). Para o processo de coloração, as raízes foram retiradas do AFA, lavadas em água corrente, imersas em solução aquosa de KOH 10% e deixadas em banho maria a 70^0C durante 1 hora. Novamente, procedeu-se à lavagem em água corrente. Na etapa seguinte adicionou-se solução aquosa de HCl a 1%, a frio, por 2-3 minutos. Em seguida realizou-se a coloração com lactofenol mais azul de tripano 0,05% (solução corante), em banho maria a 90^0C, durante 3-4 minutos; após esse período substituiu-se o lactofenol colorido (solução corante) por lactofenol incolor (solução descorante), mantendo-se as raízes nessa solução por 24 horas.

Solução Corante - Misturam-se volumes iguais de glicerina, ácido lático e água destilada com 0,5 g de azul de tripano.

Solução Descorante - Misturam-se partes iguais de glicerina, ácido lático e água destilada.

3.4.5.2. Determinação da porcentagem de colonização micorrízica

Para a avaliação posterior da colonização micorrízica, retirou-se uma amostra de raiz e secou-se em papel absorvente. Cortaram-se fragmentos de cerca de 1cm e distribuiu-se homogeneamente sobre lâminas para microscopia. Foram analisadas 3 lâminas contendo 10 segmentos de raiz colorida, perfazendo o total de 30 segmentos por repetição e a avaliação da taxa de colonização micorrízica foi feita sob microscópio óptico 40x (GIOVANNETTI ; MOSSE, 1980).

3.4.6. Análise de macro e micronutrientes no substrato e nas plantas

Ao final do experimento procedeu-se à análise de macro e de micronutrientes no substrato e na matéria seca da parte aérea das plantas, pelos Laboratório de Fertilidade do Solo e Plantas do Departamento de Ciências do Solo, Faculdade de Ciências Agronômicas, UNESP, Botucatu (SP). Para isso foram utilizadas metodologias de Raij et al. (2001) e Malavolta et al. (1997).

3.5. Delineamento experimental

Para os dois experimentos, o delineamento experimental foi inteiramente casualizado com três tratamentos (GE - *G. etunicatum;* GC - *G. clarum;* T – Testemunha); dezesseis repetições para o experimento 1 (alecrim) e doze repetições para o experimento 2 (manjericão). Cada repetição (ou parcela) foi representada por um vaso, contendo uma planta para o alecrim e 3 plantas para o manjericão.

Os dados foram submetidos à análise de variância para experimentos inteiramente casualizados, empregando-se os testes F e Tukey ao nível de 5% de probabilidade. Para efeito de análise, os dados relativos aos teores de nutrientes foram transformados para ln x, a colonização micorrízica para arco seno $\sqrt{}$ x/100 e a contagem de esporos para $\sqrt{}$ x+0,5 (SNEDECOR ; COCHRAN, 1972). Os demais parâmetros avaliados foram analisados com os dados originais.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. Experimento 1: Interação FMA – *Rosmarinus officinalis* - *Fusarium oxysporum*

4.1.1. Parâmetros de micorrização

Os efeitos da micorrização nas plantas de alecrim são apresentados na Tabela 2. A altura (AP), matéria seca da parte aérea (MSPA) e esporulação (E) foram maiores nas plantas inoculadas com *G. clarum* em relação às inoculadas com *G. etunicatum*. Entretanto, para a colonização radicular (CR) ocorreu o inverso, ou seja, foi maior nas plantas inoculadas com *G. etunicatum*. Para o parâmetro MFR, não houve diferença em relação à espécie de FMA inoculado. Quando comparado a *G. etunicatum*, podemos observar que *G. clarum* apresentou menor colonização radicular, porém maior esporulação que aquele simbionte. Em relação às plantas testemunha, *G. clarum* diferiu significativamente destas em todos os parâmetros, porém *G. etunicatum* não diferiu estatisticamente das plantas testemunha nos parâmetros AP e MSPA. Apesar de *G. etunicatum* apresentar maior colonização radicular (CR) que *G. clarum*, isto não foi refletido no parâmetro altura (AP), como evidenciado na Figura 1.

Tabela 2 - Altura da planta (AP), produção média de matéria fresca radicular (MFR), produção média de matéria seca da parte aérea (MSPA), colonização radicular (CR) e esporulação (E), na presença e na ausência de *Glomus clarum* e *Glomus etunicatum* em plantas de alecrim.[1]

.

	AP (cm)	**MFR (g/vaso)**	**MSPA (g/vaso)**	**CR (%)[2]**	**E (n° de esporos/50 ml solo)[2]**
Glomus clarum	19,28 **a**[3]	1,14 **a**	1,12 **a**	65,21 **b**	254,81 **a**
Glomus etunicatum	15,53 **b**	0,94 **a**	0,67 **b**	85,21 **a**	171,50 **b**
Testemunha	15,31 **b**	0,47 **b**	0,74 **b**	0,00 **c**	0,00 **c**
C.V. (%)	23,67	47,19	29,00	26,21	16,20

[1] Média de 16 repetições (foi avaliada 1 planta/vaso)

[2] Para efeito de análise, os dados de colonização e esporulação foram transformados para arco seno $\sqrt{x}/100$ e $\sqrt{x}+0,5$, respectivamente.

[3] Médias seguidas da mesma letra, nas colunas, não diferem significativamente entre si (Tukey, 5%).

Figura 1 – Plantas de alecrim mostrando as diferenças na variável altura (AP). À direita, planta inoculada com *Glomus clarum*. No centro, planta inoculada com *Glomus etunicatum*. À esquerda, planta não inoculada com FMA (testemunha).

O aumento da colonização micorrízica parece nem sempre se correlacionar com o aumento do crescimento da planta, como demonstrado em trabalhos que revelam a ocorrência de uma grande variabilidade na capacidade do FMA em colonizar as raízes do hospedeiro (infectividade) e promover o crescimento vegetal (JAIZME-VEJA ; AZCÓN, 1995). Normalmente, a eficiência micorrízica está relacionada à quantidade de micélio externo formado no solo. Certos FMA podem possuir grande capacidade de colonizar o hospedeiro, porém a proporção de hifas externas (estruturas que permitem a maior absorção de nutrientes) varia muito entre as espécies de FMA (MARSCHNER, 1995).

Por outro lado, no experimento em questão, *G. clarum* apresentou colonização micorrízica menor, porém, com uma esporulação maior, quando comparado a

G.etunicatum, mostrando inversão entre os dois parâmetros. Resultados semelhantes foram conseguidos por Bordin (2002), na micorrização de tomateiros, obtendo maior colonização radicular com *G. clarum* (63,28%) em comparação com *G. margarita* (57,48%). Entretanto, esse autor obteve maior esporulação com *G. margarita* (247,21 esporos.100 g^{-1} de solo seco) do que com *G. clarum* (15,65 esporos.100 g^{-1} de solo seco). Douds Jr. e Schenck (1990) demonstram que, em razão das condições tanto dos simbiontes como ambientais, parâmetros de colonização e densidade de esporos não são dependentes um do outro, embora se entenda que possam estar relacionados. Isto foi demonstrado em experimentos onde se utilizaram diferentes concentrações de nutrientes na micorrização de *Paspalum notatum* por 3 FMAS (*Gigaspora margarita*, *Acaulospora longula* e *Glomus intraradices*). Os resultados revelaram parâmetros de colonização e de densidade de esporos não dependentes um do outro, de acordo com o simbionte e a concentração de nutrientes utilizados. Da mesma forma, Schubert et al. (1988) não observaram correlação entre densidade de esporos de FMA na rizosfera e a colonização de raízes em videiras. De acordo com o fungo considerado, a resposta da planta pode sofrer alterações, porém seu potencial de resposta à colonização parece estar ligado à herança genética, ou seja, relacionado às características morfológicas, fisiológicas ou fenológicas do hospedeiro, que controlam a demanda e o suprimento de fósforo, e, desta forma, o grau de dependência da planta (KOIDE, 1991). Aspectos da relação fungo-planta devem ser considerados para o estabelecimento da simbiose micorrízica, uma vez que efeitos da variação genotípica sobre a colonização têm sido relatados em grande número de espécies de plantas (GIANINAZZI-PEARSON, 1996).

Os dois FMA utilizados neste experimento foram também avaliados por Silva et al. (1998) na micorrização do urucuzeiro (*Bixa orellana* L.), junto com dois outros FMA, quais sejam, *Gigaspora margarita* e *Scutellospora heterogama*. Em relação ao número de esporos/50 cm^3 de solo foram constatadas diferenças significativas, sendo os maiores valores encontrados nos tratamentos com inoculação de *G. clarum* e *Gigaspora margarita*. Quanto à colonização micorrízica, os resultados também diferiram significativamente, porém os maiores resultados foram obtidos para *Glomus clarum* e *Scutellospora heterogama*. Neste caso, *G. clarum* foi o endófito mais eficiente, restando o terceiro lugar para *G. etunicatum*, tanto no parâmetro esporulação quanto na colonização micorrízica. Esses autores verificaram ainda que os quatro FMA não diferiram

significativamente entre si e em relação à testemunha sem inoculação, nos parâmetros altura, diâmetro à altura do colo e peso da parte aérea seca.

4.1.2. Nutrientes

Comparando-se os teores de macronutrientes e micronutrientes presentes na matéria seca da parte aérea em plantas de alecrim (Tabela 3) pode-se observar que as plantas de alecrim micorrizadas com *G. clarum* apresentaram teores maiores de K, S, Cu e Mn do que as plantas micorrizadas com *G. etunicatum* e plantas testemunha. Da mesma forma, plantas micorrizadas com *G. clarum* apresentaram teores maiores de N e P do que plantas não micorrizadas, enquanto que plantas micorrizadas com *G. etunicatum* apresentaram teores maiores de K e Zn do que plantas testemunha. Por outro lado não se constatou efeito da micorrização para os teores de N, P, S, Cu e Mn para plantas micorrizadas com *G. etunicatum*. Também não foi constatado efeito da micorrização para os teores de Ca, Mg, B e Fe presentes na matéria seca da parte aérea em plantas de alecrim micorrizadas com *G. clarum* e *G. etunicatum*.

Plantas inoculadas com *G. clarum* apresentaram teores de N, P e K maiores do que as inoculadas com *G. etunicatum* e estas últimas, por sua vez, apresentaram valores maiores em relação às plantas testemunha, não micorrizadas. Este resultado provavelmente refletiu na altura das plantas (AP) que apresentaram maior peso seco da parte aérea (MSPA), como pode ser visualizado através da Tabela 2 e Figura 1, mostrando uma relação raiz/parte aérea que variou de acordo com o FMA utilizado e com a disponibilidade de nutrientes.

Tabela 3 - Teores de macro e de micronutrientes na matéria seca da parte aérea de plantas de alecrim inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares.

	Nutriente	Unidade	Tratamentos[1]						C.V.
			GC		GE		T		%
N	Nitrogênio	g kg^{-1}	1,40[2]	a[3]	1,33	ab	1,27	b	1,51
P	Fósforo	g kg^{-1}	0,19	a	0,15	ab	0,13	b	6,29
K	Potássio	g kg^{-1}	2,47	a	2,13	b	1,97	c	1,18
Ca	Cálcio	g kg^{-1}	0,97	a	1,00	a	1,10	a	5,73
Mg	Magnésio	g kg^{-1}	0,27	a	0,24	a	0,25	a	3,46
S	Enxofre	g kg^{-1}	0,23	a	0,19	b	0,19	b	3,85
B	Boro	mg kg^{-1}	5,60	a	6,20	a	5,67	a	2,38
Cu	Cobre	mg kg^{-1}	1,50	a	1,07	b	0,83	b	5,95
Fe	Ferro	mg kg^{-1}	26,87	a	28,40	a	32,40	a	7,16
Mn	Manganês	mg kg^{-1}	15,10	a	9,67	b	10,83	b	5,66
Zn	Zinco	mg kg^{-1}	4,63	ab	5,10	a	4,07	b	3,43

[1] GC= *Glomus clarum*; GE= *Glomus etunicatum*; T= testemunha

[2] Para efeito de análise, os dados foram transformados para arco seno $\sqrt{x/100}$ (médias de 3 repetições).

[3] Médias seguidas da mesma letra, nas linhas, não diferem significativamente entre si (Tukey, 5%).

Metodologia da análise: Malavolta et al., 1997.

Segundo Klepper (1991), a relação raiz/parte aérea varia com a espécie e a fase de crescimento da planta e com as condições ambientais. A disponibilidade de nutrientes minerais para a planta, principalmente nitrogênio e fósforo, pode provocar alterações no crescimento e morfologia da raiz e na distribuição do sistema radicular no substrato. O crescimento da raiz aumenta nos locais com maior disponibilidade desses nutrientes comparados a sítios com menor disponibilidade, e leva ao decréscimo da relação da massa da matéria seca de raiz/parte aérea (MARSCHNER, 1995).

De acordo com Yano et al. (1996), a formação de micorrizas pode alterar a morfologia do sistema radicular e o padrão de alteração varia conforme a espécie hospedeira e os FMA utilizados. As modificações na morfologia do sistema radicular promovidas pelas micorrizas são uma resposta adaptativa da planta às condições predominantes em determinado momento (FITTER et al., 1991). Portanto, o conhecimento das modificações ocorridas na morfologia de raízes colonizadas por FMA pode auxiliar no

entendimento dos mecanismos pelos quais a associação influencia a absorção e a ciclagem de nutrientes em sistemas naturais ou agrícolas (HOOKER ; ATKINSON, 1992).

4.1.3. Controle do patógeno *Fusarium oxysporum*

Após 12 dias da inoculação do patógeno, as plantas testemunha começaram a apresentar os primeiros sintomas de "murcha", ou seja, o amarelecimento das folhas e o escurecimento visível das regiões vasculares dos caules. Portanto, empregando-se a metodologia descrita, o patógeno foi reisolado em meio de cultura. Esse procedimento foi adotado para cada uma das plantas não inoculadas com os FMA. Com relação às plantas micorrizadas, tanto para *G. etunicatum* como para *G. clarum*, pode-se notar início de murcha nas plantas, porém, a sintomatologia não progrediu e as plantas mantiveram-se sadias, com nítida continuidade de crescimento (Figura 2). Não se conseguiu isolar o patógeno das plantas micorrizadas, o que leva a crer que o fungo pode ter previamente colonizado as plantas, mostrando leve sintomatologia, porém encontrou barreiras que impediram a continuidade da colonização. Portanto, tanto *G. clarum* quanto *G. etunicatum* foram eficientes no controle de *F. oxysporum* em plantas de alecrim. Dugassa et al. (1996), ao inocular plantas de linho (*Linum usitatisssimum* L.) com FMA, verificaram que as plantas micorrizadas apresentaram resistência elevada ao fungo *Fusarium oxysporum* f. sp. *lini*. Os efeitos da doença apresentaram níveis diferentes, dependentes da cultivar de linho utilizada. Os pesquisadores atribuíram aos FMA habilidade para induzir tolerância ao patógeno. Esta habilidade pode estar ligada à produção de compostos fenólicos pelas raízes das plantas, como resposta de defesa à presença de patógenos, o que faz com que os FMA sejam estimulados no seu desenvolvimento (ELIAS ; SAFIR, 1987; TSAI ; PHILLIPS, 1991; BÉCARD et al., 1992; BAPTISTA ; SIQUEIRA, 1994; ROMERO ; SIQUEIRA, 1996).

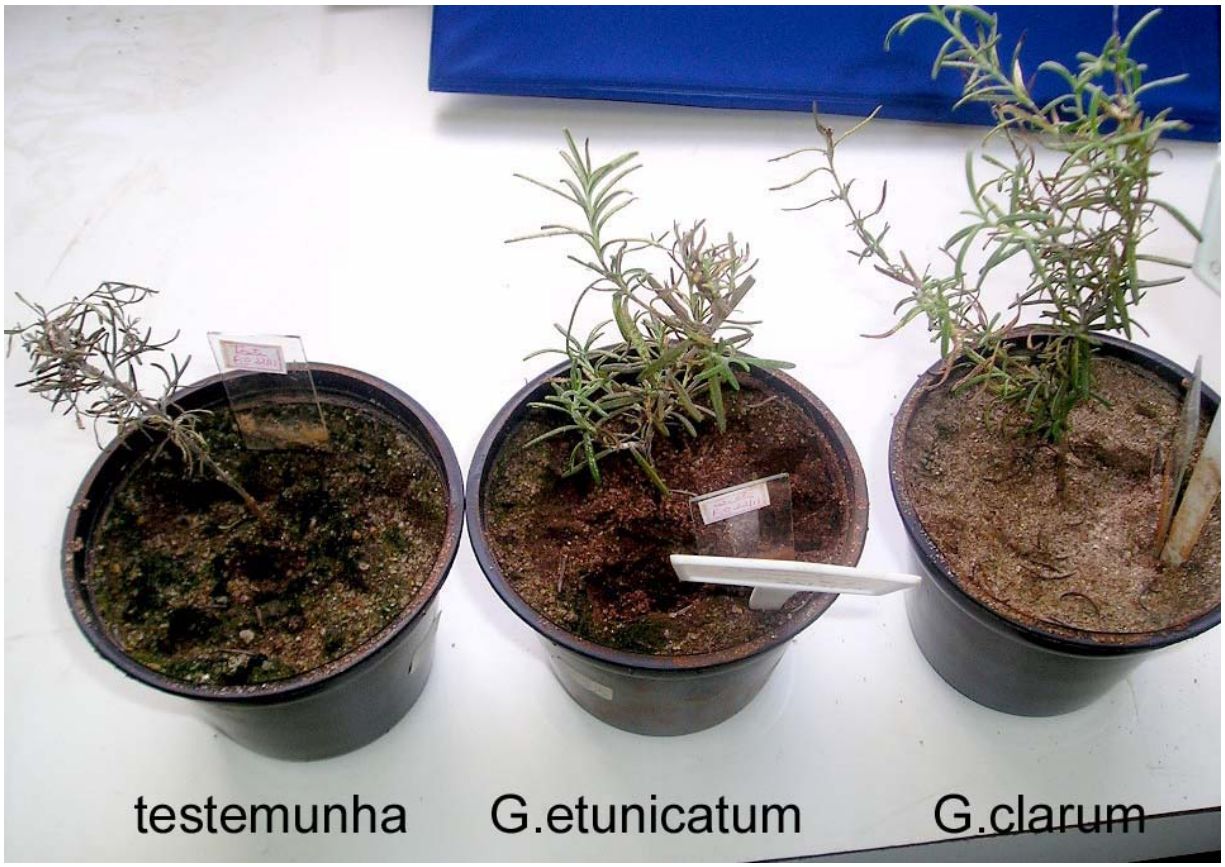

Figura 2 – Plantas de alecrim com 90 dias de micorrização, mostrando sintomas de "murcha", 12 dias após a inoculação com *Fusarium oxys*porum. À direita, planta inoculada com *Glomus clarum*. No centro, planta inoculada com *Glomus etunicatum*. À esquerda planta não inoculada com FMA (testemunha).

Comparando-se as características químicas do solo de vasos com plantas de alecrim ao final do experimento 1 (Tabela 4) observa-se que os valores dos parâmentros K, Ca, Cu, Mg, SB, M.O. e CTC foram semelhantes entre vasos com plantas micorrizadas e plantas não micorrizadas. Da mesma forma, os valores dos parâmentros P, Al^{+3}, H+Al, S, Fe, B e V% foram semelhantes entre vasos com plantas micorrizadas com *Glomus etunicatum* e plantas não micorrizadas, enquanto que, os valores obtidos de Mn e Zn foram semelhantes entre plantas micorrizadas com *Glomus clarum* e plantas não micorrizadas.

Os valores de pH e Zn em vasos com plantas micorrizadas com *Glomus etunicatum* foram superiores aos obtidos em vasos com plantas não micorrizadas. Da mesma forma vasos com plantas micorrizadas com *Glomus clarum* apresentaram valores maiores de pH, P e V% do que vasos com plantas não micorrizadas.

O Mn foi o único elemento em que o valor obtido em vasos com plantas não micorrizadas foi maior do que vasos com plantas micorrizadas com *Glomus etunicatum*, enquanto que, os valores obtidos de Al^{+3} , H+Al, S, Fe, e B foram maiores em vasos com plantas não micorrizadas do que em vasos com plantas micorrizadas com *Glomus clarum*.

Tabela 4 – Características químicas do substrato de vasos com plantas de alecrim inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares ao final do experimento 1.

	Descrição	**Unidade**	**Tratamentos[1]**						**C.V.**
			GC		**GE**		**T**		**%**
Al^{+3}	Íon Alumínio	$mmol_c\ dm^{-3}$	5,67[2]	**b[3]**	8,33	**a**	9,00	**a**	9,76
B	Boro	$mg\ dm^{-3}$	0,32	**b**	0,39	**ab**	0,47	**a**	19,76
Ca	Cálcio	$mmol_c\ dm^{-3}$	9,67	**a**	8,67	**a**	8,33	**a**	15,91
CTC	Capacidade de Troca Catiônica	$mmol_c\ dm^{-3}$	44,67	**a**	50,00	**a**	52,00	**a**	8,04
Cu	Cobre	$mg\ dm^{-3}$	0,23	**a**	0,37	**a**	0,33	**a**	32,26
Fe	Ferro	$mg\ dm^{-3}$	67,33	**b**	78,33	**ab**	93,67	**a**	7,76
H+Al	Alumínio trocável	$mmol_c\ dm^{-3}$	31,67	**b**	38,00	**ab**	40,00	**a**	6,94
K	Potássio	$mmol_c\ dm^{-3}$	1,50	**a**	1,70	**a**	1,83	**a**	13,31
M.O	Matéria Orgânica	$g\ dm^{-3}$	9,00	**a**	10,67	**a**	12,33	**a**	12,88
Mg	Magnésio	$mmol_c\ dm^{-3}$	2,33	**a**	1,67	**a**	2,00	**a**	23,45
Mn	Manganês	$mg\ dm^{-3}$	2,23	**a**	1,80	**b**	2,47	**a**	7,98
P	Fósforo resina	$mg\ dm^{-3}$	14,33	**a**	10,67	**b**	10,67	**b**	10,87
pH	Indice de pH	$CaCl_2$	4,40	**a**	4,30	**b**	4,20	**c**	2,02
S	Enxofre	$mg\ dm^{-3}$	17,33	**b**	25,33	**a**	26,00	**a**	6,99
SB	Soma de Bases	$mmol_c\ dm^{-3}$	13,00	**a**	12,00	**a**	12,00	**a**	15,54
V%	Saturação de Bases	%	29,67	**a**	23,67	**ab**	22,67	**b**	10,93
Zn	Zinco	$mg\ dm^{-3}$	1,57	**ab**	1,97	**a**	1,27	**b**	12,50

[1] GC= *Glomus clarum*; GE= *Glomus etunicatum*; T= testemunha*

[2] Média de três repetições.

[3] Médias seguidas da mesma letra, nas linhas, não diferem significativamente entre si (Tukey, 5%).

Metodologia da análise: Raij et al. (2001).

4.2. Experimento 2: Interação FMA – *Ocimum basilicum – Fusarium oxysporum*

4.2.1. Parâmetros de micorrização

Na tabela 5 estão expressos os resultados relativos à micorrização das plantas de manjericão. Em relação a todos os parâmetros analisados, *G. clarum* diferiu significativamente de *G.etunicatum* e este foi semelhante ao tratamento controle em todos os parâmetros, exceto colonização micorrízica (CR) e esporulação (E). Portanto, *G. clarum* foi mais eficiente do que *G. etunicatum* na micorrização do manjericão; isto foi notado desde os dois primeiros meses de micorrização, como pode ser observado na Figura 3. A eficiência da simbiose micorrízica está relacionada com os fatores edafoclimáticos e aspectos da relação fungo-planta, ou seja, dependendo da espécie de fungo utilizada e das condições do meio ambiente, a eficiência da simbiose planta/FMA também varia (POWELL ; BAGYARAJ, 1984; SMITH ; GIANINAZZI-PERSON, 1996; ALLEN, 1991; COSTA et al., 2001; CAVALCANTE et al., 2002a; 2002b). *G. clarum* e *G. etunicatum* apresentaram comportamento semelhante àquele mostrado por Freitas et al (2004); esses pesquisadores utilizaram *Glomus clarum*, *Gigaspora margarita*, *Glomus etunicatum* e *Acaulospora scrobiculata* na micorrização de *Mentha arvensis* L., empregando quatro dosagens diferentes de fósforo. Na ausência de adubação fosfatada, obtiveram maior produção de matéria fresca da parte aérea nos tratamentos com *G. clarum* e *G. margarita* (207 e 198%, respectivamente), em relação ao tratamento controle. Por outro lado, *G. etunicatum* e *A. scrobiculata* foram menos eficientes em promover o crescimento das plantas em relação às outras duas espécies. Entretanto, esses autores relacionam o comportamento diferenciado de cada FMA de acordo com a quantidade de P aplicada no solo.

Silveira et al. (2002), estudando o efeito de seis FMA (entre elas *G. clarum e G. etunicatum*) sobre o desenvolvimento vegetativo de plantas de abacateiro (*Persea* sp.), nas fases de porta-enxerto, de muda enxertada e de muda no pomar, verificaram que a influência desses FMA é variável de acordo com a espécie do endófito envolvido. Esses

autores relatam que todos os FMA - *G. etunicatum*, *G. clarum*, *S. heterogama* e *A. scrobiculata* propiciaram melhor desenvolvimento vegetativo desde o período de formação das mudas até o transplante ao campo e também após essa fase.

Tabela 5 – Altura média das plantas (AP), produção média de matéria fresca radicular (MFR), produção média de matéria seca da parte aérea (MSPA), colonização radicular (CR) e esporulação (E) na presença e na ausência de *Glomus clarum* e *Glomus etunicatum* em plantas de manjericão.

	AP (cm)	**MFR (g/vaso)**	**MSPA (g/vaso)**	**CR (%)**	**E (n° de esporos/50 ml solo)**
Glomus clarum	7,26[1] **a**[2]	2,54 **a**	0,56 **a**	79,72[3] **a**	345,50[3] **a**
Glomus etunicatum	5,79 **b**	1,32 **b**	0,29 **b**	61,11 **b**	176,33 **b**
Testemunha	4,99 **b**	0,71 **b**	0,29 **b**	0,00 **c**	0,00 **c**
C.V. (%)	23,24	43,14	45,60	17,49	9,41

[1] Foram avaliadas 3 plantas/vaso (média de 12 repetições).
[2] Médias seguidas da mesma letra, nas colunas, não diferem significativamente entre si (Tukey, 5%)
[3] Para efeito de análise, os dados de colonização e esporulação foram transformados para arco seno $\sqrt{x}/100$ e $\sqrt{x}+0,5$, respectivamente.

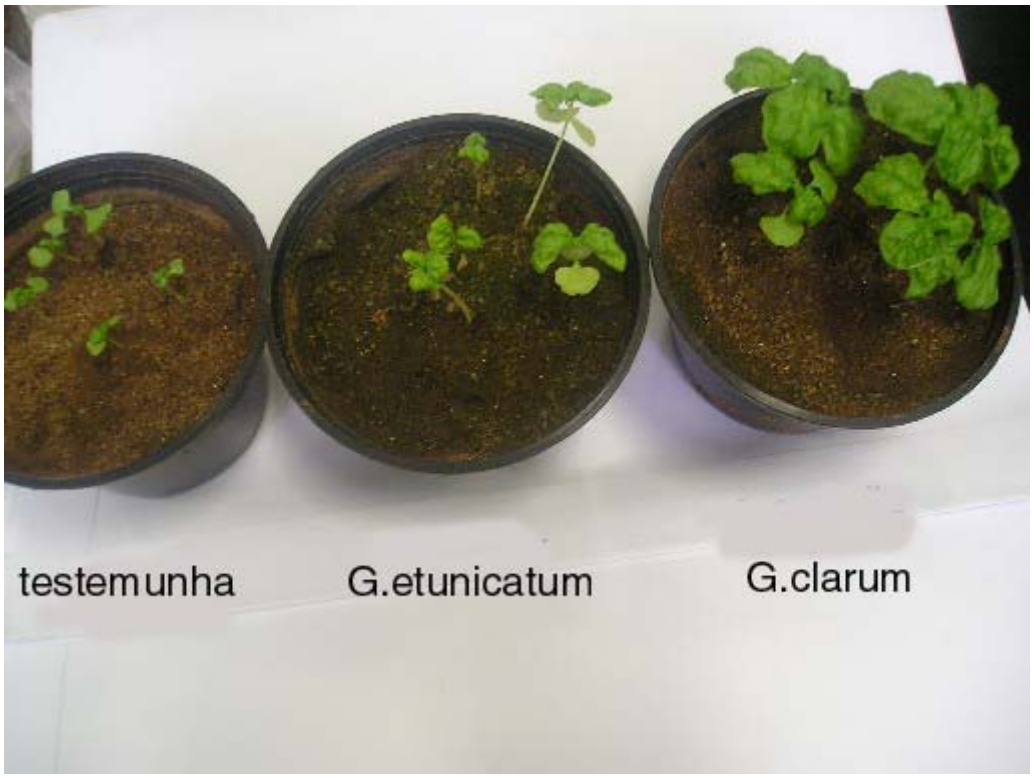

Figura 3 – Plantas de manjericão com 65 dias de idade, após semeadura. À direita, planta inoculada com *Glomus clarum*. No centro, planta inoculada com *Glomus etunicatum.* À esquerda, planta não inoculada com FMA (testemunha).

4.2.2. Nutrientes

Comparando-se os teores de macronutrientes e micronutrientes presentes na matéria seca da parte aérea em plantas de manjericão (Tabela 6), pode-se observar que plantas micorrizadas com *Glomus clarum* apresentaram teores maiores de S, Cu, Mn e Zn do que plantas micorrizadas com *Glomus etunicatum.* Observou-se também, que plantas micorrizadas com *Glomus clarum* apresentaram teores maiores de Zn do que as plantas micorrizadas com *Glomus etunicatum* e plantas não micorrizadas. Por outro lado, plantas

micorrizadas com *Glomus etunicatum* apresentaram teores maiores de K do que as plantas micorrizadas com *Glomus clarum.*

Tabela 6 – Teores médios (%) de macro e micronutrientes presentes na matéria seca da parte aérea em plantas de manjericão inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares.

	Descrição	**Unidade**	**Tratamentos[1]**						**C.V.**
			GC		**GE**		**T**		**%**
N	Nitrogênio	g kg^{-1}	1,13[2]	a[3]	1,38	a	1,38	a	37,03
P	Fósforo	g kg^{-1}	0,28	a	0,27	a	0,26	a	8,94
K	Potássio	g kg^{-1}	3,85	b	6,63	a	6,78	a	10,12
Ca	Cálcio	g kg^{-1}	0,63	a	0,75	a	0,68	a	5,18
Mg	Magnésio	g kg^{-1}	0,35	a	0,34	a	0,36	a	5,93
S	Enxofre	g kg^{-1}	0,26	a	0,16	b	0,24	a	9,98
B	Boro	mg kg^{-1}	6,43	a	1,88	a	1,58	a	84,09
Cu	Cobre	mg kg^{-1}	1,05	a	0,68	b	0,75	ab	11,13
Fe	Ferro	mg kg^{-1}	29,10	b	36,10	ab	48,28	a	14,03
Mn	Manganês	mg kg^{-1}	43,93	a	34,50	b	46,28	a	6,23
Zn	Zinco	mg kg^{-1}	5,48	a	3,90	b	3,98	b	4,12

[1] GC= *Glomus clarum*; GE= *Glomus etunicatum*; T= testemunha

[2] Para efeito de análise, os dados foram transformados para arco seno $\sqrt{x/100}$ (médias de 4 repetições).

[3] Médias seguidas da mesma letra, nas linhas, não diferem significativamente entre si (Tukey, 5%).

Metodologia da análise: Malavolta et al., 1997.

Não foram constatados efeitos da micorrização para os teores de N, P, K, S, Ca, Mg, Fe, Mn, B e Cu presentes na matéria seca da parte aérea em plantas de manjericão micorrizadas com *Glomus clarum* e *Glomus etunicatum*, quando comparadas com plantas não micorrizadas.

4.2.3. Controle do patógeno *Fusarium oxysporum*

Após 12 dias da inoculação do patógeno, as plantas testemunha começaram a apresentar os primeiros sintomas de “murcha”, ou seja, amarelecimento das folhas e visível escurecimento das regiões vasculares dos caules. Portanto, empregando-se a metodologia descrita, o patógeno foi reisolado em meio de cultura. Esse procedimento foi adotado para cada uma das plantas não inoculadas com o FMA. Com relação às plantas micorrizadas, tanto para *G. etunicatum* como para *G. clarum*, não se conseguiu isolar o patógeno e ainda não foram notados quaisquer sintomas relacionados à doença, mostrando que realmente os dois simbiontes foram eficientes no controle de *F. oxysporum* (Figura 3), o que leva a crer que o fungo encontrou barreiras que impediram sua colonização. Portanto, tanto *G. clarum* quanto *G. etunicatum* foram eficientes no controle de *F. oxysporum* em plantas de manjericão. As barreiras que impediram a colonização de *F. oxysporum* podem estar relacionadas à produção de compostos fenólicos, principalmente aqueles do grupo dos flavonóides. Diversas pesquisas têm revelado que os compostos fenólicos são produzidos pelas raízes das plantas como resposta de defesa à presença de patógenos e, portanto, tendem a estimular o desenvolvimento de diversas espécies de FMA (ELIAS ; SAFIR, 1987; TSAI ; PHILLIPS, 1991; BÉCARD et al., 1992; BAPTISTA ; ROMERO ; SIQUEIRA, 1996). Devido a isso, alguns pesquisadores vêm realizando trabalhos empregando FMA associados a compostos fenólicos, visando avaliar a produtividade de algumas culturas, como por exemplo o mamoeiro e o maracujazeiro (MARTINS et al., 2000; SOARES ; MARTINS, 2000; SOARES et al., 2005).

Figura 4 – A foto da esquerda mostra, em detalhes, plantas de manjericão não micorrizadas (plantas testemunha) revelando sintomas de "murcha". A foto da direita mostra comparação entre a planta testemunha (esquerda) e plantas inoculadas com *Glomus etunicatum* (centro) e *Glomus clarum* (direita).

Comparando-se as características químicas do solo de vasos com plantas de manjericão ao final do experimento 2 (Tabela 7) observa-se que vasos com plantas micorrizadas e plantas não micorrizadas apresentaram valores semelhantes de Al^{+3}, H+Al, Ca, CTC, Mg, V% e Zn. Plantas micorrizadas com *Glomus etunicatum* também apresentaram valores semelhantes de Cu, K, S, SB e pH quando comparadas com plantas não micorrizadas. Por outro lado, valores mais elevados de Mn, P, B e M.O. foram encontrados em vasos com plantas não micorrizadas. Da mesma forma, valores maiores de Cu, K, pH, S e SB foram obtidos em vasos com plantas não micorrizadas do que em vasos com plantas micorrizadas com *Glomus clarum*.

Somente no caso do Fe foi encontrado valor mais elevado em plantas micorrizadas do que em plantas não micorrizadas.

Tabela 7 – Características químicas do substrato de vasos com plantas de manjericão ao final do experimento 2.

	Descrição	Unidade	Tratamentos[1]			C.V.
			GC	GE	T	%
Al^{+3}	Íon Alumínio	$mmol_c\,dm^3$	8,00[2] **a**[3]	7,25 **a**	6,25 **a**	21,56
B	Boro	$mg\,dm^3$	0,20 **b**	0,21 **b**	0,26 **a**	13,41
Ca	Cálcio	$mmol_c\,dm^3$	1,25 **a**	1,75 **a**	1,75 **a**	31,65
CTC	Capacidade de Troca Catiônica	$mmol_c\,dm^3$	37,75 **a**	39,50 **a**	43,00 **a**	8,39
Cu	Cobre	$mg\,dm^3$	0,45 **b**	0,55 **ab**	0,63 **a**	16,62
Fe	Ferro	$mg\,dm^3$	78,75 **a**	83,25 **a**	33,75 **b**	31,48
H+Al	Alumínio trocável	$mmol_c\,dm^3$	35,25 **a**	35,50 **a**	39,25 **a**	8,36
K	Potássio	$mmol_c\,dm^3$	0,38 **b**	0,78 **ab**	0,98 **a**	31,94
Mg	Magnésio	$mmol_c\,dm^3$	1,00 **a**	1,00 **a**	1,25 **a**	26,19
Mn	Manganês	$mg\,dm^3$	1,50 **c**	2,08 **b**	2,83 **a**	8,13
MO	Matéria Orgânica	$g\,dm^3$	8,25 **b**	8,50 **b**	10,75 **a**	5,77
P	Fósforo resina	$mg\,dm^3$	9,00 **c**	11,75 **b**	14,75 **a**	9,56
pH	Indice de pH	$CaCl_2$	4,10 **b**	4,20 **a**	4,18 **a**	1,24
S	Enxofre	$mg\,dm^3$	14,50 **b**	15,50 **ab**	20,25 **a**	15,00
SB	Soma de Bases	$mmol_c\,dm^3$	3,00 **b**	3,75 **ab**	4,50 **a**	17,28
V%	Saturação de Bases	%	7,25 **a**	10,00 **a**	9,50 **a**	22,36
Zn	Zinco	$mg\,dm^3$	1,05 **a**	1,23 **a**	1,95 **a**	37,12

1 GC= *Glomus clarum*; GE= *Glomus etunicatum*; T= testemunha

2 Média de quatro repetições.

3 Médias seguidas da mesma letra, nas linhas, não diferem significativamente entre si (Tukey, 5%)

Metodologia da análise: Raij et al. (2001).

5. CONCLUSÕES

1) Tanto *Glomus etunicatum* quanto *Glomus clarum* são eficientes na micorrização de plantas de alecrim.

2) *Gomus clarum* mostra-se mais eficiente do que *Glomus etunicatum* na micorrização de plantas de manjericão.

3) Tanto *Glomus clarum* quanto *Glomus etunicatum* controlam o desenvolvimento de *Fusarium oxysporum* em alecrim e manjericão.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABBOTT, L.K. ; ROBSON, A.D. The effect of VA mycorrhizae on plant growth. In: POWELL, L. & BAGYARAJ, D.J. (Eds.). *VA mycorrhiza*. Boca Raton, Florida: CRC Press, 1984. p.113-130.

AGNANI, D.R.G. Interação de fungos micorrízicos arbusculares, agentes de controle biológico e *Phytophthora parasitica* em limoeiro cravo (*Citrus limonia*). 2002. 71 p. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2002.

AKKOPRU, A.; DEMIR, S. Biological control of *Fusarium* wilt in tomato caused by *Fusarium oxysporum* f.sp. *lycopersici* by AMF *Glomus intraradices* and some rhizobacteria. *J. Phytopathol.*, v. 153, n. 9, p. 544-550, 2005.

ALLEN, M.F. *The ecology of mycorrhizae.* San Diego: Cambridge University Press, 1991. 184p.

AMES, R.N.; REID, C.P.P.; PORTER, L.K.; COMBARDELLA, C. Hyphae uptake and transport of nitrogen from two ^{15}N – labelled sources by *Glomus mosseae*, a vesicular-arbuscular mycorrhizae fungus. *New Phytol.*, Oxford, v. 95, n. 3, p. 381-396, 1983.

ANJOS, E.C.T.dos; CAVALCANTE, U.M.T.; SANTOS, V.F.dos; MAIA, L.C. Produção de mudas de maracujazeiro-doce micorrrizadas em solo desinfestado e adubado com fósforo. *Pesq.Agropec.Bras.*, Brasília, v. 40, n. 4, p. 345-351, 2005.

AQUINO, S. da S. Associação micorrízica arbuscular com genótipos de milho. 2003. 54p. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Faculdade de Engenharia – Campus de Ilha Solteira, Universidade Estadual Paulista, Ilha Solteira, 2003.

ANDRADE, S.A.L.de ; SILVEIRA, A.P.D.da. Biomassa e atividade microbianas do solo sob influência de chumbo e da rizosfera da soja micorrizada. *Pesq.Agropec.Bras.*, Brasília, v. 39, n. 12, p. 1191-1198, 2004.

ANTONIOLLI, Z.I. ; KAMINSKI, J. Micorizas: revisão bibliográfica. *Cienc.Rural*, Santa Maria, v. 21, n. 3, p. 441-455, 1991.

AZCÓN-AGUILAR, C. ; BAREA, J.M. Arbuscular mycorhizas and biological control of soil-borne plant pathogens – an overview of the mechanisms involved. *Mycorrhiza*, v. 6, n. 6, p. 457-464, 1996.

BAATH, E. ; HAYMAN, D.S. Plant growth responses to vesicular-arbuscular mycorrhiza. XIV. Interactions with *Verticillium* wilt on tomato plants. *New Phytol.*, Oxford, v. 95, p. 419-426, 1983.

BAATH, E. ; HAYMAN, D.S. No effect of VA mycorrhiza on red core disease of strawberry. *Trans.Br.Mycol.Soc.*, Cambridge, v. 82, p. 534-536, 1984.

BAGYARAJ, D.J. Biological interactions with mycorrhizal fungi. In: POWELL, C.L. & BAGYARAJ, D.J. *VA mycorrhiza*. CRC Press, Boca Raton, p. 131-154, 1986.

BALTRUSCHAT, H. ; SCHÖNBECK, F. Untersuchungen über den Einfluss der endotrophen Mycorrhiza auf die Chlamydosporenbildung von *Thielaviopsis basicola* in Tabakwurzeln. *Phytopathol.Z.*, Berlim, v. 74, p. 358-361, 1972.

BALTRUSCHAT, H. ; SCHÖNBECK, F. Untersuchungen über den Einfluss der endotrophen Mycorrhiza auf den Befall von Tabak mit *Thielaviopsis basicola*. *Phytopathol.Z.*, Berlim, v. 84, p. 172-188, 1975.

BAPTISTA, M.J. ; SIQUEIRA, J.O. Efeito de flavonóides na germinação de esporos e no crescimento asssimbiótico do fungo micorrízico arbuscular *Gigaspora gigantea*. *Rev.Bras.Fisiol.Veg.*, Londrina, v. 6, p. 127-134, 1994.

BAREA, J.M.; AZCON-AGUILAR, C.; ROLDAN-FAJARDO, B. Avances recientes in el studio de la micorriza VA. I. Formacion, funcionamiento y effectos in nutricion vegetal. *An.Edafol.Agrobiol.*, Madrid, p.659-677, 1985.

BÉCARD, G.; DOUDS, D.D.; PFEFFER, P.E. Extensive in vitro growth of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in the presence of CO_2 and flavonoids. *Applied and Environmental Microbiology*, Washington, v. 58, p. 821-825, 1992.

BECKER, W.N. Quantification of onion vesicular-arbuscular mycorrhizae and their resistance to *Pyrenochaeta terrestris*. (Ph.D Dissertation). Urbana: University of Illinois, 1976. 72 p.

BECKER, W.N. ; GERDEMANN, J.W. The resistance of vesicular-arbuscular onion mycorrhizae to *Pyrenochaeta terrestris*. In: NORTH AMERICAN CONFERENCE ON MYCORRHIZAE, 3., Athens, 1977. *Abstract*. Athens: Institute for Mycorrhizal Research Development, 1977. 4 p.

BONFANTE-FASOLO, P. Anatomy and morphology of VA mycorrhizae. In: POWELL, C.L. & BAGYARAJ, D.J. (Ed.). *VA mycorrhiza*. Boca Raton, Florida: CRC Press, 1984. p. 05-33.

BOOTH, C. The genus *Fusarium*. Commonwealth Mycological Institute, Kew, Surrey, England. 1971. 237 p.

BORDIN, S.S. Interação fungos micorrízicos arbusculares e *Meloidogyne incognita*, em plantas de tomateiro e pimentão. 2002. 70 p. Tese (Doutorado em Agronomia) – Faculdade de Ciências Agronômicas, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2002.

BOWEN, G.D. Mycorrhizal roles in tropical plants and ecosystems. In: MIKOLA, P. (Ed.). *Tropical Mycorrhiza Research*. Oxford: Clarendon Press, 1980. p. 165-189.

BOWEN, M.B.; QUIMIO, T.H.; CASTRO, A.M. Vesicular arbuscular mycorrhizas associated with upland rice (*Oryza sativa* L.) *The Philippine Agriculturist*, v. 71, n. 3, p. 317-332, 1988.

BRESSAN, W. ; VASCONCELLOS, C.A. Alterações morfológicas no sistema radicular do milho induzidas por fungos micorrízicos e fósforo. *Pesq.Agropec.Bras.*, Brasília, v. 37, n. 4, p. 509-517, 2002.

BRESSAN, W.; SIQUEIRA, J.O.; VASCONCELLOS, C.A.; PURCINO, A.C.P. Fungos micorrízicos e fósforo, no crescimento, nos teores de nutrientes e na produção do sorgo e soja consorciados. *Pesq.Agropec.Bras.*, Brasília, v. 36, p. 315-323, 2001.

BUWALDA, J.G.; ROSS, G.J.S.; STRIBLEY, D.B.; TINKER, P.B. The development of endomycorrhizal root systems: IV. The mathematical analysis of effects of phosphorus on the spread of vesicular-arbuscular mycorrhizal infection in root systems. *New Phytol.*, Oxford, v. 92, p. 391-399, 1982.

BUWALDA, J.O. ; GOH, K.M. Host-fungus competition for carbon as a cause of growth depressions in vesicular-arbuscular mycorrhizal ryegrass. *Soil Biol.Biochem.*, Oxford, v. 14, p. 103-106, 1982.

CAMPRUBI, A.; ESTAUN, V.; CALVET, C.; PERA, J. Infectivity and effectivity of *Glomus mosseae* mycorrhizae in 4 different species of medicinal-plants. *Symbiosis*, v. 9, n. 1-3, p. 305-307, 1991.

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

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.Cienc.Solo*, Campinas, v.10, n. 1, p. 17-23, 1986.

CARON, M. Potential use of mycorrhizae in control of soil-borne diseases. *Can.J.Plant Patho.*, Guelph, v. 11, p. 177-179, 1989.

CARON, M.; FORTIN, J.A.; RICHARD, C. Effect of *Glomus intraradicis* on infection by *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersici* in tomatoes over a 12-week period. *Can. J. Bot.*, Ottawa, v. 64, p.552-556, 1986.

CARVALHO, W.A.; ESPÍNDOLA, C.R.; PACCOLA, A.A. Levantamento de solos da Fazenda Lageado – Estação Experimental Presidente Médici. *Boletim Científico*, FCA-UNESP, Botucatu, v.1, p. 1-95, 1983.

CASSIOLATO, A.M.R. ; MELO, I.S. Interações entre *Rhizoctonia solani* e fungos micorrízicos vesículo-arbusculares em tomateiro (*Lycopersicum esculentum* Mill). In:

REUNIÃO SOBRE CONTROLE BIOLÓGICO DE DOENÇAS DE PLANTAS, 1., Piracicaba (SP), 1986. *Resumos*. Piracicaba, ESALQ, USP, 1986. p.77.

CASTRO, L.O.de ; CHEMALE, V.M. *Plantas medicinais condimentares e aromáticas – descrição e cultivo*. Guaíba, RS: Livraria e Editora Agropecuária, 1995. 195 p.

CAVALCANTE, U.M.T.; MAIA, L.C.; NOGUEIRA, R.J.M.C.; SANTOS, V.F.dos. Respostas fisiológicas em mudas de maracujazeiro amarelo (*Passiflora edulis* Sims.f. *flavicarpa* Deg.) inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares e submetidas a estresse hídrico. *Acta Bot.Bras.*, v. 15, n. 3, p. 379-390, 2001.

CAVALCANTE, U.M.T.; MAIA, L.C.; COSTA, C.M.C.; CAVALCANTE, A.T.; SANTOS, V.F. Efeito de fungos micorrízicos arbusculares, da adubação fosfatada e da esterilização do solo no crescimento de mudas de maracujazeiro amarelo. R*ev. Bras.Cienc.Solo*, Campinas, v. 26, p. 1099-1106, 2002a.

CAVALCANTE, U.M.T.; MAIA, L.C.; COSTA, C.M.C.; SANTOS, V.F. Influência da densidade de fungos micorrízicos arbusculares na produção de mudas de maracujazeiro-amarelo. *Pesq.Agropec.Bras.*, Brasília, v. 37, p. 643-649, 2002b.

CHOU, L.G. ; SCHMITTHENNER. Effect of *Rhizobium japonicum* and *Endogone mosseae* on soybean root rot caused by *Pythium ultimum* and *Phytophthora megasperma* var. *sojae*. *Plant Dis.Rep.*, Washington, v. 58, p. 221-225, 1974.

CHU, E.Y.; ENDO, T.; STEIN, R.L.B.; ALBUQUERQUE, F.C. de. Avaliação da inoculação de fungos micorrízicos arbusculares sobre a incidência da fusariose da pimenta - do-reino. *Fitopatol. Bras.*, Brasília, v. 22, n. 2, 1997.

CHU, E.Y.; YARED, J.A.G.; MAKI, H.J.I.O. Effects of mycorrhizal inoculation and phosphate fertilization on *Vochysia maxima* Ducke seedlings. *Rev. Árvore*, Viçosa, v. 28, n. 2, p. 157-165, 2004.

CORRÊA, A.D.; BATISTA, R.S.; QUINTAS, L.E.M. *Plantas medicinais – do cultivo à terapêutica.* Petrópolis, RJ: Editora Vozes, 1997. 247 p.

COSTA, C.M.C.; MAIA, L.C.; CAVALCANTE, U.M.T.; NOGUEIRA, J.M.C. Influência de fungos micorrízicos arbusculares sobre o crescimento de dois genótipos de aceroleira (*Malpighia emarginata* D.C.). *Pesq.Agropec.Bras.*, Brasília, v. 36, p. 893-901, 2001.

COSTA, C.M.C.; CAVALCANTE, U.M.T.; GOTO, B.T.; SANTOS, V.F.dos; MAIA. L.C. Fungos micorrízicos arbusculares e adubação fosfatada em mudas de mangabeira. *Pesq.Agropec.Bras.*, Brasília, v. 40, n. 3, p. 225-232, 2005.

COX, G. ; SANDERS, F.E. Ultrastructure of the host-fungus interface in a vesicular-arbuscular mycorrhiza. *New Phytol.*, Oxford, v. 73, p.901-912, 1974.

COX, G. ; TINKER, P.B. Translocation and transfer of nutrients in vesicular-arbuscuar mycorrhizas. I. The arbuscule and phosphorus transfer: quantitative ultrastructural study. *New Phytol.*, Oxford, v. 77, p. 371-378, 1976.

DAR, G.H.; ZARGAR, M.Y.; BEIGH, G.M. Biocontrol of *Fusarium* root rot in the common bean (*Phaseolus vulgaris* L.) by using symbiont *Glomus mosseae* and *Rhizobium leguminosarum*. *Microb.Ecol.*, v. 34, n. 1, p. 74-80, 1997.

DAVIS, R.M. Influence of *Glomus fasciculatus* on *Thielaviopsis basicola* root rot of citrus. *Plant Dis.*, Washington, v. 64, p. 839-840, 1980.

DAVIS, R.M. ; MENGE, J.A. Influence of *Glomus fasciculatus* and soil phosphorus on *Phytophthora* root rot of citrus. *Phytopathology*, St. Paul, v. 70, p. 447-452, 1980.

DAVIS, R.M. ; MENGE, J.A. *Phytophthora parasitica* inoculation and intensity of vesicular-arbuscular mycorrhizae in citrus. *New Phytol*., Oxford, v. 87, n. 4, p. 705-715, 1981.

DAVIS, R.M.; MENGE, J.A. ; ZENTMYER, G.A. Influence of vesicular-arbuscular mycorrhizae on *Phytophthora* root rot of three crop plants. *Phytopathology*, St Paul, v. 68, p. 1614-1617, 1978.

DAVIS, R.M.; MENGE, J.A.; ERWIN, D.C. Influence of *Glomus fasciculatus* and soil phosphorus on *Verticillium* wilt of cotton. *Phytopathology*, St. Paul, v. 69, p. 453-456, 1979.

DECLERCK, S.; RISEDE, J.M.; RUFYIKIN, G.; DELVAUX, B. Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on severity of root rot of bananas caused by *Cylindrocladium spathiphylli*. *Plant Pathol.*, Oxford, v. 51, n.1, p. 109, 2002.

DEHNE, H.W. Interactions between vesicular arbuscular mycorrhizal fungi and plant pathogens. *Phytopathology*, St. Paul, v. 72, n. 8, p. 1115-1119, 1982.

DEXHEIMER, M.C.; GIANINAZZI-PEARSON, V.; GIANINAZZI, S. Enzymatic studies on the metabolism of vesicular-arbuscular mycorrhizas. IV. Ultracytoenzymological evidence (ATP-ase) for active transfer process in the host-arbuscule interface. *New Phytol.*, Oxford, v. 90, p. 37-42, 1982.

DOUDS JR, D.D. ; SCHENCK, N.C. Relationship of colonization and sporulation by VA mycorrhizal fungi to plant nutrient and carbohydrate contents. *New Phytol.*, Oxford, v. 116, p. 621-627, 1990.

DUGASSA, G.D.; ALTEN, H. Von; SCHÖNBECH, F. Effects of arbuscular mycorrhiza (AM) on health of *Linum usitatíssimum* L. infected by fungal pathogens. *Plant and Soil*, Hague, v. 185, n. 2, p. 173-182, 1996.

ELIAS, K.S. ; SAFIR, G.R. Hyphal elongation of Glomus fasciculatus in response to root exudates. Applied and Environmental Microbiology, Washington, v. 53, p. 1928-1933, 1987.

ESPINDOLA, J.A.A.; ALMEIDA, D.L.de; GUERRA, J.G.M.; SILVA, E.M.R.da; SOUZA, F.A. de. Influência da adubação verde na colonização micorrízica e na produção de batata-doce. *Ciência e Prática*, Lavras, v. 13, p. 214-223, 1989.

FAIRWEATHER, J.V.; PARBERY, D.G. Effects of four vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi on growth of tomato. *Trans.Br.Mycol.Soc.*, Cambridge, v. 79, n. 1, p. 151-153, 1982.

FERNANDES, A.B. *et al.* Efeito diferenciado do fósforo sobre o estabelecimento e efetividade da simbiose micorrízica vesicular-arbuscular (MVA) em milho e soja. In: REUNIÃO BRASILEIRA DE FERTILIDADE DO SOLO, 17., Londrina (PR), 1986. *Resumos*. Londrina: SBCS/EMBRAPA/IAPAR, 1986. p. 33.

FERNANDES, A.B. *et al.* Efeito diferenciado do fósforo sobre o estabelecimento e efetividade da simbiose endomicorrízica em milho e soja. *Rev.Bras.Cienc.Solo*, Campinas, v. 11, p. 101-108, 1987.

FITTER , A.H.; STICKLAND, R.S.; HARVEY, M.L.; WILSON, G.W. Architectural analysis of plant root systems. I. Architectural correlates of exploitation efficiency. *New Phytol*., Oxford, v. 118, p. 375-382, 1991.

FLORES-AYLAS, W.W.; SAGGIN-JÚNIOR, O.J.; SIQUEIRA, J.O.; DAVIDE, A.C. Efeito de *Glomus etunicatum* e fósforo no crescimento inicial de espécies arbóreas em semeadura direta. *Pesq. Agropec.Bras.*, Brasília, v. 38, n. 2, p. 257-266, 2003.

FOCCHI, S.S.; DAL SOGLIO, F.K.; CARRENHO, R.; SOUZA, P.V.D.de; LOVATO, P.E. Fungos micorrízicos arbusculares em cultivos de citros sob manejo convencional e orgânico. *Pesq. Agropec.Bras.*, Brasília, v. 39, n. 5, p. 469-476, 2004

FREITAS, M.S.M.; MARTINS, M.A.; VIEIRA, I.J.C. Produção e qualidade de óleos essenciais de *Mentha arvensis* em resposta à inoculação de fungos micorrízicos arbusculares. *Pesq.Agropec.Bras.*, Brasília, v. 39, n. 9, p.887-894, 2004.

GARIBALDI, A.; GULLINO, M.L.; MINUTO, G. Diseases of basil and their management. *Plant Dis.*, Washington, v. 81, n. 2, p. 124-132, 1997.

GERDEMANN, J.W. The efect of mycorrhiza on the growth of maize. *Mycologia*, New York, v. 56, p. 342-349, 1964.

GERDEMANN, J.W. Vesicular-arbuscular mycorrhizae formed on maize and tuliptree by *Endogone faciculata*. *Mycologia*, New York, v. 57, p.562-575, 1965.

GERDEMANN, J.W. Vesicular-arbuscular mycorrhiza and plant growth. *Annu. Rev. Phytopathol.*, Palo Alto, v. 6, p. 397-418, 1968.

GERDEMANN, J.W. ; NICOLSON, T.H. Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Trans.Br.Mycol.Soc.*, Cambridge, v. 46, n. 2, p. 235-244, 1963.

GIANINAZZI-PEARSON, V. Plant cell response to arbuscular mycorrhizal fungi: getting to the roots of the symbiosis. *Plant Cell*, Rockville, v. 8, p. 1871-1883, 1996.

GIOVANNETTI, M. ; MOSSE, B. An evaluation of techniques for measuring vesicular-arbuscular mycorrhiza infections in roots. *New Phytol.*, Oxford, v. 84, p. 489-500, 1980.

GRAHAN, J.H.; LEONARD, R.T. ; MENGE, J.A. Membrane-mediated decrease in root exudation responsible for phosphorus inhibition of vesicular-arbuscular mycorrhiza formation. *Plant Physiol.*, Minneapolis, v. 68, p. 548-552, 1981.

GRAHAM, J.H. ; MENGE, J.A. Influence of vesicular-arbuscular mycorrhizae and soil phosphorus on take-all disease of wheat. *Phytopathology*, St. Paul, v. 72, p. 95-98, 1982.

GUPTA, M.L.; JANARDHANAN, K.K.; CHATTOPADHYAY, A.; HUSAIN, A. Association of *Glomus* with palmarosa and its influence on growth and biomass production. *Mycological Research*, v. 94, n. 4, p. 561-563, 1990.

GUPTA, M.L.; PRASAD, A.; RAM, M.; KUMAR, S. Effect of the vesicular-arbuscular mycorrhizal (VAM) fungus *Glomus fasciculatum* on the essential oil yield related characters and nutrient acquisition in the crops of different cultivars of menthol mint (*Mentha arvensis*) under field conditions. *Bioresource Technology*, v. 81, p. 77-79, 2002.

HALL, I.R. Effect of vesicular-arbuscular mycorrhizas on two varieties of maize and on of sweet corn. *N.Z.J.Agric.Res.*, Wellington, v. 21, p. 517-519, 1978.

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

HAYMAN, D.S. Influence of soil fertility on activity and survival of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *Phytopathology*, St. Paul, v. 72, n. 8, p. 1119-1125, 1982.

HAYMAN, D.S. The physiology of vesicular-arbuscular endomycorrhizal symbiosis. *Can.J.Bot.*, Ottawa, v. 61, p. 944-963, 1983.

HAYMAN, D.S. ; MOSSE, B. Plant growth response to vesicular-arbuscular mycorrhiza. III. Increase uptake of labile P from soil. *New Phytol*., Oxford, v. 61., n. 1, p. 41-47, 1972.

HEPPER, C.M. The effect of nitrate and phosphate on the vesicular-arbuscular mycorrhizal infection on lettuce. *New Phytol.*, Oxford, v. 93, p. 389-399, 1983.

HETRICK, B.A.; BLOOM, J. The influence of host plant on production and colonization ability of vesicular-arbuscular mycorrhizal spores. *Mycologia*, New York, v. 78, n. 1, p. 32-36, 1986.

HOOKER, J.E.; ATKINSON, D. Aplication of computer-aided image analysis to studies of arbuscular endomycorrhizal fungi effects on plant root system morphology and dynamics. *Agronomie*, Paris, v. 12, p. 821-824, 1992.

HOWELER, R.H.; SIEVERDING, E.; SAIF, S. Pratical aspects of mycorrhizal technology in some tropical crops and pastures. *Plant and Soil*, Hague, v. 100, n.1-3, p. 249-283, 1987.

HU, Z.J. ; GUI, X.D. Pretransplant inoculation with VA mycorrhizal fungi and *Fusarium* blight of cotton. *Soil Biology & Biochemistry*, v. 23, n. 2, p. 201-203, 1991.

HUSSEY, R.B.; PETERSON, R.L. ; TIESSEN, H. Interactions between vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi and asparagus. *Plant and Soil*, Hague, v. 79, n. 3, p. 403-416, 1984.

INVAM. International Culture Collection of (Vesicular) Arbuscular Mycorrhizal Fungi. <http://invam.caf.wvu.edu>. Acesso em maio/2003.

ISLAM, R. ; AYANABA, A. Effect of seed inoculation and pre-infecting cowpea (Vignia unguiculata) with *Glomus mosseae* on growth and seed yield of the plants under field conditions. *Plant and Soil*, Hague, v. 61, n. 3, p. 341-350, 1981.

JAIZME-VEJA, M.C. ; AZCON, R. Responses of some tropical and subtropical cultures to endomycorrhizal fungi. *Mycorrhiza*, v. 5, p. 213-217, 1995

JANARDHANAN, K.K.; GUPTA, M.L.; HUSAIN, A. Axenic culture of a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus. *Curr.Sci.*, Bangalore, v. 59, n. 10, p. 509-513, 1990.

JANOS, D.P. Mycorrhiza applications in tropical forestry: Mycorrhiza application in tropical forestry: are temperature-zone approaches? In: NG. S.P. (Ed.) *Trees and mycorrhiza*. Kuala Lumpur: Forest Research Institute of Malaysia, 1988. p. 133-188.

JEFRIES, P.; GIANINAZZI, S.; PEROTTO, S.; TURNAU, K.; BAREA, J.M. The contribution of arbuscular mycorrhizal fungi in sustainable maintenance of plant health and soil fertility. *Biology and Fertility of Soils*, v. 37, p. 1-16, 2003.

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

JENSEN, A. Responses of barley, pea and maize to inoculation with different vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in irradiated soil. *Plant and Soil*, Hague, v. 78, p. 315-323, 1984.

JOHNSON, C.R. *et al.* Interaction of photoperiod and vesicular-arbuscular mycorrhizae on growth and metabolism of sweet orange. *New Phytol.*, Oxford, v. 90, p. 665-670, 1982.

KAPOOR, R.; GIRI, B.; MUKERJI, K.G. Mycorrhization of coriander (*Coriandrum sativum* L.) to enhance the concentration and quality of essencial oil. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, v. 82, n. 4, p. 339-342, 2002a.

KAPOOR, R.; GIRI, B.; MUKERJI, K.G. *Glomus macrocarpum*: a potencial bioinoculant to improve essencial oil quality and concentration in Dill (*Anethum graveolens* L.) and Carum *(Trachyspermum ammmi* (Linn.) Sprague). W*orld Journal of Microbiology and Biotechnology*, v. 18, p. 459-463, 2002b.

KAYE, J.W.; PFLEGER, F.L.; STEWART, E.L. Interaction of *Glomus fasciculatum* and *Pythium ultimum* on greenhouse grown poinsettia. *Can. J. Bot.*, Ottawa, v. 62, p. 1575-1579, 1984.

KHAN, A.G. The effect of vesicular-arbuscular mycorrhizal associations on growth of cereals: I. Effects on maize growth. *New Phytol.*, Oxford, v. 71, p. 613-619, 1972.

KIERS, E.T.; WEST, S.A.; DENISON, R.F. Mediating mutualisms: farm management practices and evolutionary changes in symbiont co-operation. *Journal of Applied Ecology*, v. 39, n. 5, p. 745-754, 2002.

KLAUBERG-FILHO, O. *Ecologia e atividade de fungos micorrízicos arbusculares em solo poluído com metais pesados.* Lavras: UFLA, 1999. 161 p. Tese de Doutorado.

KLEPPER, B. Root-shoot relationships. In: WAISEL, Y.; ESHEL, A.; KAFKAFI, U. (Ed.). *Plant roots. The hidden half*. New York: Marcell Kekker, p. 265-286, 1991.

KOFFA, S.N.; CRUZ, R.E. de la; De la CRUZ, R.E. Screenhouse performance of VAM-inoculated seedlings of *Leucaena leucocephala* (Lam.) De Wit. in a phosphorus-deficient and aluminium sulfate-treated medium. *New For.*, Dordrecht, v. 9, n. 3, p. 273-279, 1995.

KOIDE, R.T. Nutrient supply, nutrient demand and plant response to mycorrhizal infection. *New Phytol.*, Oxford, v. 113, n. 3, p. 365-386, 1991.

KOTHARI, S.K.; MARSCHNER, H. ; GEORGE, E. Effect of VA mycorrhizal fungi and rhizosphere microorganisms on root and shoot morphology, growth and water relations inmaize. *New Phytol.*, Oxford, v. 116, p. 303-311, 1990.

KOTHARI, S.K.; MARSCHNER, H. ; ROMHELD, V. Contribution of the VA mycorrhizal hyphae in acquisition of phosphorus and zinc by maize grown in a calcareous soil. *Plant and Soil*, Hague, v. 131, p. 177-185, 1991.

KRISHNA, K.R. ; BAGYARAJ, D.J. Effect of vesicular arbuscular mycorrhiza and soluble phosphate on *Abelmoscus esculentus* (L.)Moench. *Plant and Soil*, Hague, v. 64, p. 209-213, 1982.

KRISHNA, K.R. ; BAGYARAJ, D.J. Interaction between *Glomus fasciculatum* and *Sclerotium rolfsii* in peanut. *Can. J. Bot.*, Ottawa, v. 61, p. 2349-2351, 1983.

KRISHNA, K.R. ; DART, P.J. Effect of mycorrhizal inoculation and soluble phosphorus fertilizer on growth and phosphorus uptake of pearl millet. *Plant and Soil*, Hague, v. 81, p. 247-256, 1984.

KUCEY, R.M.N. ; JANSEN, H.H. Effects of VAM and reduced nutrient availability on growth and phosphorus and micronutrient uptake of wheat and field beans under greenhouse conditions. *Plant and Soil*, Hague, v. 104, p. 71-78, 1987.

KUO, C.G. ; HUANG, R.S. Effect of vesicular-arbuscular mycorrhizae on the growth and yield of rice-stubble culured soybeans. *Plant and Soil*, Hague, v. 64, n. 3, p. 325-330, 1982.

LAMBERT, D.H.; BAKER, D.E.; COLE JR., H. The role of mycorrhizae in the interaction of phosphorus, zinc, cooper and other nutrients. *Soil Science Society of American Journal*, Madison,, v. 43, n. 5, p. 976-980, 1979.

LEÔNIDAS, F.C. et al. Resposta de *Andropogon gayanus* cv. *Planaltina* à inoculação de fungos endomicorízicos. *Comum. Téc.* EMBRAPA-CPAF, Rondônia, n. 108, p. 1-4, 1995.

LEYVAL, C.; TURNAU, K.; HASELWANDTER, K. Effect of heavy metal pollution on mycorrhizal colonization and function: physiological, ecological and applied aspects. *Mycorrhiza*, Berlim, v. 7, p. 139-153, 1997.

LOCATELLI, L.M.; VITOVSKI, C.A.; LOVATO, P.E. Sistema radicular de porta-enxertos micropropagados de macieira colonizados com fungos micorrízicos arbusculares. Pesq.*Agropec.Bras*., Brasília, v. 37, n. 9, p 1239-1245, 2002.

LOPES, E.S.; OLIVEIRA, E.; NEPTUNE, A.M.L. Efeito de espécies de micorrizas vesicular-arbusculares em siratro (*Macroptilium atropurpureum*). *Bragantia*, Campinas, v. 39, n. 17, p. 241-245, 1980.

LOPES, E.S.; SIQUEIRA, J.O.; ZAMBOLIM, L. Caracterização das micorrizas vesicular-arbuscular (MVA) e seus efeitos no crescimento das plantas. *Rev.Bras.Cienc.Solo*, Campinas, v. 7, n. 1, p. 1-19, 1983.

MALAVOLTA, E. , VITTI, G.C.; OLIVEIRA, S.A. *Avaliação do estado nutricional das plantas. Princípios e aplicações*. 2ª ed. Piracicaba: Potafós, Piracicaba, 1997. 319 p.

MARONEK, D.M.; HENDRIX, J.W.; STEVENS, C.D. Fertility – mycorrhizal interactions in production of containerized pin oak seedlings. *Scientia Hortic*., v. 15, p. 238-239, 1981.

MARSCHNER, H. *Mineral nutrition of higher plants*. Cambridge: Academic Press, 1995. 889 p.

MARTINS, M.A.; GONÇALVES, G.F.de; SOARES, A.C.F. Efeito de fungos micorrízicos arbusculares associados a compostos fenólicos, no crescimento de mudas de mamoeiro. *Pesq.Agropec.Bras.*, Brasília, v. 35, n. 7, p. 1465-1471, 2000.

MARX, D.H. ; BRYAN, W.C. Growth and ectomycorrhizal development of loblolly pine seedlings in fumigated soil infested with the fungal symbiont *Pisolithus tinctorius*. *Forest Sci.*, Bethesola, v. 21, p.245-254, 1975.

MATSUBARA, Y.I.; HARADA, T.; YAKUWA, T. Effect of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi inoculation on seedling growth in several species of vegetable crops. *Journal of the Japanese Society for Horticultural Science*, v. 63, n. 3, p. 619-628, 1994.

MELO, A.M.T. Reação de cebola e tomateiro à inoculação de fungos micorrízicos vesículo-arbusculares e de *Pyrenochaeta terrestris* e *Fusarium oxysporum* f.sp. *lycopersici*. 1989. 124p. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 1989.

MELO, A.M.Y.; MAIA, L.C.; MORGADO, L.B. Fungos micorrízicos arbusculares em bananeiras cultivadas no Vale do Submédio São Francisco. *Acta Botânica Brasílica*, v. 11, p. 115-121, 1997.

MENGE, J.A. Utilization of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in agriculture. *Can.J.Bot.*, Ottawa, v. 61, p. 1015-1024, 1983.

MENGE, J.A. Inoculum production. In: POWELL, C.L. & BAGYARAJ, D.J. (Ed.). *VA mycorrhiza*. Boca Raton, Florida: CRC Press, 1984. p. 187-204.

MENGE, J.A. *et al.* Phosphorus concentrations in plants responsible for inhibition for mycorrhizal infection. *New Phytol.*, Oxford, v. 80, p. 575-578, 1978.

MENGE, J.A.; JOHNSON, E.L.V. ; PLATT, R.G. Mycorrhizal dependency of several citrus cultivars under three nutrient regimes. *New Phytol.*, Oxford, v. 81, p. 553-559, 1978.

MILLER JR., O.K. Taxonomy of ecto and ectendomycorrhizal fungi. In: SCHENCK, N.C. (Ed.). *Methods and principles of mycorrhiza research.* St. Paul, Minnesota: The American Phytopathological Society, 1982. p. 91-101.

MILLER, R.M. ; JASTROW, J.D. The application of V.A. mycorrhizae to ecosystem restoration and reclamation. In: MICHAEL, F.A. (Ed.) *Mycorrhizal functioning: an integrative plant-fungal process.* London; Chapman and Hall, 1992. P. 438-467.

MINHONI, M.T.A. ; AULER, P.A.M. Efeito do fósforo, fumigação do substrato e fungo micorrízico arbuscular sobre o crescimento de plantas de mamoeiro. *Rev.Bras.Cienc.Solo*, Campinas, v. 27, p. 841-847, 2003.

MIRANDA, J.C.C. Influência de fungos endomicorrízicos inoculados a campo, na cultura de sorgo e soja em um solo sob cerrado. *Rev.Bras.Cienc.Solo,* Campinas, v. 6, p. 19-23, 1982.

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

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

MORTON, J.B. ; LENNY, G.L. Revised classification of arbuscular mycorrhizae fungi (Zygomycetes): a new order, **Glomales**, two new suborders, **Glomineae** and **Gigasporinae** and two new families, **Acaulosporaceae** and **Gigasporaceae**, with emendation of **Glomaceae**. *Mycotaxon*, Ithaca, v. 37, p. 471-491, 1990.

MORTON, J.B.; REDCKER, D. Two new families of Glomales, Archaeosporaceae and Paraglomaceae, with two new genera *Archaeospora* and *Paraglomus*, based on

concordant molecular and morphological characters. *Mycologia*, New York, v. 93, p. 181-195, 2001.

MORTON, J.B. **Evolution of fungi in Glomales.** Disponível em: <http://invam.caf.wvu.edu/>. Acesso em: dezembro/ 2005.

MOSSE, B. Growth and chemical composition of mycorrhizal and non-mycorrhizal apples. *Nature*, Londres, v. 179, p. 922-924, 1957.

MOSSE, B. Vesicular-arbuscular mycorrhiza research for tropical agriculture. *Res.Bull.Inst.Trop.Agric.Human Res.*, Hawaii, n. 194, p. 1-82, 1981.

NAIK, B.H. *et al.* Field responses of China aster (*Callistephus chinensis* (L.) Nees.) cv. *Ostrich plume* to the inoculation of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi at different phosphorus levels. *Sci.Hortic.*, Amsterdam, v. 62, n. 1/2, p. 129-133, 1995.

NELSON, P.E.; TOUSSOUN, T.A.; MARASAS, W.F.O. ***Fusarium*** *species: an illustrated manual for identification***.** The Pennsylvania State University Press, 1983, 193p.

NEWSHAM, K.K.; FITTER, A.H.; WATKINSON, A.R. Arbuscular mycorrhiza protect an annual grass from root pathogenic fungi in the field. *J.Ecol.*, Oxford, v. 83, p.991-1000, 1995.

NOGUEIRA, M.A. ; CARDOSO, E.J.B.N. Produção de micélio externo por fungos micorrízicos arbusculares e crescimento da soja em função de doses de fósforo. Rev. *Bras.Cienc.Solo*, Campinas, v. 24, p.329-338, 2000.

NORMAN, J.R.; ATKINSON, D.; HOOKER, J.E. Arbuscular mycorrhizal fungal-induced alteration to root architecture in strawberry and induced resistance to the root pathogen *Phytophthora fragariae*. *Plant and Soil*, Hague, v. 185, n. 2, p. 191-198, 1996.

OLIVEIRA, A.A.R.; WEBER, B.; SILVA, A.C.G.M. Micorrização e crescimento de porta-enxertos de citros em função de inóculos micorrízicos vesículo-arbusculares. *Pesq.Agropec.Bras.*, Brasília, v. 27, n. 7, p. 1049-1056, 1992.

OLIVEIRA, A.N. ; OLIVEIRA, L.A. Associação micorrízica e teores de nutrientes nas folhas de cupuaçuzeiro (*Theobroma grandiflorum*) e guaranazeiro (*Paullinia cupana*) de um sistema agroflorestal em Manaus, Amazonas. *Rev.Bras.Cienc.Solo*, Campinas, v. 28, p. 1063-1068, 2004.

PACOVSKY, R.S. *et al.* Growth and nutrient allocation in *Phaseolus vulgaris* L. colonized with endomycorrhizae or rhizobium. *Plant and Soil*, Hague, v. 132, p. 127-137, 1991.

PANIZZA, S. *Plantas que curam - cheiro de mato*. São Paulo, IBRASA, 1997. 279 p.

PATTARO, F.C.; SCHWAN-ESTRADA, K.R.F.; CRUZ, M.E.S.VIEIRA, P.S.; RAMOS, F.S. Efeito de inoculação de fungos micorrízicos arbusculares na produção de óleos essenciais em plantas medicinais. Disponível em http://www.cca.uem.br/anu6600.htm. Acesso em dezembro/2005.

PAULA, M.A. ; SIQUEIRA, J.O. Efeitos da umidade do solo sobre a simbiose endomicorrízica em soja. I. Colonização radicular, esporulação, nodulação e acúmulo de nitrogênio. *Rev.Bras.Cienc.Solo*, Campinas, v. 11, p. 283-287, 1987a.

PAULA, M.A. ; SIQUEIRA, J.O. Efeitos da umidade do solo sobre a simbiose endomicorrízica em soja. II. Crescimento, nutrição e relação água-planta. *Rev.Bras.Cienc.Solo*, Campinas, v. 11, p. 289-293, 1987b.

PAULA, M.A. ; SIQUEIRA, J.O. Efeito de micorrizas vesicular arbusculares no crescimento, nodulação e acúmulo de N na soja. *Pesq.Agropec.Bras.*, Brasília, v. 22, n. 2., p. 171-178, 1987c.

PAULA, M.A.; SIQUEIRA, J.O.; HOSHIKA, E. Crescimento, nutrição e produção de soja inoculada com populações de fungos micorrízicos vesículo-arbusculares. *Rev.Bras.Cienc.Solo*, Campinas, v. 14, p. 151-156, 1990.

PAULINO, V.T.; PICCINI, D.F.; BAREA, J.M. Influência de fungos micorrízicos vesículo-arbusculares e fosfatos em leguminosas forrageiras tropicais. *Rev.Bras.Cienc.Solo*, Campinas, v. 10, n. 2, p. 103-108, 1986.

PHILLIPS, J.M. ; HAYMAN, D.S. Improved procedures for clearing and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. *Trans.Br.Mycol.Soc.*, Cambridge, v. 55, p. 158-161, 1970.

POUYÚ-ROJAS, E. ; SIQUEIRA, J.O. Micorriza arbuscular e fertilização do solo no desenvolvimento pós-transplante de mudas de sete espécies florestais. *Pesq. Agropec.Bras.*, Brasília, v. 35, n.1, p.103-114, 2000.

POWELL, C.L. Plant growth responses to vesicular-arbuscular mycorrhiza. VII. Uptake of P by onion and clover infected with different *Endogone* spore types in ^{32}P labelled soils. *New Phytol.*, Oxford, v. 75, p. 563-566, 1975.

POWELL, C.L.; CLARK, G.E.; BERBENE, N.J. Growth response of four onion cultivars to several isolates of VA mycorrhizal fungi. *N.Z.J.Agric.Res.*, Wellington, v. 25, n. 3, p. 465-470, 1982.

POWELL, C.L. ; BAGYARAJ, D.J. *VA mycorrhiza.* Boca Raton:CRC Press, 1984. 234 p.

PRADOS-LIGERO, A.M.; BASCÓN-FERNANDEZ, J.; CALVET-PINÓS, C.; CORPAS-HERVÍAS, C.; LARA RUIZ, A.; MELERO-VARA, J.M.; BASALLOTE-UREBA, M.J. Effect of different soil and clove treatments in the control of white rot of garlic. *Annals of Aplied Biology*, v. 140, n. 3, p. 247-253, 2002.

RAIJ, B.van; ANDRADE, J.C.; CANTARELLA, H.; QUAGGIO, J.A. *Análise química para avaliação da fertilidade de solos tropicais.* Instituto Agronômico, 2001. 285 p.

REIS, M.A.; ZAMBOLIM, L.; NASCIMENTO JÚNIOR, D. Potencial de utilização de gramíneas para multiplicação de inóculo de fungo micorrízico vesículo-arbuscular *Glomus etunicatum*. *Fitopatol.Bras.*, Brasília, v. 16, n. 3, p. 164-170, 1991.

ROMERO, A.G.F. ; SIQUEIRA, J.O. Atividade de flavonóides sobre esporos do fungo micorrízico *Gigaspora gigantea* in vitro. *Pesq.Agropec.Bras.*, Brasília, v. 31, n. 7, p. 517-522, 1996.

ROSENDAHL, C.N. ; ROSENDAHL, S. The role of vesicular-arbuscular mycorrhiza in controlling damping-off and growth reduction in cucumber caused by *Pythium ultimum*. *Symbiosis*, v. 9, n. 1-3, p. 363-366, 1991.

ROSS, J.P. ; HARPER, J.A. Effect of Endogone mycorrhiza on soybean yields. *Phytopathology*, St. Paul, v. 60, n. 11, p. 1552-1556, 1970.

ROSS, J.P. Influence of *Endogone* mycorrhiza on *Phytophthora* rot of soybean. *Phytopathology*, St. Paul, v. 62, p. 896-897, 1972.

RUSSOMANNO, O.M.R. Avaliação de diversas gramíneas na produção de inóculo de *Glomus etunicatum* Becker & Gerdemann. 1996. 108 p. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Faculdade de Ciências Agronômicas, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 1996.

RUSSOMANNO, O.M.R.; KRUPPA, P.C.; MARTINS, A.; FIGUEIREDO, M.B. Murcha de *Fusarium oxysporum* em plantas de alecrim (*Rosmarinus officinalis*) e manjericão anão (*Ocimum minimum*). *Summa Phytopathol*., Botucatu, v. 30, n. 1, p. 98, 2004.

SAFIR, G. The influence of vesicular-arbuscular mycorrhiza on the resistance of onion to *Pyrenochaeta terrestris*. 1968. 36 p. M.S.Thesis Univ. Illinois, Urbana, 1968.

SAGGIN JÚNIOR, O.J. ; SIQUEIRA. Avaliação da eficiência simbiótica de fungos endomicorrízicos para o cafeeiro. *Rev.Bras.Cienc.Solo*, Campinas, v. 19, n. 2, p. 221-228, 1995.

SANCHEZ-BLANCO, M.J.; FERRANDEZ, T.; MORALES, M.A.; MORTE, A.; ALARCON, J.J. Variations in water status, gás exchange, and growth in *Rosmarinus officinalis* plants infected with *Glomus deserticola* under drought conditions. *J.Plant Physiol.*, Stuttgart, v. 161, n.6, p.675-682, 2004.

SANDERS, F.E. ; TINKER, P.B. Mechanism of absorption of phosphate from soil by *Endogone* mycorrhizas. *Nature*, Londres, v. 233, p. 278-279, 1971.

SARRUGE, J.R. Soluções nutritivas. *Summa Phytopathol.*, v. 1, n. 3, p. 231-233, 1975.

SCHENCK, N.C. Can mycorrhiza control root disease*? Plant Dis.Rep.*, Washington, v. 65, p. 230-234, 1981.

SCHENCK, N.C.; RIDINGS, W.H.; CORNELL, J.A. Interaction of two vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi, and *Phytophthora parasitica* on two citrus stocks. In: NORTH AM. CONFER. ON MYCORRHIZAE, 3, Athens, 1977. Abstract. Inst. For Mycorrhizal Rs., Dev., 1977. 9 p.

SCHENCK, N.C. ; KELLAM, M.K. The influence of vesicular-arbuscular mycorrhizae on disease development. Tech.*Bull.Inst.Food Agric.Sci.*, Florida, n. 798, p. 1-16, 1978.

SCHONBECK, F. ; DEHNE, H.W. Damage to mycorrhizal and nonmycorrhizal cotton seedlings by *Thielaviopsis basicola*. *Plant Dis.Rep.*, Washington, v. 61, p. 266-267, 1977.

SCHUBERT, A. ; HAYMAN, D.S. Plant growth response to vesicular-arbuscular mycorrhiza. XVI. Effectiveness of different endophytes at different levels of soil phosphates. *New Phytol.*, Oxford, v. 103, p. 79-90, 1986.

SCHUBERT, A.; CAMMMARATA, S.; EYNARD, I. Growth and root colonization of grapevines inoculated with different mycorrhizal endophytes. *HortScience*, Alexandria, v. 23, n. 2, p. 302-302, 1988.

SCHUESSLER, A.; SCHWARZOTT, D.; WALKER, C. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. *Mycological Research*, Cambridge, v. 105, n.12, p. 1413-1421, 2001.

SILVA, E.M.R.da; SUDO, A.; ALMEIDA, D.L.de; MATOS, R.M.B.; PEREIRA, M.G.; BOVI, M.L.A.; MACHADO, C.T.T. *Ocorrência e efetividade de fungos micorrízicos em plantas cultivadas*. Seropédica: Embrapa Agrobiologia, 1998. 25 p. (Embrapa-CNPAB. Documentos, 83).

SILVA, L.F.C.; SIQUEIRA, J.O. Crescimento e teores de nutrientes de mudas de abacateiro, mangueira e mamoeiro sob influência de diferentes espécies de fungos micorrízicos vesículo-arbusculares. *Rev.Bras.Cienc.Solo*, Campinas, v. 15, n. 3, p. 283-288, 1991.

SILVA, M.A.da; CAVALCANTE, U.M.T.; SILVA, S.B.da; SOARES, S.A.G.; MAIA, L.C. Crescimento de mudas de maracujazeiro-doce (*Passiflora alata* Curtis) associadas a fungos micorrízicos arbusculares (Glomeromycota). *Acta Bot.Bras.*, v. 18, n. 4, p. 981-985, 2004.

SILVEIRA, A.P.D. Micorrizas. In: CARDOSO, E.J.B.N.; TSAI, S.M.; NEVES, M.C.P. (Coord.). *Microbiologia do solo*. Campinas, SP: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 1992. p.257-282.

SILVEIRA, A.P.D. Avaliação de fungos micorrízicos arbusculares e sua importância ambiental. In: FRIGHETTO, R.T.S.; VALARINI, P.J. **Manual técnico**: Indicadores biológicos e bioquímicos da qualidade do solo. Jaguariúna: Embrapa. 2000. p.61-77.

SILVEIRA, A.P.D. ; CARDOSO, E.J.B.N. Efeito do fósforo e da micorriza vesículo-arbuscular na simbiose *Rhizobium*-feijoeiro. *Rev.Bras.Cienc.Solo,* Campinas, v.11, n.1, p. 31-36, 1987.

SILVEIRA, A.P.D. ; CARDOSO, E.J.B.N. Influência do tipo de solo e do fungo micorrízico vesículo-arbuscular no desenvolvimento de três cultivares de feijão. *Rev.Bras.Cienc.Solo*, Campinas, v. 11, n.1, p. 37-43, 1987.

SILVEIRA, S.V.; SOUZA, P.V.D.; KOLLER, O.C. Influência de fungos micorrízicos arbusculares sobre o desenvolvimento vegetativo de porta-enxertos de abacateiro. *Pesq.Agropec.Bras.*, Brasília, v. 37, p. 303-309, 2002.

SIMPSON, D. ; DAFT, M.J. Spore production and mycorrhizal development in various tropical crop hosts infected with *Glomus clarum*. *Plant and Soil*, Hague, v. 121, p. 171-178, 1990a.

SIMPSON, D. ; DAFT, M.J. Interactions between water-stress and different mycorrhizal inocula on plant growth and mycorrhizal development in maize and sorghum. *Plant and Soil*, Hague, v. 121, p. 179-186, 1990b.

SIQUEIRA, J.O. Micorrizas: forma e função. In: REUNIÃO BRASILEIRA SOBRE MICORRIZAS, 1., 1986, Lavras. *Programas e Resumos.* Lavras:Escola Superior de Agricultura de Lavras, 1986. p. 5-32.

SIQUEIRA, J.O. Cultura axênica e monoxênica de fungos micorrízicos vesículo-arbusculares. In: REUNIÃO BRASILEIRA SOBRE MICORRIZAS, 2., 1987, São Paulo. *Programas e Resumos.* São Paulo:SEMA/SEAG/USP, 1987. p. 44-70.

SIQUEIRA, J.O.; HUBBELL, D.H. ; VALLE, R.R. Effect of phosphorus on formation of the vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. *Pesq.Agropec.Bras.*, Brasília, v. 19, p. 1465-1474, 1984.

SIQUEIRA, J.O. ; COLOZZI-FILHO, A. Micorrizas vesículo-arbusculares em mudas de cafeeiro. II. Efeito do fósforo no estabelecimento e funcionamento da simbiose. *Rev.Bras.Cienc.Solo*, Campinas, v. 10, p. 207-211, 1986.

SIQUEIRA, J.O. *et al.* Efetividade simbiótica de fungos micorrízicos vesículo-arbusculares para o algodoeiro. *Rev.Bras.Cienc.Solo*, Campinas, v. 10, p. 213-218, 1986.

.

SIQUEIRA, J.O. ; SAGGIN JÚNIOR, O.J. The importance of mycorrhizae association in natural low-fertility soils. In: INTERNATIONAL SYMPOSIUM ON ENVIROMENTAL STRESS, 1., 1992, Belo Horizonte. *Maize in perspective*: proceedings. Sete Lagoas: Embrapa-CNPMS/México: CIMMYT/UNDP, 1995. p. 239-280.

SIQUEIRA, J.O.; PEREIRA, M.A.M.; SIMÃO, J.B.P.; MOREIRA, F.M.S. Efeito da formononetina (7 hidroxi, 4“ metoxi isoflavona) na colonização micorrízica e crescimento do milho em solo contendo excesso de metais pesados. *Rev.Bras.Cienc.Solo*, Campinas, v. 23, p.571-577, 1999.

SMITH, S.E. ; GIANINAZZI-PEARSON, J. Physiological interactions between symbiosis in vesicular-arbuscular mycorrhizal plants. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, Palo Alto, v. 39, p. 221-224, 1988.

SMITH, S.E. ; READ, D.J. *Mycorrhizal symbiosis.* 2nd ed. London:Academic Press, 1997. 605p.

SNEDECOR, G.W.E. ; COCHRAN, W.C. *Statistical Methods*. 6th.ed., 5ª reimp. Iwoa State Univ.Press, 1972. 325 p.

SOARES, A.C.F.; MARTINS, M.A. Influência de fungos micorrízicos arbusculares, associada à adição de compostos fenólicos, no crescimento de mudas de maracujazeiro amarelo (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa*). *Rev.Bras.Cienc.Solo*, Campinas, v. 24, p. 731-740, 2000.

SOARES, A.C.F.; MARTINS, M.A.; MATHIAS, L.; FREITAS, M.S.M. Fungos micorrízicos arbusculares e a ocorrência de flavonóides em raízes de mudas de maracujazeiro amarelo. *Sci. Agric*., Piracicaba, v. 62, n. 4, p.331-336, 2005.

STRUBBLE, J.E. ; SKIPPER, H.D. Vesicular-arbuscular mycorrhizal spore production as influenced by plant species. *Plant and Soil*, Hague, v. 109, p. 277-280, 1988.

STRULLU, D.G.; ROMAND, C.; PLENCHETTE, C. Axenic culture and encapsulation of the intraradical forms of *Glomus* spp. *World J.Microbiol.Biotechnol.*, v. 7, p. 292-297, 1991.

SUMAN BALA ; SINGH, O.S. Response of lentil to VA mycorrhizal inoculation and plant available P levels of unsterile soils. *Plant and Soil*, Hague, v. 87, p. 445-447, 1985.

SYLVIA, D.M. ; SCHENCK, N.C. Application of superphosphate to mycorrhizal plants stimulates sporulation of phosphorus-tolerant vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytol.*, Oxford, v. 95, p. 655-661, 1983.

TAGLIALATELA, D.; SALVAREZZA, A.; GARBAGNOLI, C.; ATLAS, E. Enfermedades del cultivo de albahaca (*Ocimum basilicum* L.) bajo vidriera em la zona sur del gran Buenos Aires. *Fitopatol. Bras.*, Brasília, v. 26 (supl.), p. 467, 2001.

TALUKDAR, N.C. ; GERMIDA, J.J. Propagation and storage of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi isolated from Saskatchewan agricultural soils. *Can.J.Bot.*, Ottawa, v. 71, p. 1328-1335, 1993.

TINKER, P.B. Effects of vesicular-arbuscular mycorrhizas on higher plants. In: JENNINGS, D.H. & LEE, D.L. (Ed.). Proc. 29th Symp.Soc.Exp.Biol.Cambridge, Cambridge Univ.Press, 1975. p. 325-350.

TRAPPE, J.M. Selection of fungi for ectomycorrhizal inoculation in nurseries. *Annu.Rev.Phytopathol.*, Palo Alto, v. 15, p. 203-222, 1977.

TRAPPE, J.M.; BERCH, S.M. The prehistory of mycorrhizae: A.B. Frank's predecessors. In: NORTH AMERICAN CONFERENCE ON MYCORRHIZAE, 6th , Proc. Forest Res. Lab., Oregon, p. 2-11, 1985.

TRINDADE, A.V. Micorrizas arbusculares em mamoeiro. Lavras: UFLA, 1998. 177 p. Tese de Doutorado.

TRINDADE, A.V.; SIQUEIRA, J.O.; ALMEIDA, E.P. Eficiência simbiótica de fungos micorrízicos arbusculares em solo não fumigado para mamoeiro. *Rev.Bras.Cienc.Solo*, Campinas, v. 24, p. 505-513, 2000a.

TRINDADE, A.V.; FARIA, N.G. & ALMEIDA, F.P.de. Uso de esterco no desenvolvimento de mudas de mamoeiro colonizadas com fungos micorrízicos. *Pesq.Agropec.Bras.*, Brasília, v. 35, n. 7, p. 1389-1394, 2000b.

TSAI, S.N. ; PHILLIPS, D.A. Flavonoids released naturally from alfalfa promote development of symbiotic *Glomus* spores “in vitro”. *Applied and Environmental Microbiology*, Washington, v. 57, p. 1485-1488, 1991.

VEJSADOVA, H.; SBLIKOVA, D.; HRSELOVA, H.; VANCURA, V. Effect of the VAM fungus *Glomus* sp. on the growth and yield of soybean inoculated with *Bradyrhizobium japonicum*. *Plant and Soil*, Hague, v. 140, n. 1, p. 121-125, 1992.

WEBER, O.B.; SOUZA, C.C.M.de; GONDIN, D.M.F.; OLIVIERA, F.N.S.; CRISÓSTOMO, L.A.; CAPRONI, A.L.; SAGGIN JÚNIOR, O. Inoculação de fungos micorrízicos arbusculares e adubação fosfatada em mudas de cajueiro-anão-precoce. *Pesq.Agropec.Bras.*, Brasília, v. 39, n. 5, p. 477-483, 2004.

WOODHEAD, S.H.; GERDEMANN, J.W.; PAXTON, J.D. Mycorrhizal infection of soybean roots reduces *Phytophthora* root rot. In: NORTH AM. CONFER. ON MYCORRHIZAE, 3, Athens, 1977. Abstract. Inst. For Mycorrhizal Res. Dev., 1977, 10 p.

XUE, B.Y. ; LUO, X.S. Effect of VAM fungi on the growth of peach seedlings. *Journal of Fruit Science*, v. 9, n. 2, p. 106-109, 1992.

YANO, K.; YAMAUCHI, A.; KONO, Y. Modification of root system morphology in a peanut seedling inoculated with arbuscular mycorrhizal fungus, *Gigaspora margarita* Becker & Hall. *Japanese Journal of Crop Science*, Tokyo, v. 65, n. 2, p. 361-367, 1996.

YANO-MELO, A.M.; SAGGIN-JÚNIOR, O.J.; LIMA-FILHO, J.M.; MELO, N.F.; MAIA, L.C. Effect of arbuscular mycorrhizal fungi on the acclimatization of micropropagated banana plantlets. *Mycorrhiza*, v. 9, p. 119-123, 1999.

ZAK, B. Role of mycorrhizal in root disease. *Annu.Rev.Phytopathol.*, Palo Alto, p. 377-392, 1964.

ZAMBOLIM, L. Como plantas micorrizadas comportam-se em relação aos fitopatógenos. *Biológico*, São Paulo, v. 50 (supl.), p. 53-69, 1984.

ZAMBOLIM, L. ; SCHENCK, N.C. Reduction of the effect of pathogenic root-infecting fungi on soybean by the mycorrhizal fungus, *Glomus mosseae*. *Phytopathology*, St. Paul, v. 73, p. 1402-1405, 1983.

ZAMBOLIM, L. ; SCHENCK, N.C. Effect of *Macrophomina, Rhizoctonia, Fusarium* and the mycorrhizal fungus *Glomus mosseae* on noculated and non-nodulated soybeans. *Fitopatol. Bras.*, Brasília, v. 9, p. 129-138, 1984.

ZAMBOLIM, L. ; SIQUEIRA, J.O. *Importância e potencial das associações micorrízicas para a agricultura*. Belo Horizonte: EPAMIG, 1985. 36p.

ZAMBOLIM, L.; REIS, M.A.; COSTA, L.M. Substratos para multiplicação de inóculo do fungo micorrízico vesículo-arbuscular *Glomus etunicatum*. *Fitopatol. Bras.*, Brasília, v. 17, n.1, p. 28-31, 1992.

ZEMKE, J.M.; PEREIRA, F.; LOVATO, P.M.; SILVA, A.L.da. Avaliação de substratos para inoculação micorrízica e aclimatização de dois porta-enxertos de videira micropropagados. *Pesq.Agropec.Bras.*, Brasília, v. 38, n. 11, p. 1309-1315, 2003.