

# CERRADO

## Micorriza Arbuscular ocorrência e manejo

Jeanne Christine Claessen de Miranda

**Embrapa**

# **CERRADO**

**Micorriza Arbuscular**  
**ocorrência e manejo**



*Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária  
Embrapa Cerrados  
Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento*

# **CERRADO**

## **Micorriza Arbuscular ocorrência e manejo**

2ª edição

*Jeanne Christine Claessen de Miranda*

**Embrapa  
Brasília, DF  
2012**

**Embrapa Cerrados**

BR 020, Km 18, Rodovia Brasília/Fortaleza  
Caixa Postal 08223  
CEP 73310-970 – Planaltina-DF  
Fone: (61) 3388-9898 / Fax:(61) 3388-9879  
www.cpac.embrapa.br  
sac@cpac.embrapa.br

**Unidade responsável pelo conteúdo**

Embrapa Cerrados

**Embrapa Informação Tecnológica**

Parque Estação Biológica (PqEB),  
Av. W3 Norte (final)  
CEP 70770-901 Brasília, DF  
Fone: (61) 3448-4236 Fax (61) 3448-2494  
www.embrapa.br/liv  
vendas@sct.embrapa.br

**Unidade responsável pela edição (e-book)**

Embrapa Informação Tecnológica

**Coordenação editorial**

*Fernando do Amaral Pereira*  
*Lucilene Maria de Andrade*  
*Juliana Meireles Fortaleza*

**Revisão de texto**

*Fernanda Vidigal Cabral de Miranda*  
*Francisca Elijani do Nascimento*

**Normalização bibliográfica**

*Rosângela Lacerda de Castro*

**Revisão do e-book**

*Aline Pereira de Oliveira*

**Capa**

*Wellington Cavalcanti*

**Fotos da capa**

*Leo Nobre de Miranda*  
*Jeanne C. C. de Miranda*  
*Valter Lopes*

**Tratamento de imagens e figuras**

*Wellington Cavalcanti*

**Conversão e editoração do e-book**

*WOC Tecnologia da Informação Ltda.*

**1ª edição**

1ª impressão (2008): 2.000 exemplares

**2ª edição**

E-book (2012)

**Todos os direitos reservados.**

A reprodução não-autorizada desta publicação, no todo ou em parte, constitui violação dos direitos autorais (Lei nº 9.610).

**Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)**

Embrapa Informação Tecnológica

---

Miranda, Jeanne Christine Claessen de.

Cerrado : micorriza arbuscular : ocorrência e manejo / Jeanne Christine Claessen de Miranda. – 2. ed. – Brasília, DF: Embrapa, 2012.

E-book : il. color.

E-book no formato e-Pub.

Editado originalmente como livro impresso.

ISBN xxx-xx-xxxx-xxx-x

1. Fungo. 2. Microbiologia do solo. 3. Solo. I. Embrapa Cerrados. II. Título.

**Autora**

---

**Jeanne Christine Claessen de Miranda**

Bióloga, Ph.D. em Microbiologia do Solo, Micorriza

Pesquisadora da Embrapa Cerrados

Planaltina, DF



## Agradecimentos

---

À Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária - Embrapa - e ao Centro de Pesquisa Agropecuária do Cerrado - Embrapa Cerrados pelas condições de trabalho e pelo apoio e incentivo, que permitiram a implantação e o desenvolvimento da pesquisa com micorriza arbuscular.

Ao Chefe-Geral da Embrapa Cerrados, Roberto Teixeira Alves; ao Chefe de Pesquisa e Desenvolvimento, José de Ribamar N. dos Anjos e ao Chefe de Comunicação e Negócios, Gilberto Gonçalves Leite, pelo grande estímulo e apoio na execução dos projetos de pesquisa, bem como na viabilização deste livro.

Ao Chefe Técnico da Embrapa Cerrados na fase inicial da Unidade, Wenceslau J. Goedert, por ter acreditado na pesquisa com micorriza e ter contribuído significativamente para que essa se iniciasse de forma adequada e bem direcionada.

Ao Sérgio Mauro Folle, que, como Chefe de Comunicação e Negócios da Embrapa Cerrados, estimulou o nosso trabalho e contribuiu, decisivamente, no processo de solicitação da patente de inoculante de fungos micorrízicos arbusculares.

Às diversas Chefias da Embrapa Cerrados, que sempre reconheceram o valor e a importância desse trabalho.

Ao pesquisador em Fertilidade do Solo da Embrapa Cerrados Leo Nobre de Miranda pela participação destacada nas fases de planejamento, execução da pesquisa e discussão dos resultados.

Ao assistente do Laboratório de Microbiologia de Solos da Embrapa Cerrados Valter Lopes pelo empenho, pela dedicação e contribuição significativa nas atividades de laboratório e casa de vegetação.

Ao assistente dos Campos Experimentais da Embrapa Cerrados Deocleciano Santos Lima pelo empenho e dedicação ímpar na realização dos trabalhos em casa de vegetação e em campo.

À Barbara Mosse e ao David Hayman pelo treinamento inicial e pelas contribuições posteriores.

À Joyce Lance Spain pelos ensinamentos recebidos, pela generosidade e pelo agradável convívio profissional e pessoal.

Ao Sidney Stürmer pela contribuição técnica em avaliações taxonômicas e pela atenção e solicitude.

Ao Professor Allan Wild e ao Peter J. Harris, do Departamento de Ciência do Solo da Universidade de Reading, Inglaterra, pela orientação e pelo aprimoramento técnicos e pelo convívio pessoal.

A todos os funcionários dos diversos setores, laboratórios e campos experimentais que contribuíram de forma anônima, porém importante e decisiva na implementação dos projetos de pesquisa.

Aos amigos e colegas da Embrapa Cerrados por sua colaboração técnica e por propiciarem um ambiente de trabalho amistoso e produtivo.

Aos revisores, Thomaz Adolpho Rein, Fábio Bueno dos Reis Junior e Ieda de Carvalho Mendes, pela paciência e generosidade em rever, detalhadamente, todo o conteúdo, o que resultou em grande e importante aprimoramento deste livro.

***Jeanne Christine Claessen de Miranda***

## Apresentação

---

Ao longo de sua história, a Embrapa Cerrados vem gerando conhecimentos e tecnologias que viabilizam a exploração agrícola do Bioma Cerrado, possibilitando, ao mesmo tempo, conhecer, preservar e utilizar racionalmente a biodiversidade desse ecossistema. Sua missão, objetivos e estratégias são fundamentados no princípio do desenvolvimento de sistemas de produção agrícola rentáveis, ecologicamente sustentáveis e socialmente justos.

Este livro é uma demonstração clara do cumprimento de metas e alcance dos objetivos do Centro de Pesquisa. Ele é resultante do esforço da autora com o intuito de divulgar, de uma forma ampla, os conhecimentos e resultados de estudos realizados nos últimos 30 anos sobre micorriza arbuscular, considerando-se duas linhas principais: o manejo dos fungos micorrízicos arbusculares nativos e da micorriza arbuscular nos sistemas de produção, e a inoculação desses fungos, com ênfase no Bioma Cerrado, para que esses possam ser utilizados na implementação de modelos de desenvolvimento sustentável.

Parabenizamos a autora e os colaboradores por esta valiosa contribuição ao meio científico, que possui aplicação imediata de suas informações no meio rural. Por isso, temos a certeza de que este livro irá preparar melhor todos os profissionais envolvidos, como pesquisadores,

professores, técnicos de empresas de consultoria, técnicos de laboratórios e estudantes de graduação e pós-graduação, em suas pesquisas e trabalhos com micorriza arbuscular e áreas correlatas. Conseqüentemente, irá colaborar para atender às demandas internas e externas por alimentos, como as exigências crescentes da sociedade em relação à segurança alimentar e aos impactos ambientais.

***Roberto Teixeira Alves***

Chefe-Geral Embrapa Cerrados

## Prefácio

---

Este livro tem o objetivo de apresentar à sociedade, de forma agrupada, os resultados da pesquisa em micorriza arbuscular desenvolvida pela Embrapa Cerrados nos últimos 30 anos. Felizmente, vive-se um momento em que se reconhece a importante participação da pesquisa agropecuária na produção dos alimentos necessários à sobrevivência da humanidade e, ao mesmo tempo, na preservação dos recursos naturais para as futuras gerações. Espera-se que seja, também, reconhecida e considerada a importante participação da micorriza em todo esse processo, uma vez que essa associação benéfica entre fungos micorrízicos e raízes de plantas sempre esteve presente em todos os sistemas de produção e tem contribuído significativamente para a sua sustentabilidade e para a preservação ambiental.

A pesquisa em micorriza arbuscular, na Embrapa Cerrados, iniciou-se em 1977, buscando alternativas ao manejo da fertilidade do solo e maior eficiência de utilização dos fertilizantes fosfatados. Como parte desse processo, no ano seguinte, participei de um curso, no Instituto Agrônomo de Campinas (IAC), sobre “micorrizas endotróficas”, ministrado por Barbara Mosse e David Hayman, pesquisadores da Estação Experimental de Rothamsted, Inglaterra. Na sua formulação e implantação, os projetos de pesquisa com micorriza arbuscular da Embrapa Cerrados

seguiram duas linhas principais: o manejo dos fungos micorrízicos arbusculares nativos nos sistemas de produção e o processo de sua inoculação. Buscou-se conhecer, então, a dinâmica dos fungos micorrízicos arbusculares nativos em relação à variação sazonal e às condições de manejo do solo e de culturas. Trabalhou-se, também, na identificação da dependência micorrízica de diferentes culturas, anuais e perenes, e na busca de alternativas de manejo da micorriza arbuscular nos diferentes sistemas de produção. Paralelamente, procurou-se selecionar espécies eficientes dos fungos e introduzir a tecnologia de inoculação com fungos micorrízicos arbusculares, produzidos em substrato apropriado, na produção de mudas.

Ao longo desses anos, todo o trabalho de pesquisa foi efetuado em equipe. Recebemos, também, contribuições técnicas significativas de consultores e pesquisadores dessa fantástica comunidade científica que compõe o corpo técnico da Embrapa Cerrados.

Neste livro, em conjunto com os resultados obtidos, procurou-se registrar as observações e adaptações metodológicas realizadas, de maneira a repassar nossa experiência e estimular a nova geração de pesquisadores a continuar essa pesquisa tão importante e fascinante com a micorriza.

***Jeanne Christine Claessen de Miranda***

## Sumário

---

Introdução .....	15
<b>Capítulo 1</b> .....	<b>19</b>
Micorriza e Micorriza Arbuscular .....	19
Tipos de micorriza .....	19
Biologia da micorriza arbuscular .....	22
Identificação das espécies de fungos micorrízicos arbusculares .....	23
Taxonomia de fungos micorrízicos arbusculares .....	25
Morfologia e desenvolvimento da colonização radicular .....	26
Glomalina .....	31
Espécies de fungos micorrízicos arbusculares no Bioma Cerrado .....	32
Espécies novas de fungos micorrízicos arbusculares no Bioma Cerrado ...	37
<b>Capítulo 2</b> .....	<b>41</b>
Metodologias para análise de solo e raízes e para avaliações de germinação de esporos e crescimento de micélio .....	41
Extração e contagem de esporos de fungos micorrízicos arbusculares ..	42
Coloração e leitura de raízes colonizadas .....	44
Processos diferenciados de clareamento de raízes .....	47
Processo de clareamento em sistemas radiculares lenhosos .....	47
Processo de clareamento em sistemas radiculares lenhosos e pigmentados: casos específicos .....	48

Processo de clareamento em sistemas radiculares pigmentados: casos específicos .....	50
Preparação de placas de solo-agar para avaliação de germinação de esporos e crescimento do micélio externo inicial .....	51
Preparação de filmes de solo-agar para avaliação do crescimento do micélio externo .....	54
Culturas armadilhas .....	56
<b>Capítulo 3</b> .....	<b>59</b>
Seleção e multiplicação de fungos micorrízicos arbusculares e produção de inoculante .....	59
<b>Capítulo 4</b> .....	<b>67</b>
Dinâmica de fungos micorrízicos arbusculares em solos do Bioma Cerrado .....	67
<b>Capítulo 5</b> .....	<b>87</b>
Micorriza arbuscular, crescimento das plantas e produtividade das culturas em solos do Bioma Cerrado ....	87
Efeito na absorção de nutrientes .....	92
Efeito na produção de mudas .....	120
Efeito na recuperação de áreas degradadas .....	126
Efeito como agentes de controle biológico .....	131
<b>Capítulo 6</b> .....	<b>133</b>
Utilização da micorriza arbuscular, dependência micorrízica das plantas e práticas agrícolas .....	133
Considerações finais .....	141
Referências .....	143
Apêndices .....	163
Apêndice I: Fungos ectomicorrízicos .....	163
Apêndice II: Fungos micorrízicos arbusculares .....	164
Apêndice III: Observações em casa de vegetação .....	166
Apêndice IV: Observações em campo e em mudas .....	169

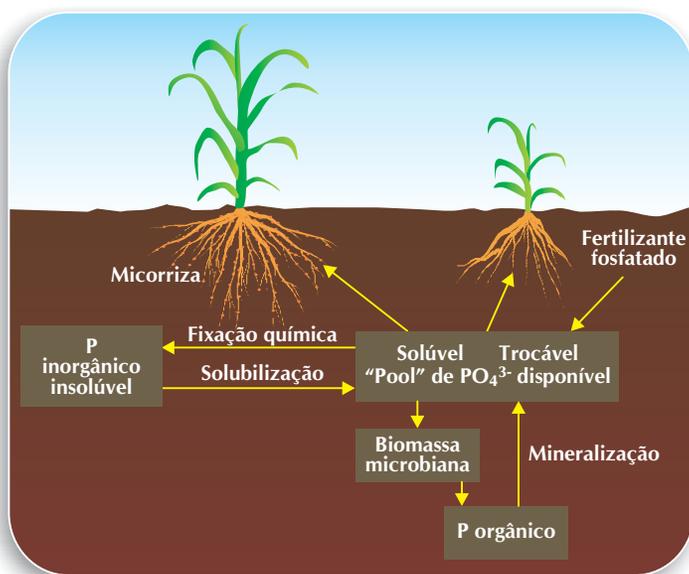
## Introdução

---

A produção agrícola em regiões tropicais, como os Cerrados ou savanas brasileiras, tem sido limitada pela baixa fertilidade de seus solos, que, geralmente, são ácidos e apresentam deficiências generalizadas de nutrientes, principalmente do fósforo. O uso de quantidades elevadas de fertilizantes fosfatados tem favorecido a produtividade das culturas nesses solos (GOEDERT, 1983; SANCHEZ; UEHARA, 1986; SOUSA; LOBATO, 2002). Entretanto, com o decréscimo das reservas de fosfatos, o aumento dos custos energéticos e a busca pela qualidade ambiental, tem sido demandado o desenvolvimento de uma agricultura sustentável, a qual engloba a utilização de práticas agrícolas com revolvimento mínimo do solo, a aplicação de fertilizantes fosfatados eficientes e a utilização de espécies e cultivares de plantas capazes de manter altas produtividades em condições de baixo suprimento de fósforo. O manejo adequado do solo, das culturas e dos insumos pode ainda ser complementado por estratégias que incluam processos biológicos naturais no solo como a micorriza, uma associação simbiótica, não-patogênica, entre fungos benéficos e específicos do solo e raízes de plantas superiores.

A associação micorrízica proporciona um aumento na absorção de nutrientes do solo pelas plantas, principalmente do fósforo, e um melhor aproveitamento do fertilizante fosfatado utilizado, especialmente nos solos de baixa fertilidade. A micorriza não substitui a adubação fosfatada, mas

aumenta a eficiência de utilização pelas plantas do fósforo natural disponível, ou do adicionado ao solo pela adubação (Fig.1). Menge et al. (1978b), por exemplo, concluíram que a inoculação de plantas de citros com fungos micorrízicos arbusculares permitiu um melhor aproveitamento do superfosfato triplo utilizado como fertilizante, resultando em uma economia de até US\$ 500 por hectare. A soja, cujo cultivo é de grande importância econômica na região dos Cerrados, é altamente dependente da aplicação de fósforo no solo e consome em torno de 23 % dos fertilizantes fosfatados utilizados na região. Foi estimado que o equivalente a 260 mil toneladas de  $P_2O_5$  poderia ser economizado, anualmente, em função de um aumento de 15 % na eficiência de absorção de fósforo por essa cultura por meio da micorriza arbuscular (LOPES; SIQUEIRA, 1981).



**Fig.1.** Ciclo do fósforo no solo cultivado com plantas com e sem micorriza arbuscular.

Fonte: Adaptado de Sieverding, 1991.

A micorriza aumenta também a sobrevivência das plantas em períodos de seca (LINDERMAN, 2000; AL-KARAKI et al., 2004) ou no

transplântio de mudas (COLOZZI FILHO et al., 1994; MENGE et al., 1978a). Ademais, pode atuar como um agente de controle biológico da ação de microrganismos radiculares fitopatogênicos (LINDERMAN, 1992). De modo geral, a comunidade dos fungos micorrízicos arbusculares no solo, por meio da multiplicidade de suas espécies, é considerada um dos fatores mais importantes para a manutenção da biodiversidade e funcionalidade dos ecossistemas (HEIJDEN et al., 1998). Por isso, é necessário protegê-la e incluí-la nas práticas de manejo futuras, de modo a manter os diversos agroecossistemas e a garantir a produtividade agrícola. Estudos conduzidos em estufas (SYLVIA; WILLIAMS, 1992) e observações feitas em campo (SIEVERDING, 1991) mostram que a micorriza atua como um mecanismo biológico benéfico para as plantas, principalmente, em situações de estresse edafoclimático comumente encontradas nos trópicos e, conseqüentemente, contribui para o aumento da produção agrícola. O levantamento conduzido por Wang e Qiu (2006) em 659 trabalhos publicados desde 1987 mostra a ocorrência da micorriza em 92 % das 263 famílias de plantas estudadas. Nessas, cerca de 80 % das 3.617 espécies analisadas eram micorrízicas. Segundo esses autores e Brundrett (2002), a micorriza arbuscular é o tipo predominante e ancestral e, em função dessa ocorrência generalizada, sua origem teria provavelmente coincidido com a origem das plantas. Essas, por sua vez, podem ser micotróficas permanentes ou facultativas, com a micorriza arbuscular sendo então benéfica, sobretudo em condições de estresse, ou em fases específicas de seu ciclo de vida (HARTNETT; WILSON, 2002; MIRANDA et al., 2005b).

Os fungos micorrízicos arbusculares ocorrem naturalmente nos solos e são componentes naturais dos sistemas de produção agrícola. Suas hifas externas atuam como uma extensão do sistema radicular, absorvendo nutrientes de um volume de solo maior do que o alcançado por raízes não colonizadas. Esse aspecto é particularmente importante na absorção de nutrientes com baixa mobilidade no solo, como o fósforo (MIRANDA; HARRIS, 1994a). O micélio desses fungos também agrega as partículas do

solo (RILLIG; MUMMEY, 2006) e atua ativamente no processo de armazenamento de carbono do solo por meio da produção da glomalina (WRIGHT, 2005; CORNIS, 2002), uma glico-proteína componente da matéria orgânica do solo, responsável por reter aproximadamente 27 % do seu carbono total.

A maioria das culturas, especialmente as de maior importância econômica (soja, feijão, milho, sorgo, trigo, arroz, cana-de-açúcar, algodão, café, cacau, seringueira, citros, mandioca, batata-doce); as forrageiras tropicais, gramíneas e leguminosas; e diferentes espécies florestais (*Pinus* sp. e *Eucalyptus* sp.) têm suas raízes colonizadas naturalmente pelos fungos micorrízicos arbusculares. Uma vez estabelecida, a micorriza arbuscular contribui no crescimento dessas culturas, sobretudo em solos com baixo teor de nutrientes, como os da região do Cerrado. Nesses solos, a comunidade dos fungos micorrízicos arbusculares sob vegetação nativa é baixa, mas aumenta gradativamente com o cultivo por meio do uso de práticas agrícolas que envolvem preparo do solo, calagem, adubação e sistemas de plantio. Ademais, a utilização de adubação verde, de rotação de culturas e de sistemas de produção podem ter efeitos positivos na propagação desses fungos no solo.

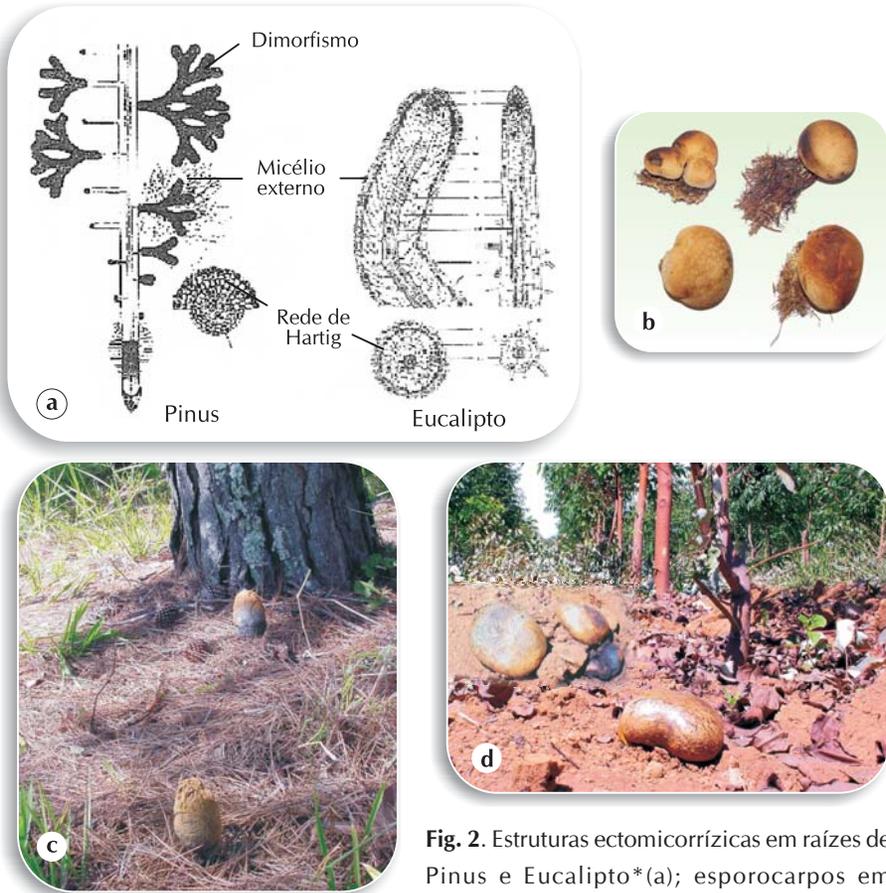
A micorriza é, portanto, um componente natural importante dos ecossistemas tropicais e agroecossistemas, como o Cerrado brasileiro, e desempenha um papel fundamental na sua funcionalidade e sustentabilidade.

Os estudos sobre a micorriza arbuscular e seus efeitos benéficos nas plantas foram impulsionados no Brasil, particularmente nos Cerrados, a partir de 1977, com a colaboração dos pesquisadores Barbara Mosse<sup>1</sup> e David Hayman, da Estação Experimental de Rothamsted, Inglaterra.

<sup>1</sup> Barbara Mosse, Ph.D., consultora na Embrapa Cerrados no período de 1980 a 1981, atuou nos estudos sobre a eficiência de fungos micorrízicos arbusculares exóticos e nativos no crescimento de plantas cultivadas na região.

### Tipos de micorriza

A classificação simplificada das micorrizas em ecto e endomicorriza permite distinguir aquela que se desenvolve apenas ligeiramente no córtex e amplamente na superfície externa da raiz da planta hospedeira (ecto) daquela que se estabelece essencialmente no córtex da raiz (endo). Na ectomicorriza, o pequeno desenvolvimento interno das hifas é intercelular, formando a “Rede de Hartig”, e, externamente, o manto hifal aderido às raízes é espesso (Fig. 2a). A colonização ocorre apenas nas raízes laterais absorventes, que sofrem modificações morfológicas (dimorfismo), visíveis a olho nu. A formação de macroestruturas de frutificação – denominadas esporocarpos, dentro dos quais se formam os esporos e que aparecem rente ao tronco ou a uma certa distância desse – também caracteriza a presença da ectomicorriza (Fig. 2b, c e d). Na endomicorriza, não há formação do manto hifal externo, e o fungo desenvolve-se inter e intracelularmente no córtex das raízes laterais absorventes, sem que essas sejam alteradas morfológicamente, formando estruturas fúngicas específicas nas células corticais (Fig. 3).



Fotos: Jeanne Miranda.

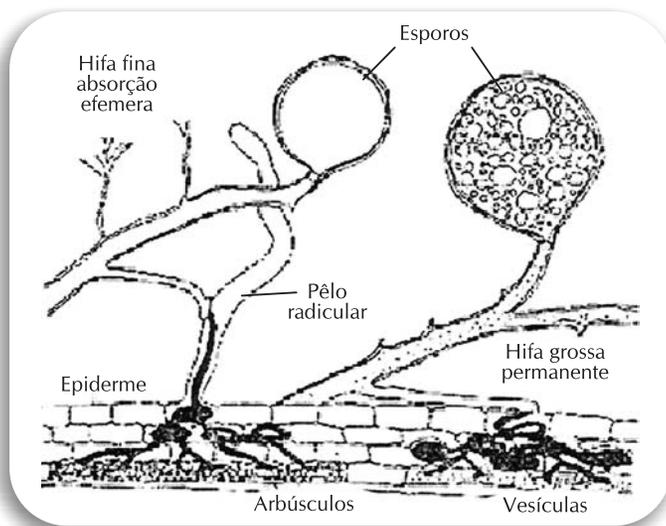
**Fig. 2.** Estruturas ectomicorrízicas em raízes de Pinus e Eucalipto\*(a); esporocarpos em Eucalipto\*\*(b); esporocarpos em área de plantio com Pinus (c) e em área de plantio com Eucalipto\*\*(d).

\*Fonte: Adaptado de Harley, 1972.

\*\*Área experimental da Embrapa Cerrados.

Entretanto, as diferenças existentes entre tipos de fungos e plantas hospedeiras, assim como nas estruturas especializadas formadas nessa associação, permitem a classificação mais específica da micorriza, destacando-se os tipos: ectomicorriza, micorriza arbutóide, micorriza monotrópide, ectendomicorriza, micorriza ericóide, micorriza orquídoide e micorriza arbuscular. Os tipos arbutóide e monotrópide apresentam

estruturas características de ectomicorriza, enquanto a ectendomicorriza é funcionalmente semelhante, mas estruturalmente diferenciada. Os demais tipos apresentam características de endomicorriza. Enquanto a ectomicorriza e a micorriza arbuscular são cosmopolitas, ocorrendo em plantas hospedeiras de famílias variadas, as micorrizas arbutóide, monotropóide, ericóide e orquidóide são importantes para espécies de plantas pertencentes especificamente às famílias das Arbutaceas, Monotropaceas, Ericaceas e Orquidaceas, respectivamente. Ademais, a micorriza arbuscular é formada por fungos glomeromicóticos, caracteristicamente asseptados, enquanto os outros tipos são essencialmente estabelecidos por fungos septados, principalmente, ascomicotas e basidiomicotas. Para mais informações sobre a estrutura, morfologia, estabelecimento e funções desses diferentes tipos de micorriza, recomenda-se consultar, entre outras, as descrições detalhadas de Allen (1992), Smith e Read (1997), Varma e Hock (1999), Podila e Douds (2000), Heijden e Sanders (2002) e Redecker (2005).



**Fig. 3.** Estruturas endomicorrízicas no solo e nas raízes.

Fonte: Adaptado de Nicolson, 1967.

Nas atividades agroflorestais, a ectomicorriza e a micorriza arbuscular são mais relevantes em razão da sua maior ocorrência. A presença da ectomicorriza é uma característica importante de espécies arbóreas de regiões temperadas e boreais, como o *Pinus* sp., e de algumas espécies tropicais, como o *Eucalyptus* sp. (BELLEI; CARVALHO, 1992). Os fungos ectomicorrízicos são essenciais para o seu crescimento e, conseqüentemente, para o aumento de sua produtividade. Essas espécies arbóreas têm sido amplamente utilizadas em programas de reflorestamento nos trópicos (ALEXANDER; HÖGBERG, 1986) e, particularmente, nos Cerrados (VIEIRA; CARVALHO, 1994).

A micorriza arbuscular, por sua vez, apresenta uma distribuição geográfica e vegetal mais ampla do que a ectomicorriza. Os fungos micorrízicos arbusculares ocorrem na maioria dos solos e em cerca de quatro quintos das plantas vasculares, tendo sido observados desde as regiões árticas até os trópicos, colonizando raízes de plantas nativas e cultivadas, anuais e perenes (WANG; QIU, 2006). Esses fungos têm grande importância econômica, pois colonizam a grande maioria das espécies de culturas importantes (ALLEN, 1992), sejam de regiões temperadas, tropicais ou subtropicais, além de várias espécies arbóreas tropicais. Esse tipo particular de endomicorriza será, portanto, descrito mais detalhadamente.

## **Biologia da micorriza arbuscular**

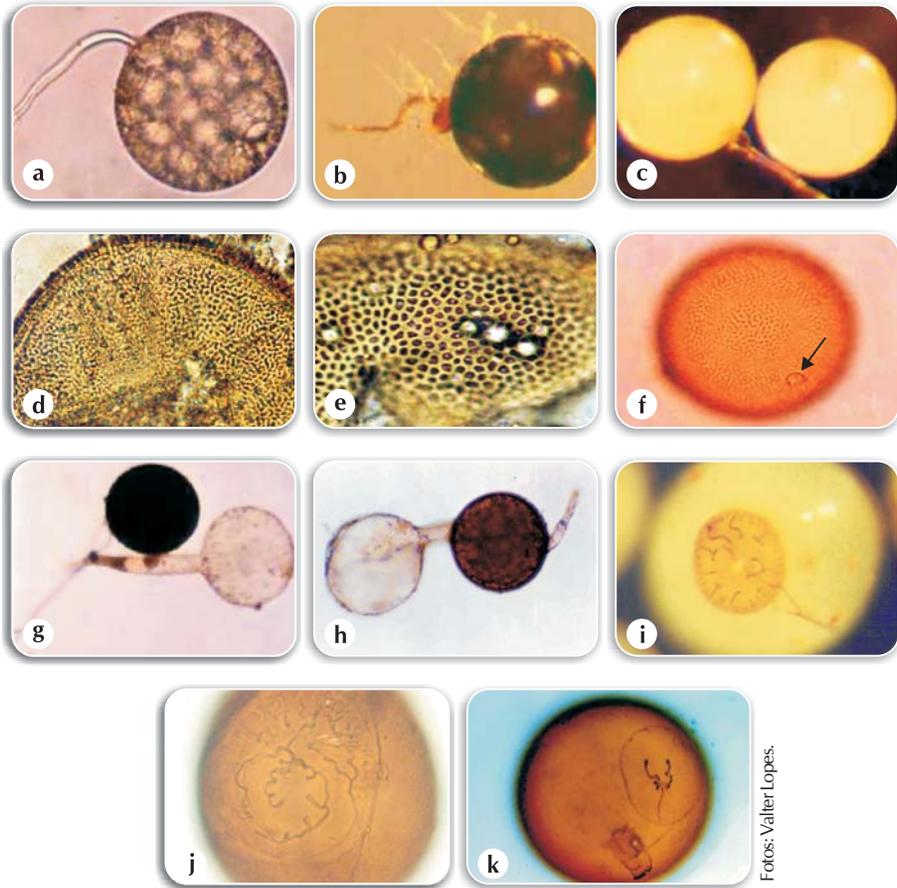
O manejo dos fungos micorrízicos arbusculares requer, basicamente, informações quanto a sua identidade e ocorrência no reino vegetal, assim como o conhecimento de sua biologia e do seu desenvolvimento na raiz, uma vez que as diversas espécies desses fungos diferenciam-se quanto à sua efetividade simbiótica (KUYPER et al., 2004; MIRANDA; MIRANDA, 2001).

## Identificação das espécies de fungos micorrízicos arbusculares

A identificação dos fungos envolvidos na simbiose micorrízica arbuscular é um pré-requisito necessário para identificar as associações preferenciais entre espécies de plantas e fungos, comparar resultados de pesquisas obtidos em condições ambientais diferentes e recomendar as práticas adequadas para o seu manejo.

As espécies desses fungos são normalmente diferenciadas pela morfologia de seus esporos de resistência (WALKER, 1992; MORTON et al., 1994; REDECKER, 2005). Alguns exemplos desses esporos, observados em solo de Cerrado, são mostrados na Fig. 4(a-k). Estudos comparativos realizados por Morton (1985,1990) mostraram que as características morfológicas dos esporos são estáveis em diferentes condições de solo e planta. Ademais, a variabilidade morfológica dos esporos é também maior do que a observada no fenótipo da micorriza (ABBOTT, 1982; ABBOTT; GAZEY, 1994; MORTON, 1990; MORTON; BENTIVENGA, 1994; MORTON et al., 1995). Entretanto, a identificação das espécies de fungos micorrízicos arbusculares é complexa (MORTON, 1993), devendo-se consultar taxonomistas e manuais apropriados (SCHENCK, 1984; SCHENCK; PÉREZ, 1990). Atualmente, métodos moleculares, bioquímicos e serológicos (MORTON et al., 1995; NORRIS et al., 1992; VARMA; HOCK, 1999) também têm sido utilizados para identificar as diferentes espécies desses fungos.

Os esporos de resistência são formados nas hifas mais grossas do micélio externo e são geralmente apicais (HAYMAN, 1978). Seu diâmetro depende da espécie e pode variar de 15 µm a 800 µm. O tempo e o nível de esporulação dependem da espécie de fungo, da planta hospedeira, do solo e das condições ambientais. O processo de esporulação é dinâmico e os esporos podem sobreviver por vários anos no solo (SIEVERDING, 1991; WILSON; TOMMERUP, 1992).



Fotos: Valter Lopes.

**Fig. 4.** Esporos de resistência de fungos micorrízicos arbusculares em solo de Cerrado e algumas características morfológicas de diferenciação entre gêneros e espécies: hifa de sustentação sem bulbo de *Paraglomus brasilianum* (400x) (a); bulbo assimétrico na hifa de sustentação de *Scutellospora reticulata* (50x) (b); bulbo simétrico na hifa de sustentação de *Gigaspora margarita* (50x) (c); ornamentação parietal labirintiforme do esporo de *Acaulospora rehmsii* (400x) (d); ornamentação parietal reticulada do esporo de *Acaulospora scrobiculata* (400x) (e); ponto de inserção do esporo, sem hifa de sustentação, de *Acaulospora rehmsii* (200x) (f); vesícula-mãe e formação externa de esporo de *Acaulospora scrobiculata* (100x) (g); vesícula-mãe e formação interna de esporo de *Entrophospora colombiana* (100x) (h); escudo de germinação de *Scutellospora scutata* (100x) (i); escudo de germinação de *Acaulospora tuberculata* (400x) (j); escudo de germinação de *Scutellospora heterogama* (200x) (k).

## Taxonomia de fungos micorrízicos arbusculares

Os estudos taxonômicos intensivos sobre os fungos micorrízicos arbusculares foram iniciados há cerca de três décadas, com a primeira classificação formal de Gerdemann e Trappe (1974), quando esses fungos passaram a pertencer ao filo Zigomicota, à ordem das Endogonales e a quatro diferentes gêneros: *Glomus*, *Sclerocystis*, *Acaulospora* e *Gigaspora*. Na década de 1990, com o refinamento das identificações morfológicas dos esporos por meio de ferramentas moleculares, os fungos micorrízicos arbusculares permaneceram no filo Zigomicota, mas foram alocados na nova ordem das Glomales (MORTON; BENNY, 1990), a qual foi, posteriormente, corrigida gramaticalmente para Glomerales (SCHÜBLER et al., 2001). Atualmente, em função das evidências de que formariam um grupo monofilético distinto de outras linhagens zigomicóticas, por sua característica simbiótica, aparente ausência de zigosporos e filogenia do rDNA, esses fungos passaram a integrar o novo filo Glomeromicota (SCHÜBLER et al., 2001) e foram distribuídos na classe dos Glomeromicetas, em 4 ordens, 10 famílias e 13 gêneros, conforme apresentado na Tabela 1 (REDECKER, 2005).

Baseando-se primeiramente na morfologia dos esporos, aproximadamente 180 espécies foram descritas. A maioria delas está representada na Coleção Internacional de Fungos Micorrízicos Arbusculares e Vesículo-Arbusculares (Invam), sediada na Universidade de West Virginia, Estados Unidos (MORTON et al., 1993), e no Banco Europeu das Glomales (BEG), conforme descrito por Dodd et al. (1994). Recentemente, por meio de estudos moleculares, tem sido revelado também um grande número de novas espécies (VANDENKOORNHUYSE et al., 2002). Isso sugere que a identificação morfológica pode subestimar muito a diversidade dos fungos micorrízicos arbusculares.

**Tabela 1.** Classificação taxonômica dos fungos micorrízicos arbusculares.

Ordem	Família	Gênero
Glomerales	Glomeraceas	<i>Glomus</i>
Diversisporales	Gigasporaceas	<i>Gigaspora</i> & <i>Scutellospora</i>
	Acaulosporaceas	<i>Acaulospora</i> & <i>Kuklospora</i>
	Entrophosporaceas	<i>Entrophospora</i>
	Pacisporaceas	<i>Pacispora</i>
	Diversisporaceas	<i>Diversispora</i>
Paraglomerales	Paraglomeraceas	<i>Paraglomus</i>
Archaeosporales	Geosiphonaceas	<i>Geosiphon</i>
	Appendicisporaceas	<i>Appendicispora</i>
	Archaeosporaceas	<i>Archaeospora</i> & <i>Intraspora</i>

## Morfologia e desenvolvimento da colonização radicular

A micorriza arbuscular resulta da colonização das raízes finas e absorventes das plantas pelos fungos micorrízicos arbusculares. O desenvolvimento dessa colonização radicular ocorre sem alterações morfológicas visíveis a olho nu (HAYMAN, 1978; MOSSE, 1981) e em diferentes estádios (SMITH; READ, 1997; BUCHER, 2007), os quais, segundo Sutton (1973), podem ser agrupados em três fases:

a) **Fase de crescimento lento:** engloba a germinação dos esporos e o crescimento do tubo germinativo no solo, no período de pré-colonização e colonização radicular primária, caracterizada pela penetração inicial das hifas no córtex das raízes. A germinação do esporo e o posterior crescimento primário do tubo germinativo no solo não são especificamente influenciados ou direcionados pela raiz a ser colonizada (ALLEN, 1992; SANDERS; SHEIKH, 1983), com o crescimento inicial do micélio externo podendo ser radial (MIRANDA, 1985; MIRANDA et al., 1989) (Fig. 5). Entretanto, nessa fase, o desenvolvimento do micélio pode ser afetado, principalmente,

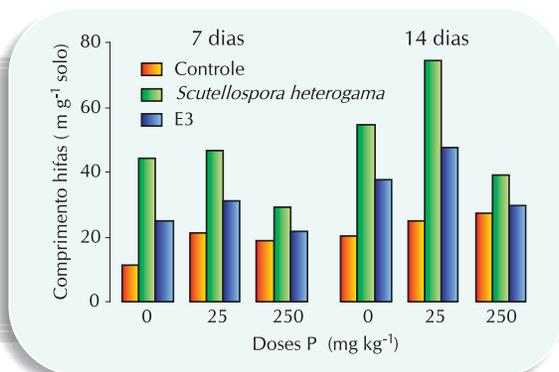
por fatores físicos do solo - como temperatura e umidade - e químicos - por exemplo, pH e teores de nutrientes, como o fósforo (MIRANDA et al., 1989; MIRANDA; HARRIS, 1994a,b). Miranda e Harris (1994b) demonstraram que a aplicação de fósforo no solo pode interferir no crescimento primário do micélio externo no solo e retardar o processo de colonização radicular (Fig. 6).



Foto: Jeanne Miranda.

**Fig. 5.** Crescimento radial de hifas germinativas (25x) de esporos de *Glomus macrocarpum*, in vitro (placa de solo-agar), aos 14 dias após a germinação, e formação de anastomoses (conexões) entre diferentes hifas do mesmo esporo e de esporos diferentes.

Fonte: Miranda, 1985.



**Fig. 6.** Crescimento do micélio externo num Latossolo Vermelho, na fase de pré-colonização radicular de plantas de sorgo não-inoculadas e inoculadas com duas espécies de fungos micorrízicos arbusculares e cultivadas em diferentes níveis de adubação fosfatada, por 7 e 14 dias.

A penetração inicial da hifa na raiz ocorre em função de mecanismos genéticos e bioquímicos de controle (BUCHER, 2007), havendo, em seguida, a formação de apressórios na superfície da raiz (Fig. 7). Segundo Sanders e Sheikh (1983), a colonização radicular é constituída de unidades de colonização, que podem ou não se sobrepor longitudinalmente. Cada unidade consiste de um ou mais pontos de entrada, ligados à hifa externa e associados ao micélio interno (Fig. 8c). As hifas, no solo e nos fragmentos de raízes, assim como os esporos de resistência, podem atuar como propágulos infectivos e reiniciar o desenvolvimento do fungo no solo (TOMMERUP; KIDBY, 1980).



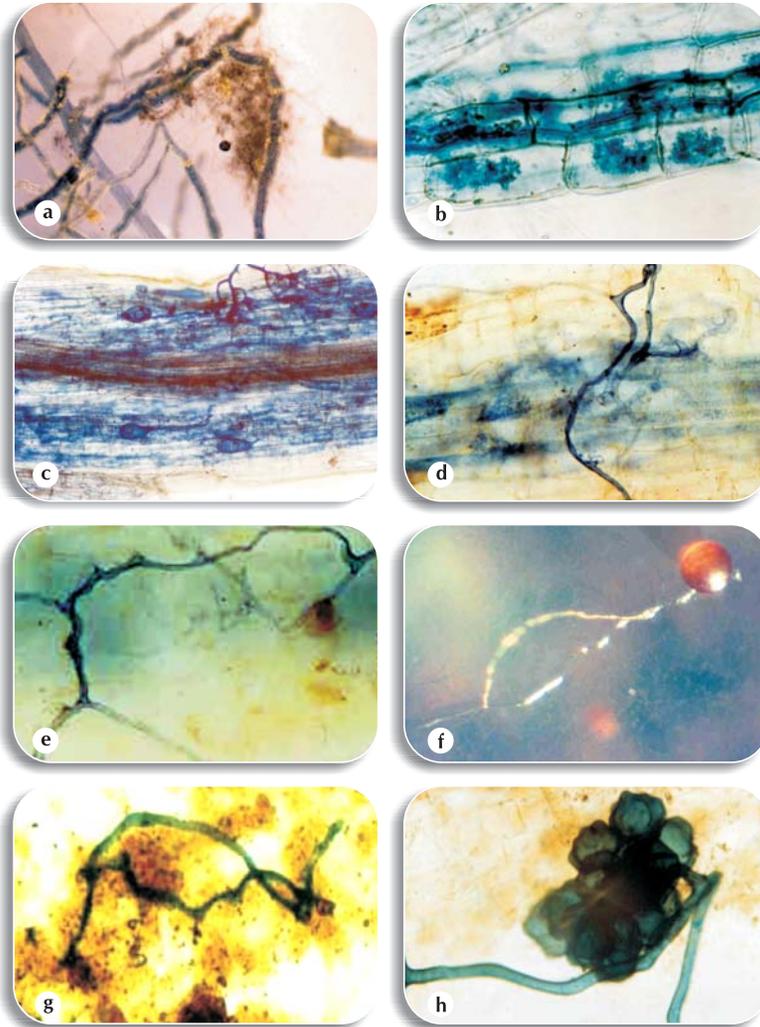
Foto: Jeanne Miranda.

**Fig. 7.** Ponto de entrada de hifa de *Glomus etunicatum* (400x), com formação de apressório em célula cortical de raiz de sorgo.

b) **Fase de crescimento intensivo:** amplo desenvolvimento do micélio externo e da colonização radicular secundária múltipla. O fungo desenvolve-se intensamente dentro da raiz, na epiderme e no córtex primário, podendo ser inter e intracelular (Fig. 8a). Nessa fase, formam-se também, nas hifas internas, os arbúsculos (Fig. 8b) e as vesículas (Fig. 8c), que são, respectivamente, estruturas de transferência e de armazenamento de nutrientes. A ocorrência de arbúsculos é generalizada, sendo formados

por todas as espécies de fungos micorrízicos arbusculares. As vesículas ocorrem na maioria dessas espécies, exceto naquelas pertencentes aos gêneros *Gigaspora* e *Scutellospora* (SMITH; READ, 1997). O desenvolvimento do micélio interno pode ser também estruturalmente diversificado. Smith e Smith (1997) abordam dois tipos. O primeiro, *Arum*, é caracterizado por uma fase de crescimento extenso de hifas intercelulares no córtex da raiz e pela formação de arbúsculos terminais em ramificações intracelulares das hifas. O segundo tipo, *Paris*, é definido pela ausência da fase intercelular e presença de novelos extensos de hifas intracelulares. Nesse caso, os arbúsculos, se presentes, são estruturas intercalares nos novelos.

Simultaneamente à propagação do fungo na raiz, ocorre um crescimento abundante, ao longo ou entre as raízes, das hifas externas que se desenvolvem a partir das unidades de colonização primária. Esse micélio (Fig. 8d, 8e) é responsável pela absorção de nutrientes do solo e sua translocação para a planta hospedeira (SMITH; READ, 1997) e plantas hospedeiras interconectadas por um micélio micorrízico comum (SIMARD et al., 1997), salientando-se a importância da “rede micorrízica” para a redistribuição nutricional dentro da comunidade vegetal. A formação de anastomoses ou conexões entre as hifas do micélio externo (GIOVANNETTI et al., 2001), a qual é uma característica dos fungos micorrízicos arbusculares, é essencial para a formação dessa rede. Essa capacidade varia, entretanto, entre espécies pertencentes às Glomeraceas e Gigasporaceas (VOETS et al., 2006), tendo sido observados anastomoses entre hifas diferentes da mesma rede micelial em espécies de *Glomeraceas* (Fig. 5), enquanto a anastomose, nas *Gigasporaceas*, consiste geralmente em pontes hifais na mesma hifa, como também observado em solo de Cerrado (MIRANDA, 1985) (Fig. 8f, 8g).



Fotos: Jeanne Miranda.

**Fig. 8.** Características da micorriza arbuscular: colonização radicular interna e externa de sorgo por *Gigaspora margarita* (400x) (a); arbúsculos em raiz de soja colonizada por *Glomus etunicatum* (400x) (b); pontos de entrada e vesículas em raiz de soja colonizada por *Glomus etunicatum* (400x) (c); hifas grossas e finas, componentes do micélio externo de *Glomus etunicatum* (400x) (d); hifas grossas e finas, absorventes, e projeções angulares nas hifas de *Glomus etunicatum* (400x) (e); hifas externas aéreas e anastomose em hifas de *Scutellospora heterogama* in vitro (placa de solo-agar) (400x) (f); anastomose em hifas de *Scutellospora heterogama* no solo (filme de solo-agar) (400x) (g); células auxiliares formadas pela espécie *Scutellospora heterogama* (400x) (h).

As hifas crescem também consideravelmente no solo, fora da área da rizosfera, podendo, segundo Sieverding (1991), aumentar o volume do solo a ser explorado pela planta de 5 até 200 vezes. Enquanto 1 cm de raiz não-colonizada pode explorar em torno de 1 cm<sup>3</sup> a 2 cm<sup>3</sup> de volume de solo, é comum que esse volume aumente para 12 cm<sup>3</sup> a 15 cm<sup>3</sup> para cada centímetro de raiz colonizada. O micélio externo – o qual é composto de hifas principais, mais espessas, e de hifas secundárias absorventes, mais finas (Fig. 8d, 8e) (SMITH; READ, 1997) – é considerado como uma das estruturas mais importantes do fungo micorrízico arbuscular para a absorção de nutrientes da solução do solo e seu transporte para a raiz (BARBER, 1995; BUCHER, 2007). As raízes colonizadas com fungos micorrízicos arbusculares retiram os íons fosfatos das mesmas frações do solo que as raízes não-colonizadas (BARBER, 1995; TINKER, 1986), mas apresentam uma superfície de absorção maior e mais bem distribuída (AMIJEE et al., 1989; BUCHER, 2007; SANDERS; SHEIKH, 1983). No micélio externo, ocorre também a formação de células auxiliares características desses fungos, que apresentam variações morfológicas entre os diferentes gêneros (Fig. 8h).

c) **Fase de estabilidade:** nessa fase, a proporção de raízes colonizadas e não-colonizadas permanece constante.

## Glomalina

A descoberta da glomalina foi relatada em 1996, quando se constatou a existência de uma substância pegajosa sobre as hifas externas dos fungos micorrízicos arbusculares, assim como nas partículas de solo e raízes de plantas colonizadas pelos fungos (WRIGHT et al., 1996; WRIGHT; UPADHYAYA, 1996).

Esse tipo de “cola” revelou ser uma glicoproteína, a qual foi denominada glomalina, em referência à antiga ordem taxonômica das

Glomales, uma vez que é produzida exclusivamente pelos fungos micorrízicos arbusculares (RILLIG, 2004). Sua natureza pegajosa a torna um fator importante de agregação das partículas do solo (RILLIG; MUMMEY, 2006). A glomalina protege as hifas da dessecação (WRIGHT, 2005) e, quando essas param de transportar nutrientes para as plantas, a substância protetora é liberada no solo e fixa-se nas partículas minerais e orgânicas (DRIVER et al., 2005), fazendo, assim, parte destacada da matéria orgânica do solo. Ao estocar grandes quantidades de carbono, provenientes das plantas, na molécula, a glomalina é considerada também um fator expressivo de seqüestro de carbono no solo (CORNIS, 2002) e redução de emissão de gases, como o  $\text{CO}_2$ , para a atmosfera, uma vez que é relativamente estável no solo (RILLIG et al., 2001).

Em função de seus benefícios para o solo e para o meio ambiente, é importante aumentar o teor de glomalina no solo, o que pode ser feito por meio de práticas agrícolas que beneficiam o estabelecimento da micorriza arbuscular (CORNIS, 2002; RILLIG et al., 2003; WRIGHT, 2005) (confira Cap. 4 desta obra).

## **Espécies de fungos micorrízicos arbusculares no Bioma Cerrado**

Nos ecossistemas brasileiros, foi encontrado um total de 79 espécies de fungos micorrízicos arbusculares (STÜRMER et al., 2006), das quais em torno de 67 % foram registradas em diferentes solos da região dos Cerrados, principalmente, Latossolos (BONONI; TRUFEM, 1983; KLAUBERG-FILHO et al., 2002; MIRANDA; MIRANDA, 2001; SCHENCK et al., 1989; SIQUEIRA et al., 1987,1989; SPAIN; MIRANDA, 1996a,b; STÜRMER; SIQUEIRA, 2006). Uma relação dessas espécies é apresentada na Tabela 2.

**Tabela 2.** Espécies de fungos micorrízicos arbusculares encontradas em diferentes solos de Cerrado nativos e cultivados.

---

<i>Acaulospora foveata</i>	Trappe & Janos
<i>Acaulospora laevis</i>	Gerdemann & Trappe
<i>Acaulospora mellea</i>	Spain & Schenck
<i>Acaulospora morrowiae</i>	Spain & Schenck
<i>Acaulospora myriocarpa</i>	Spain, Sieverding & Schenck
<i>Acaulospora rehunii</i>	Sieverding & Toro
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	Trappe
<i>Acaulospora spinosa</i>	Walker & Trappe
<i>Acaulospora tuberculata</i>	Janos & Trappe
<i>Entrophospora colombiana</i>	Spain & Schenck
<i>Archaeospora leptoticha</i>	(Spain, Sieverding & Schenck) (Schenck & Smith) Morton & Redecker
<i>Archaeospora gerdemanni</i>	(Rose, Daniels & Trappe) Morton & Redecker
<i>Glomus albidum</i>	Walker & Rhodes
<i>Glomus clarum</i>	Nicolson & Schenck
<i>Glomus clavisorum</i>	(Trappe) Almeida & Schenck
<i>Glomus convolutum</i>	Gerdemann & Trappe
<i>Glomus coremioides</i>	(Berk. & Broome) Redecker & Morton
<i>Glomus diaphanum</i>	Morton & Walker
<i>Glomus etunicatum</i>	Becker & Gerdemann
<i>Glomus fasciculatum</i>	(Thaxter) Gerdemann & Trappe emend. Walker & Koske
<i>Glomus fulvum</i>	(Berk & Broome) Trappe & Gerdemann
<i>Glomus geosporum</i>	(Nicolson & Gerdemann) Walker
<i>Glomus intraradices</i>	Schenck & Smith
<i>Glomus macrocarpum</i>	Tulasne & Tulasne
<i>Glomus manihotis</i>	Howeler, Sieverding & Schenck
<i>Glomus microaggregatum</i>	Koske, Gemma & Olexia

---

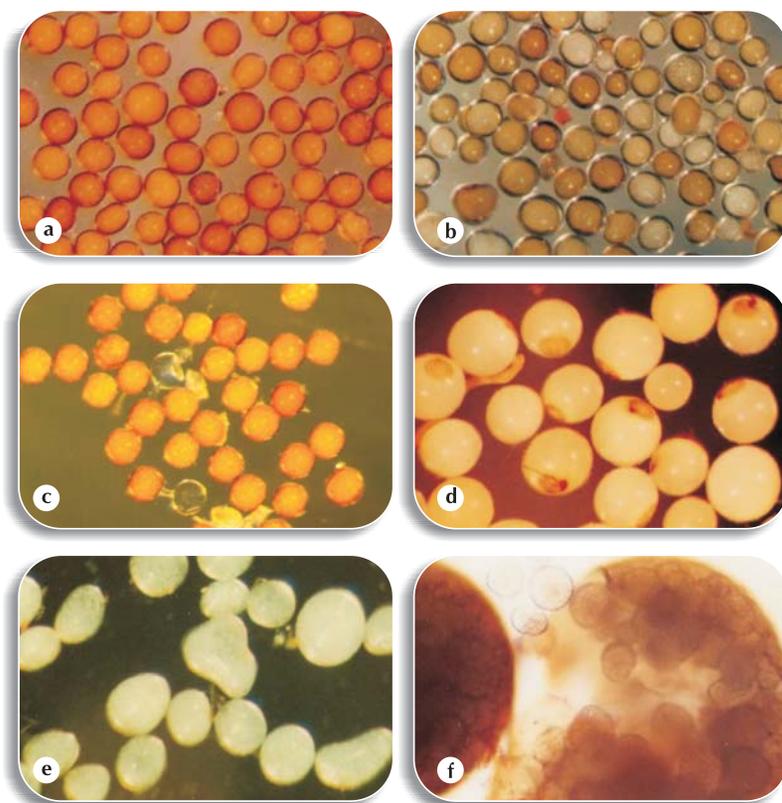
**Tabela 2.** Continuação.

---

<i>Glomus microcarpum</i>	Tulasne & Tulasne
<i>Glomus monosporum</i>	Gerdemann & Trappe
<i>Glomus mosseae</i>	(Nicolson & Gerdemann) Gerdemann & Trappe
<i>Glomus scintillans</i>	Rose & Trappe
<i>Glomus sinuosum</i>	(Gerdemann & Bakshi) Almeida & Schenck
<i>Paraglomus brasilianum</i>	(Spain & Miranda) Morton & Redecker
<i>Paraglomus occultum</i>	(Walker) Morton & Redecker
<i>Gigaspora albida</i>	Schenck & Smith
<i>Gigaspora decipiens</i>	Hall & Abbott
<i>Gigaspora gigantea</i>	(Nicolson & Gerdemann) Gerdemann & Trappe
<i>Gigaspora margarita</i>	Becker & Hall
<i>Gigaspora rosea</i>	Nicolson & Schenck
<i>Scutellospora aurigloba</i>	(Hall) Walker & Sanders
<i>Scutellospora calospora</i>	(Nicolson & Gerdemann) Walker & Sanders
<i>Scutellospora castanea</i>	Walker
<i>Scutellospora cerradensis</i>	Spain & Miranda
<i>Scutellospora dipapillosa</i>	(Walker & Koske) Walker & Sanders
<i>Scutellospora fulgida</i>	Koske & Walker
<i>Scutellospora gilmorei</i>	(Trappe & Gerdemann) Walker & Sanders
<i>Scutellospora heterogama</i>	(Nicolson & Gerdemann) Walker & Sanders
<i>Scutellospora nigra</i>	(Redhead) Walker & Sanders
<i>Scutellospora pellucida</i>	(Nicolson & Schenck) Walker & Sanders
<i>Scutellospora persicae</i>	(Koske & Walker) Walker & Sanders
<i>Scutellospora reticulata</i>	(Koske, Miller & Walker) Walker & Sanders
<i>Scutellospora scutata</i>	Walker & Diederichs
<i>Scutellospora tricalyptra</i>	(Herr. & Ferr.) Walker & Sanders
<i>Scutellospora verrucosa</i>	(Koske & Walker) Walker & Sanders

---

Os esporos de algumas dessas espécies nativas podem ser visualizados nas Fig. 4 e 9 e indicam sua grande diversidade em tamanho, formas e cores. A espécie *Acaulospora scrobiculata* está presente na maioria dos solos de Cerrado, nativos ou cultivados, conforme observado também por Stürmer et al. (2006) em ecossistemas brasileiros em geral. Observou-se também que, em uma produção de culturas puras, as espécies *Entrophospora colombiana* e *Paraglomus brasilianum* são as mais agressivas, contaminando facilmente as demais culturas e predominando no solo em detrimento de outras espécies igualmente multiplicadas.



Fotos: Valtier Lopes.

**Fig. 9.** Esporos de resistência de algumas espécies de fungos micorrízicos arbusculares nativos de Cerrado: *Glomus etunicatum* (40x) (a), *Glomus manihotis* (40x) (b), *Entrophospora colombiana* (40x) (c), *Scutellospora scutata* (40x) (d), *Scutellospora pellucida* (100x) (e); *Acaulospora myriocarpa*, esporo pequeno dentro de esporo de *Gigaspora margarita* (200x) (f).

*Entrophospora colombiana* e *Glomus etunicatum* foram as espécies que produziram o maior número de esporos em solo de Cerrado com acidez e fertilidade corrigidas (confira Cap. 4, Tabela 15 desta obra). Por sua vez, o fungo micorrízico arbuscular *Glomus manihotis* é a espécie que produziu o maior índice de colonização radicular, de 92,3 %, em plantas de sorgo cultivadas em solo de Cerrado natural com pH de 4,9. Essa espécie tem sido predominante em solos de Cerrado cultivados com a mandioca, e a maioria de seus esporos forma-se no córtex das raízes dessas plantas (Fig. 10). Portanto, ao se fazer a extração e a contagem de esporos de fungos micorrízicos arbusculares em solos provenientes de áreas cultivadas com mandioca, deve-se sempre analisar igualmente suas raízes, para que a presença desse fungo não seja subestimada. Observou-se também que a cultura da mandioca estimula o aparecimento de *Glomus manihotis* no solo, pois essa espécie pode ser recuperada em solos de Cerrado aparentemente desprovidos dela, após serem cultivados com a mandioca.



Foto: Valtier Lopes.

**Fig.10.** Esporos de *Glomus manihotis* dentro de raízes de mandioca (80x).

Nos solos de Cerrado nativo, o número de espécies de fungos micorrízicos arbusculares detectados por meio de culturas armadilhas é inferior ao número encontrado em solos cultivados, conforme pode ser observado na Tabela 3. Observou-se, também, que, em uma única rizosfera, podem ser encontradas de seis a oito espécies diferentes.

**Tabela 3.** Número de espécies de fungos micorrízicos arbusculares em solos de Cerrado nativo e cultivado. Avaliações feitas por meio de culturas armadilhas estabelecidas com milho.

Sistema de cultivo	Espécies (nº)
Cerrado virgem	8
Lavoura	11

Fonte: Dados adaptados de Miranda e Miranda (2007b).

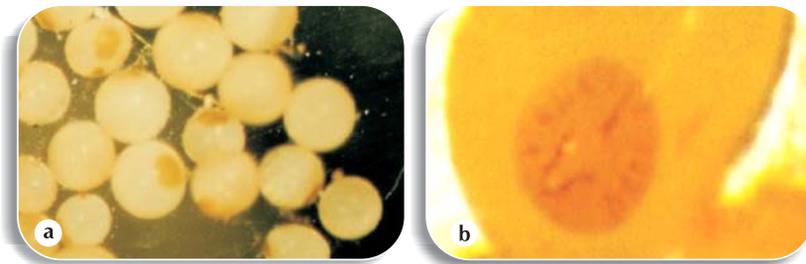
## Espécies novas de fungos micorrízicos arbusculares no Bioma Cerrado

Entre as espécies encontradas nos solos de Cerrado, duas até então não descritas foram classificadas como *Scutellospora cerradensis* (SPAIN<sup>1</sup>; MIRANDA, 1996a) e *Paraglomus brasilianum* (SPAIN; MIRANDA, 1996b). Essas espécies estão depositadas e registradas na Coleção Internacional de Culturas de Fungos Micorrízicos Arbusculares e Vesículo-Arbusculares (International Culture Collection of Arbuscular and Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi - Invam, <http://invam.caf.wvu.edu>), no Banco Europeu de Glomales (Banque Européenne des Glomales - BEG, <http://www.kent.ac.uk/bio/beg>) e no Banco Ativo de Glomales da Embrapa Agrobiologia (SOUZA, 2000).

A espécie *Scutellospora cerradensis* (SPAIN; MIRANDA, 1996a) (Fig.11), cujo epíteto a associa ao ecossistema de Savanas (Cerrado), foi encontrada na área experimental da Embrapa Cerrados (Planaltina, DF), em Latossolo Vermelho argiloso cultivado com pastagens e culturas anuais, como a soja. Essa espécie foi inicialmente caracterizada e identificada como *Scutellospora verrucosa*, cujos esporos apresentam ornamentação, tamanho e coloração semelhantes. Entretanto, a presença de quatro camadas

<sup>1</sup> Joyce Lance Spain, consultora na Embrapa Cerrados no período de 1989 a 1995, atuou como taxonomista de fungos micorrízicos arbusculares, deixando uma valiosa contribuição na identificação de novas espécies em solos de Cerrado.

fenotipicamente distintas na estrutura parietal dos esporos permitiu diferenciá-la como a nova espécie *Scutellospora cerradensis*. Na espécie *Scutellospora verrucosa*, a estrutura parietal não apresentou a segunda camada mais interna. A ornamentação que ocorre na primeira camada mais externa apresenta um aspecto finamente reticulado. Entre as duas camadas mais internas e flexíveis, forma-se o escudo de germinação (Fig. 11), de coloração mais escura, pigmentado e com a característica configuração “Y”. Seus esporos, com diâmetro médio de  $300\ \mu\text{m}$  e conteúdo branco opaco quando jovens, tornam-se hialinos na maturidade e amarelados com a idade. Esses são globulares a ovalares e formam-se individualmente no solo, sobre uma célula esporogênia.

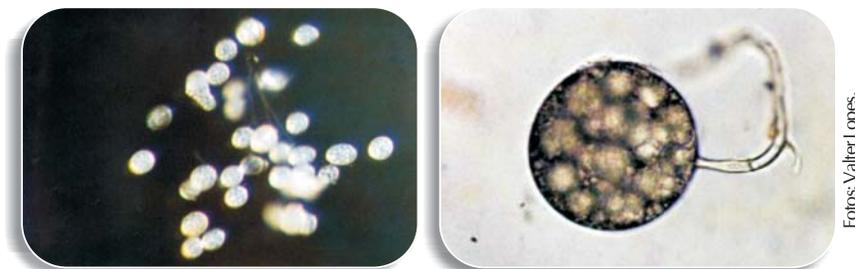


Fotos: Válder Lopes.

**Fig. 11.** Esporos (40x) (a) e escudo germinativo (100x) (b) da espécie de fungo micorrízico arbuscular *Scutellospora cerradensis*.

A espécie *Paraglomus brasilianum* (Fig. 12), denominada primeiramente como *Glomus brasilianum* (SPAIN; MIRANDA, 1996b), está descrita como uma espécie hialina, vesículo-arbuscular, com ornamentação labirintiforme em uma das camadas internas da estrutura parietal e germinação parietal. A espécie, que foi inicialmente encontrada como contaminante em vaso de cultura pura de outra espécie de fungo micorrízico arbuscular, foi posteriormente recuperada em campo, em pastagem com capim-braquiária, num Latossolo Vermelho argiloso, na área experimental da Embrapa Cerrados (Planaltina, DF). A descrição foi executada por meio de um estudo com esporos frescos e montados em água e PVLG (confira Cap. 2 desta obra). Culturas puras foram obtidas a

partir de esporos isolados por meio da técnica de peneiração úmida fracionada e centrifugação, utilizando peneira de 45  $\mu\text{m}$ . Uma peneira de tamanho menor ao tamanho convencional de 53  $\mu\text{m}$  foi utilizada em virtude do tamanho reduzido dos esporos em comparação ao das demais espécies de *Glomus* spp. e *Paraglomus* spp., sendo seu diâmetro médio de 80  $\mu\text{m}$ .



Fotos: Valter Lopes.

**Fig. 12.** Esporos (40x e 400x) da espécie de fungo micorrízico arbuscular *Paraglomus brasilianum*.

Os esporos são, geralmente, globulares ou elipsóides e formam-se individualmente sobre um esporóforo no solo. Sua germinação ocorre por meio da produção de tubos de germinação, os quais emergem através da parede do esporo. Essa é composta de cinco camadas, sendo a terceira mais interna, caracteristicamente ornamentada, enquanto é geralmente externa nas demais espécies descritas. As duas primeiras camadas externas estão frequentemente ausentes e, portanto, a camada ornamentada contígua ao esporóforo aparece como sendo a camada externa. Quando de sua primeira descrição, a espécie *Paraglomus brasilianum* foi considerada anômala em função da presença e localização interna dessa camada ornamentada. A ornamentação labirintiforme é semelhante àquela de *Acaulospora rehmi* (Fig. 4d), sendo a dessa última mais proeminente e externa.

Essas novas espécies, *Scutellopora cerradensis* e *Paraglomus brasilianum*, apresentaram eficiência intermediária no crescimento de diferentes plantas hospedeiras e em diferentes condições de acidez e fertilidade de solo (confira Cap. 3 desta obra).



## Capítulo 2

# Metodologias para análise de solo e raízes e para avaliações de germinação de esporos e crescimento de micélio

Os fungos micorrízicos arbusculares estão presentes em todos os solos (PIROZYNSKI, 1981; SMITH; READ, 1997). Conhecer a densidade e infectividade de seus propágulos é fundamental para o desenvolvimento de trabalhos de pesquisa sobre a ecologia e o manejo da micorriza arbuscular (ABBOTT; ROBSON, 1991), pois eles refletem o estágio de formação da micorriza e sua ação sobre as plantas. A quantificação da intensidade de sua ocorrência no solo e nas plantas pode ser realizada por meio de diferentes procedimentos, como extração e contagem microscópica dos esporos no solo, avaliação microscópica da colonização radicular e determinação da densidade e infectividade dos propágulos dos fungos pela técnica do número mais provável (NMP). Essa última, também conhecida como método da diluição, foi utilizada por Porter (1979) para estimar o número de propágulos infectivos de fungos micorrízicos arbusculares com maior precisão. Entretanto, embora seja de fácil execução (DALPÉ, 1993; SOUZA; GUERRA, 1998), a técnica é trabalhosa para uso em laboratórios de rotina.

## Extração e contagem de esporos de fungos micorrízicos arbusculares<sup>1</sup>

A extração e o isolamento de esporos de fungos micorrízicos arbusculares podem ser executados por meio de diferentes técnicas de suspensão, decantação e centrifugação do solo, como descrito, entre outros, por Gerdemann e Nicolson (1963), Coolen (1979) e Daniels e Skipper (1984).

A metodologia adaptada de Gerdemann e Nicolson (1963) e de Coolen (1979) - peneiração do solo por decantação fracionada e centrifugação - permite uma extração rápida e precisa dos esporos no solo. Para executá-la, duas peneiras, de 710  $\mu\text{m}$  e 53  $\mu\text{m}$ , são acopladas em ordem decrescente. Uma amostra de 50 g de solo é homogeneizada com aproximadamente 700 ml de água comum, num agitador mecânico, a 200 rpm, por 10 minutos, e deixada em repouso por 10 segundos, para decantar o material mais pesado do solo. Os esporos leves entram em suspensão com a matéria orgânica do solo. Em seguida, a suspensão é despejada vagarosamente sobre as peneiras, retendo-se o material pesado no fundo do becker. Adicionam-se novamente 700 ml de água sobre o material retido no becker e o processo é repetido por mais quatro vezes, descartando-se finalmente o resíduo.

O material retido nas peneiras é lavado com um jato de água natural controlado, com as peneiras sempre sobrepostas. Na peneira de 710  $\mu\text{m}$ , as raízes são recuperadas com auxílio de uma pinça, podendo ser congeladas in natura ou transferidas para um becker de 100 ml contendo solução de FAA (13 ml de formaldeído 40 % + 200 ml de álcool etílico 50 % + 5 ml de ácido acético glacial) para análise posterior da colonização radicular (PHILLIPS; HAYMAN, 1970). O restante do material na peneira de 710  $\mu\text{m}$  é eliminado.

<sup>1</sup> Esta seção teve a contribuição de Valter Lopes, assistente do Laboratório de Microbiologia do Solo/Micorriza da Embrapa Cerrados.

O material retido na peneira de 53  $\mu\text{m}$  é recolhido com água destilada e transferido para um tubo de centrifugação, com capacidade de 60 ml, tomando-se o cuidado para o volume não exceder a 40 ml. Adiciona-se 1 g de caulim ao tubo, que é agitado mecanicamente a 200 rpm por 2 minutos, para homogeneização. A centrifugação final da solução é efetuada por 5 minutos a 2.000 rpm. O caulim tem a função de cimentar os esporos, prendendo-os no fundo do tubo, liberando, entretanto, as partículas mais leves da solução, como a matéria orgânica.

O sobrenadante é eliminado e uma solução de sulfato de magnésio, com densidade  $D = 1.200$  (dissolver o produto à densidade  $1,20 \text{ g cm}^{-3}$ , medindo-se com o densímetro), é adicionada ao tubo, sobre o material retido no fundo. A solução tem a função de suspender os esporos, separando-os das partículas minerais mais pesadas do solo. Também tem sido utilizada uma solução de sacarose 40 % para essa função. Entretanto, observou-se que essa última tem sido imprópria por causar danos aos esporos, como o rompimento de suas paredes e o vazamento do conteúdo citoplasmático. Dessa forma, os esporos tornam-se inviáveis para multiplicação posterior à contagem. Após nova homogeneização mecânica por 2 minutos e calibração dos tubos, faz-se a centrifugação a 2.000 rpm por mais 5 minutos. Toda a solução sobrenadante é transferida, então, para a peneira de 53  $\mu\text{m}$ , lavando-se vagarosamente as bordas internas do tubo com água destilada, com o auxílio de uma piceta. Posteriormente, o material na peneira é lavado com água e transferido, com auxílio da piceta, para uma placa de Petri identificada ou diretamente para a placa de contagem. O resto do material no tubo de centrifugação é descartado.

A observação e a contagem dos esporos nas placas podem ser feitas diretamente, ao estereomicroscópio (lupa), com aumento de 40 vezes, em média. Os esporos podem ser identificados e separados em grupos individuais de gêneros e espécies dos fungos, de acordo com características morfológicas, como: tamanho, cor, similaridades entre as hifas de

sustentação, características superficiais do esporo, conforme Morton (1988). A contagem do número de esporos, em 50 g de solo, é feita em placas específicas, segundo Doncaster (1962). A conservação dos esporos pode ser executada temporariamente, em solução salina de Ringer (2,25 g de cloreto de sódio; 0,105 g de cloreto de potássio; 0,12 g de cloreto de cálcio; 0,05 g de bicarbonato de sódio; 1 L de água destilada; pH 7,0), a 4 °C.

A observação dos esporos ao microscópio, com aumento de 100 a 1.000 vezes, pode ser feita por meio da montagem de lâminas permanentes, em PVL (TRAPPE; SCHENCK, 1982). Para a produção deste, dissolvem-se, inicialmente, 15 ml de álcool polivinílico em grãos em 100 ml de água destilada, deixando-os em banho-maria a 80 °C e misturando-os de vez em quando. Em virtude de sua dissolução lenta, a produção pode durar vários dias. Quando pronta, a solução estoque deve ser mantida em vidros escuros. Para a preparação do PVL final, misturam-se 56 ml dessa solução com 22 ml de ácido láctico e 22 ml de fenol líquido. Em lugar do PVL, pode-se usar também o PVLG, que consiste em: 75 ml da solução estoque de álcool polivinílico, 48 ml de ácido láctico e 4 ml de glicerina. Da mesma forma, essa solução estoque é mantida em vidros escuros. No caso de identificação de espécies dos fungos, antes da montagem das lâminas, os esporos devem ser submetidos ao tratamento com o reagente de Melzer (0,5 g de iodo; 1,5 g de iodeto de potássio; 20 ml de chloral hidratado; 20 ml de água destilada). Esse reagente causa uma coloração diferenciada em função da composição química e do grau de polimerização dos compostos das paredes do esporo, permitindo a identificação das suas diferentes camadas (MORTON, 1986).

## **Coloração e leitura de raízes colonizadas<sup>2</sup>**

A coloração e a leitura de raízes podem ser executadas, entre outros, por meio dos procedimentos sugeridos por Phillips e Hayman (1970). As

<sup>2</sup> Colaborou para esta seção Valter Lopes, assistente do Laboratório de Microbiologia do Solo/Micorriza da Embrapa Cerrados.

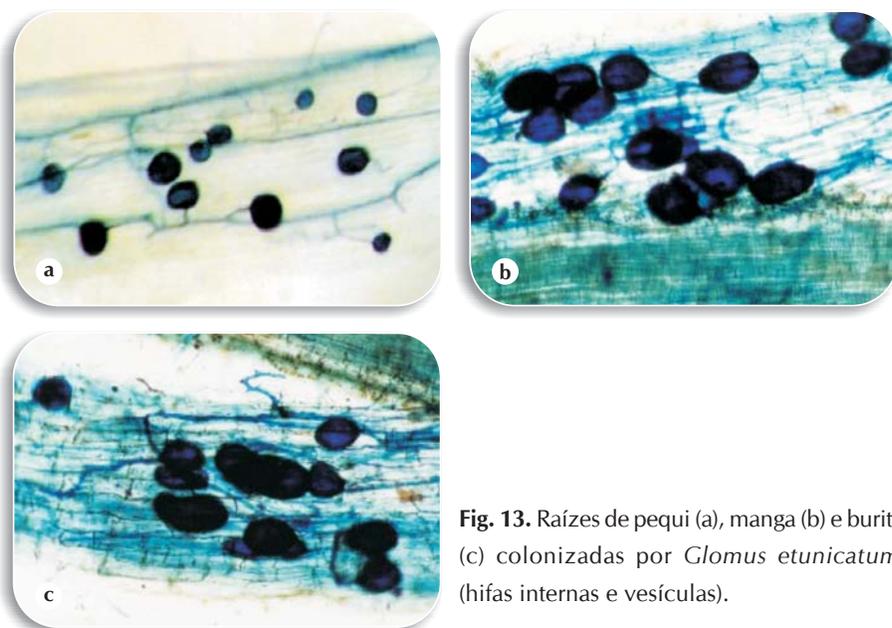
raízes a serem clareadas e coloridas são aquelas colhidas na peneira de 710 mm, ou isoladas manualmente e bem lavadas, frescas ou congeladas ou ainda fixadas em solução de FAA. Coloca-se em torno de 1 g de raízes em um becker de 100 ml, adicionando-se KOH 1 M (56,109 g KOH/L água destilada) até sua cobertura total. Tem sido utilizada, também, uma solução de KOH 10 % para essa função, conforme o procedimento descrito por Phillips e Hayman (1970). Entretanto, observou-se que essa última pode reagir muito rapidamente, danificando a região cortical do sistema radicular, antes que ela tenha sido completamente limpa e clareada.

Posteriormente, o becker de 100 ml é colocado em uma estufa, pré-aquecida a 90 °C, por uma 1 hora e 30 minutos, ou 2 horas, caso as raízes estejam lignificadas. O KOH é então descartado, retendo sempre as raízes no becker com o auxílio de uma pinça. Essas são bem lavadas com água destilada para eliminar o excesso de KOH, tomando-se os devidos cuidados para não danificá-las. Uma solução de HCl 5 % (50 ml de HCl + 950 ml de água destilada) é adicionada ao becker até cobrir as raízes novamente. Após um repouso de 5 minutos, o HCl é eliminado, retendo-se as raízes, no becker com uma pinça. A solução corante LAT é adicionada até cobrir as raízes, e o becker é, então, colocado novamente na estufa, aquecida a 100 °C, durante 10 minutos.

A solução corante LAT consiste na mistura de 950 ml de uma solução de latoglicerofenol e 50 ml da solução de azul de Trypan 1%. A solução de latoglicerofenol consiste na mistura de 250 ml de ácido láctico, 250 ml de água destilada, 250 ml de glicerol e 250ml de fenol líquido. Para a solução de azul de Trypan 1 %, mistura-se 1 g azul de Trypan em 100 ml de água destilada. A utilização de uma solução desprovida de fenol é, também, viável e não apresenta os riscos à saúde associados a esse produto. Essa solução consiste em: 650 ml de ácido láctico, 600 ml de glicerol, 800 ml de água destilada e 1,3 g de azul de Trypan. Nesse caso, não é preciso aquecer a solução com as raízes, deixando-as apenas pernoitar na solução.

O corante é descartado, retendo-se as raízes no becker com a pinça. Essas são lavadas com água destilada por duas vezes para retirar o excesso de corante, tomando-se o devido cuidado para não danificá-las, e transferidas para uma placa de Petri simples ou graduada, para leitura da colonização radicular. Adiciona-se glicerol 40 % até cobrir as raízes ou uma solução sem corante de latoglicerol (100 ml de ácido láctico + 200 ml de glicerol + 100 ml de água destilada), no caso de raízes coloridas sem fenol.

Nas raízes assim preparadas, apenas as estruturas fúngicas, como hifas, vesículas e arbúsculos, são coloridas (confira Fig. 7 e 8, Cap. 1 desta obra). A observação dessas pode ser feita ao estéreo-microscópio ou em lâminas de fragmentos sob o microscópio. A avaliação do percentual de colonização radicular, a qual corresponde aos segmentos de raízes coloridas indicando estruturas fúngicas internas (Fig. 13), pode ser feita ao estéreo-microscópio por meio da técnica de intercessão radicular, segundo Giovannetti e Mosse (1980).



Fotos: Válder Lopes.

**Fig. 13.** Raízes de pequi (a), manga (b) e buriti (c) colonizadas por *Glomus etunicatum* (hifas internas e vesículas).

Lâminas permanentes de fragmentos de raízes colonizadas podem ser preparadas em PVL (PHILLIPS; HAYMAN, 1970) ou em solução preparada com 100 g de chloral hidratado, 15 g de goma arábica, 10 g glicerol e 25 ml de água destilada. A goma é deixada de molho por 24 horas na água destilada adicionada de uma pitada de chloral hidratado, para evitar o crescimento de bactérias. O restante do chloral hidratado é, então, acrescentado, e a solução, deixada em repouso até que todo o material seja dissolvido, sendo que o processo pode demorar vários dias. Finalmente, acrescenta-se o glicerol. Observou-se que a utilização de esmalte transparente de unha para selar as bordas da lamínula não é recomendado por comprometer a durabilidade da lâmina.

## **Processos diferenciados de clareamento de raízes<sup>3</sup>**

De maneira a obter uma melhor visibilidade das estruturas do fungo micorrízico arbuscular dentro do sistema radicular de certas famílias, ou até mesmo de espécies de plantas, adaptações são necessárias nos procedimentos de clareamento de suas raízes.

### **Processo de clareamento em sistemas radiculares lenhosos**

As raízes de um grande número de plantas - como todas as espécies de capim-braquiária, além de leguminosas, como o estilosantes, o feijão-guandu e o feijão-bravo-do-ceará - possuem córtices lenhosos que, por serem grosseiros e resistentes, requerem um processo de clareamento mais intenso, com tempo de imersão em KOH 1M mais prolongado. As raízes são levadas à estufa, a 100 °C, por 4 horas, com troca da solução no intervalo de 2 horas. A solução de KOH 1M é descartada e acrescentada

<sup>3</sup> Esta seção teve a contribuição de Valter Lopes, assistente do Laboratório e Microbiologia do Solo/ Micorriza da Embrapa Cerrados. Ressalte-se sua participação nas adaptações da metodologia de clareamento de raízes para o aprimoramento das análises de raízes de plantas específicas.

novamente, sendo mantida a temperatura ambiente por 30 minutos. O clareamento é seguido, então, do processo convencional de acidificação e coloração das raízes e de leitura da colonização radicular.

## Processo de clareamento em sistemas radiculares lenhosos e pigmentados: casos específicos

*Espécies arbóreas exóticas - citrus, manga - e nativas do Cerrado - pequi, baru, mangaba, buriti, gueroba, mogno, ipê, jacarandá-da-bahia*

Raízes de plantas como o citrus são imersas em solução de KOH 1M e mantidas na estufa, a 100 °C, por 4 horas. A solução de KOH é trocada e mantida a temperatura ambiente por mais 1 hora. As raízes são, em seguida, lavadas em água destilada e imersas em uma solução de peróxido de hidrogênio 3 % por 30 minutos. A acidificação dessas raízes é feita com HCl 5 % por 10 minutos, com troca da solução a cada 5 minutos, seguida do processo convencional de coloração das raízes e leitura da colonização radicular.

As plantas nativas do Cerrado têm um sistema radicular muito lenhoso. As raízes mais finas, de absorção, saem da raiz principal, pivotante, e rapidamente se tornam fibrosas. Suas células corticais são rígidas e pigmentadas, dificultando o clareamento do tecido radicular. Modificações no processo convencional de clareamento das raízes são necessárias para se obter um resultado satisfatório de coloração e visualização. As raízes são levadas à estufa, a 100 °C, por 3 horas. A solução de KOH 1M é descartada e acrescentada novamente, sendo mantida a temperatura ambiente por 1 hora, com troca da solução no intervalo de 30 minutos. As raízes são, em seguida, lavadas em água destilada, imersas novamente na solução de KOH 1M e mantidas, a 100 °C, por mais 1 hora, na estufa. No caso do jacarandá-da-bahia, deve-se manter o aquecimento em KOH por

mais 30 minutos. Após novo enxágüe em água destilada e imersão em solução de peróxido de hidrogênio 3 % por 30 minutos, seguem-se os processos convencionais de acidificação, coloração (Fig. 13) e leitura da colonização radicular.

### *Café*

As raízes de café apresentam um córtex de estrutura celular pequena, com grande quantidade de pigmentação, semelhante a pequenas vesículas e de clareamento difícil. As raízes devem ser lavadas abundantemente com água destilada, depois imersas em uma solução de KOH 1M e mantidas em repouso por 24 horas. A solução é trocada e as raízes são imersas novamente em KOH 1M e mantidas, a 100 °C, por 2 horas, na estufa. Após o aquecimento, a solução de KOH é trocada e mantida a temperatura ambiente por mais 30 minutos. As raízes são, então, lavadas cuidadosamente em água corrente e imersas em uma solução de peróxido de hidrogênio 3 % por 10 minutos, seguido do processo convencional de acidificação e coloração das raízes e leitura da colonização radicular.

### *Seringueira*

As raízes finas, secundárias, de absorção, são as que devem ser amostradas. Essas raízes são lenhosas e contêm grande quantidade de látex, sendo, então, imersas em KOH 1M e levadas à estufa, a 100°C, por 2 horas. Logo depois, a solução de KOH é trocada e mantida a temperatura ambiente por mais 4 horas, com troca da solução a cada 2 horas. Após eliminação do KOH, as raízes são lavadas, cuidadosamente, em água corrente, e uma solução de peróxido de hidrogênio 3 % é acrescentada e mantida por 30 minutos. A acidificação, a coloração e a posterior leitura da colonização radicular são conduzidas conforme o processo convencional.

## Processo de clareamento em sistemas radiculares pigmentados: casos específicos

### *Mucuna*

As células corticais de plantas leguminosas, como a mucuna, apresentam uma forte pigmentação escura (Fig. 14). O clareamento celular satisfatório de suas raízes implica um tratamento intenso e prolongado, sendo necessária uma imersão prévia das raízes em solução de KOH 1M, a temperatura ambiente, por 48 horas, com trocas da solução em intervalos de 24 horas. Posteriormente, após acrescentar novamente o KOH 1M, as raízes são levadas à estufa, a 100 °C, por mais 1 hora, com troca da solução a cada 30 minutos. O uso de peróxido de hidrogênio 3 % para se eliminar a pigmentação (PHILLIPS; HAYMAN, 1970) não é recomendável em raízes de mucuna, em virtude da formação de bolhas de ar no interior das raízes, o que dificulta a visualização das estruturas fúngicas. A acidificação dessas raízes é feita com HCl 5 % por 10 minutos, com troca da solução a cada 5 minutos, seguida do processo convencional de coloração das raízes e leitura da colonização radicular.

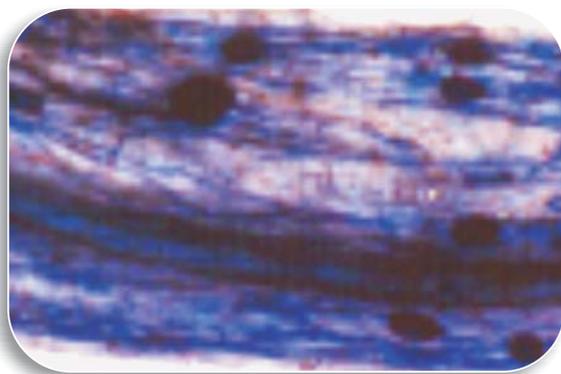


Foto: Valtter Lopes.

**Fig. 14.** Raiz de mucuna preta colonizada por fungo micorrízico arbuscular nativo de solo de Cerrado (hifas internas e vesículas).

## *Mandioca*

Na mandioca existem três tipos de raízes distintos, cujo conhecimento é importante para a coleta de material para avaliação da colonização radicular por fungos micorrízicos arbusculares. No enraizamento de estacas, que consistem no meio de propagação da mandioca mais comumente utilizado, surgem, primeiramente, as raízes fibrosas, das quais se desenvolvem raízes finas de absorção e raízes tuberosas, sobre as quais se desenvolvem também raízes finas de absorção. Essas raízes secundárias, de absorção, são as que devem ser amostradas, sendo aquelas sobre as raízes tuberosas as mais recomendadas. Como as raízes de mandioca são lenhosas e contêm grande quantidade de amido, são imersas em KOH 1M e levadas à estufa, a 100 °C, por 2 horas, quando então a solução de KOH é trocada e mantida a temperatura ambiente por mais 4 horas, com troca da solução a cada 2 horas. Após a eliminação do KOH, as raízes são lavadas, cuidadosamente, em água corrente, e uma solução de peróxido de hidrogênio 3 % é acrescentada e mantida por 30 minutos. A acidificação, a coloração e a posterior leitura da colonização radicular são conduzidas conforme o processo convencional.

## **Preparação de placas de solo-agar para avaliação de germinação de esporos e crescimento do micélio externo inicial**

A germinação de esporos e o crescimento inicial do micélio no solo correspondem à fase de pré-colonização radicular e interferem na rapidez e na intensidade de formação da micorriza arbuscular. Suas avaliações são importantes e podem ser realizadas em placas de solo-agar com um disco de celofane, sobre o qual são depositados os esporos que continuam a manter contato com o substrato (Fig. 15). Essa técnica permite que o micélio

produzido logo após a germinação do esporo possa ser medido. São necessárias placas de Petri e anéis de acrílico, com as dimensões de 0,5 cm de altura; 0,5 cm de espessura e 5 cm de diâmetro interno e discos de celofane com 7,5 cm de diâmetro.

Primeiramente, o solo é preparado normalmente, recebendo corretivos e fertilizantes, conforme o esquema experimental. Os discos de celofane, geralmente utilizados para cobrir potes de geléia, são também avaliados quanto à porosidade. Para tanto, o disco de celofane é umedecido com água destilada e colocado sobre outro disco de papel de filtro, em placas de Petri. Três gotas de diferentes colorantes, com peso molecular crescente (PM), são depositadas sobre o disco de celofane e deixadas pernoitar. Entre os colorantes, pode-se utilizar o safranino O (PM 350,85g), o azul de anilina (PM 737,74g), o azul de Trypan (PM 960,82g).

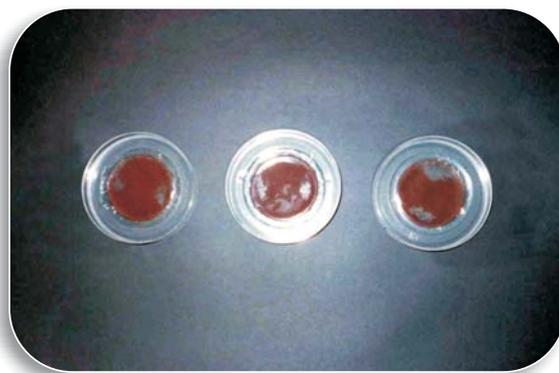


Foto: Jeanne Miranda.

**Fig. 15.** Placas de solo-agar para germinação de esporos in vitro.

O agar é preparado dissolvendo-se 7,5 g de agar purificado, recomendado para estudos de difusão em gel, em 1 L de água destilada. As placas de solo-agar são preparadas de acordo com Mosse (1959). Os discos de celofane, com 7,5 cm de diâmetro, e os anéis de acrílico são previamente

esterilizados em autoclave e etanol, respectivamente. O agar 0,75 % é derretido e deixado esfriar até 45 °C. O anel de acrílico é colocado no centro da placa de Petri e o agar é derramado no círculo externo do anel até alcançar sua altura para firmá-lo. Adiciona-se 1 g do solo preparado em 5 ml do agar resfriado, que, por sua vez, é derramado no círculo interno do anel. Esse volume é suficiente para alcançar a altura do anel. Após a solidificação do solo-agar, o anel de acrílico é removido delicadamente, mantendo um espaço livre entre os círculos interno e externo de agar. O disco de celofane é, então, colocado sobre o solo-agar, com as bordas repousando sobre o agar puro externo.

Os esporos isolados são lavados, por duas vezes, em água destilada esterilizada, transferidos para um papel de filtro, esterilizados superficialmente, por imersão por 2 minutos em hipoclorito de sódio (0,5 % de cloro disponível), e enxaguados com água destilada esterilizada por três vezes. Por meio de uma lupa, os esporos são transferidos, com pinças finas esterilizadas, para as placas de solo-agar. De modo a evitar o dessecação do agar, as placas são colocadas em sacos plásticos e incubadas, no escuro, a 26 °C. Essas são, também, invertidas para que a água de condensação, coletada sobre o celofane, previna-as da dessecação. Esporos germinados nas placas podem ser visualizados nas Fig. 5 e 8f (Cap. 1).

A germinação dos esporos é avaliada sob a lupa microscópica em aumento de 20 vezes. Os esporos são contados como germinados quando um ou mais tubos germinativos são observados e o percentual de germinação é calculado. O crescimento do micélio é avaliado sob a lupa microscópica, em aumento de 20 vezes, por meio de lamínulas graduadas inseridas na ocular ou por objetivas graduadas (MIRANDA, 1985). Os valores são expressos em milímetros por campo microscópico.

## Preparação de filmes de solo-agar para avaliação do crescimento do micélio externo

O micélio externo produzido por fungos micorrízicos arbusculares pode ser quantitativamente estimado, entre outros, por uma técnica microscópica de avaliação direta das amostras de solo, conforme sugerido por Jones e Mollison (1948). O método consiste em avaliar o comprimento do micélio num certo número de campos microscópicos escolhidos ao acaso, num filme de solo-agar. Embora antigo e laborioso, esse método é bastante preciso nas suas avaliações.

Para se preparar o filme, deve-se providenciar, primeiramente, a suspensão de solo-agar. Para tanto, amostras de 2,5 g de solo, seco ao ar por 48 horas, são pesadas em um becker de 25 ml, adicionando-se 5 ml de água destilada. A suspensão de solo é homogeneizada e transferida para um erlenmeyer de 100 ml. O sedimento no becker é lavado com 5 ml de água destilada, e a matéria suspensa é novamente transferida para o erlenmeyer. O volume da suspensão é então elevado para 50 ml pela adição de 40 ml de agar especial 1,5 % na temperatura entre 40 °C e 45 °C. Essa suspensão de solo-agar é, então, mantida aquecida em banho-maria a 40 °C, devendo ser utilizada logo após a preparação para evitar o surgimento de organismos termofílicos, bem como a decantação da solução e a formação de aglomerados, que arruinariam, assim, a preparação do filme.

A solução é homogeneizada e uma amostra é coletada a cerca de 1 cm abaixo da superfície da suspensão, com uma pipeta Pasteur esterilizada. Em torno de quatro gotas são transferidas para a plataforma central de uma lâmina hemocitométrica, com 0,1 mm de profundidade (Fig. 16), que é imediatamente coberta com uma lamínula espessa e deixada solidificar por 20 minutos. Em torno de cinco lâminas podem ser preparadas por suspensão de solo-agar e, para cada lâmina, é pipetada uma nova amostra.

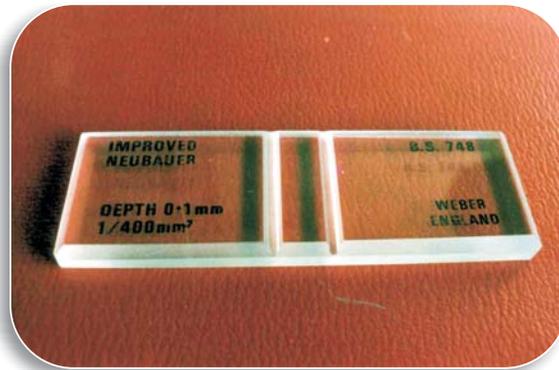


Foto: Jeanne Miranda.

**Fig. 16.** Lâmina de hemocitômetro utilizada na preparação de filmes de solo-agar.

Após a solidificação, o hemocitômetro é imerso em água destilada esterilizada e a lamínula é delicadamente removida. O excesso de agar coletado nas ranhuras laterais da plataforma central do hemocitômetro é removido com uma lâmina de bisturi. Ao agitar novamente o hemocitômetro na água, o filme desprende-se e flutua livremente na água. Por meio de uma lâmina microscópica comum imersa horizontalmente na água e disposta abaixo do filme, esse é retirado delicadamente da água, centralizado, e o excesso de água, removido com papel absorvente. Depois de 24 horas de secagem na temperatura ambiente e protegido de poeira, o filme é colorido por imersão por 1 hora em uma solução LAT 0,05 %, já descrita anteriormente. Após a coloração, as lâminas são rapidamente lavadas por imersão em água destilada e desidratadas em etanol 95 %. O filme é deixado secar por mais 24 horas para eliminação total da umidade, evitando opacidade após a montagem permanente das lâminas, como descrito anteriormente. Essas são secas, a temperatura ambiente, por pelo menos 7 dias antes do exame microscópico. O micélio externo no filme pode ser visualizado na Fig. 8g (Cap. 1).

A estimativa da quantidade de micélio micorrízico arbuscular externo no solo pode ser avaliada ao microscópio, em aumento de 400 vezes, por

exemplo, por meio de lamínulas graduadas inseridas na ocular ou por objetivas graduadas (MIRANDA, 1985). Os valores são expressos em micrometros por campo microscópico ou comprimento total por grama de solo.

## Culturas armadilhas

A diversidade de espécies de fungos micorrízicos arbusculares presentes num solo deve ser avaliada por meio de esporos frescos, isolados de culturas armadilhas, conforme sugerido por Morton et al. (1993). Para seu estabelecimento, são coletadas amostras de solo e raízes da área a ser avaliada (em torno de 5 plantas/100 m<sup>2</sup>), a 15 cm de profundidade. O solo rizosférico, preso às raízes, é liberado manual e cuidadosamente, e as raízes são picadas até em torno de 2 cm de comprimento. Solo e raízes são, então, misturados. Uma amostra de 500 g da mistura é coletada e homogeneizada com 500 g de areia lavada de rio, previamente esterilizada a vapor, por dois períodos de 1 hora, a 90 °C, com um intervalo de resfriamento de 24 horas.

O substrato é colocado em vasos com capacidade de 1 kg e cultivado, por exemplo, com plantas de sorgo (*Sorghum bicolor*) (cultivar BR300) e *Stylosanthes guianensis* (cultivar Mineirão), em consórcio, as quais se destacam como hospedeiras para uma ampla faixa de fungos micorrízicos arbusculares, nas condições de Cerrado. Essas duas plantas são utilizadas de maneira a eliminar os efeitos seletivos de espécies de plantas armadilhas na composição da comunidade dos fungos micorrízicos arbusculares. As condições em que o solo foi coletado no campo são preservadas. A fertilização é mínima e aplicada somente no caso das plantas mostrarem sinais de deficiência de fósforo ou nitrogênio, adicionando-se, então, em torno de 10 mg dm<sup>-3</sup> e 20 mg dm<sup>-3</sup>, respectivamente.

As plantas são cultivadas por 4 meses para se fazer a avaliação das espécies de fungos micorrízicos arbusculares presentes. A manutenção das plantas por um tempo maior pode ser prejudicial, em virtude da possibilidade de infestação do substrato com outras espécies de fungos micorrízicos arbusculares ou propágulos de outros fungos e bactérias nocivos às plantas. Ao final do período, suspende-se a irrigação, e as plantas são deixadas secar naturalmente por 1 a 2 semanas, sendo posteriormente eliminadas. O conteúdo do vaso é, então, bem misturado, após as raízes serem picadas em torno de até 2 cm de comprimento. O material é mantido em sacos plásticos, em uma temperatura constante de 20 °C, por cerca de 1 mês, de maneira a superar o surgimento eventual de fatores de dormência dos esporos. A extração e o isolamento de esporos de fungos micorrízicos arbusculares podem ser executados pelo método de peneiração via decantação fracionada e centrifugação.



## Capítulo 3

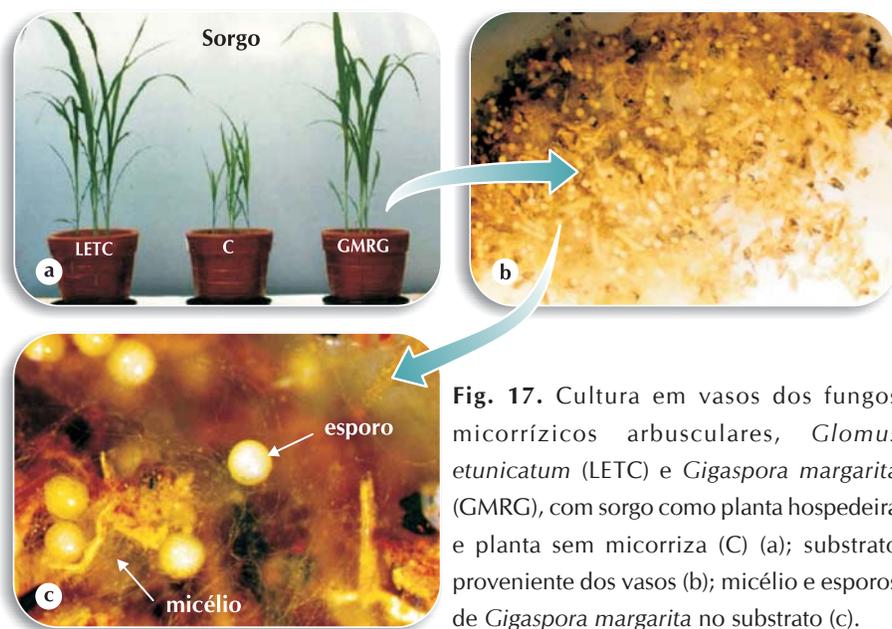
# Seleção e multiplicação de fungos micorrízicos arbusculares e produção de inoculante

Os fungos micorrízicos arbusculares são simbioses obrigatórios e não podem ser cultivados e multiplicados nos meios de cultura artificiais desprovidos de planta hospedeira, pois dependem dela como fornecedoras dos fotossintatos necessários para a sua sobrevivência (DECLERCK et al., 2005). Essa característica constitui-se num dos maiores obstáculos aos estudos e à utilização da micorriza arbuscular em benefício da agricultura.

A multiplicação dos fungos é efetuada, tradicionalmente, pelo método da cultura em vasos (GILMORE, 1968), cujo substrato pode ser utilizado, posteriormente, como inoculante (Fig. 17). Os fungos são isolados do solo de origem, selecionados, introduzidos e multiplicados em substrato parcialmente esterilizado (GERDEMANN; NICOLSON, 1963), em presença de plantas hospedeiras (MOSSE, 1981), para a obtenção de culturas puras de cada espécie. No período de 4 a 6 meses, ocorre a multiplicação dos fungos e são produzidos novos esporos (FERGUSON; WOODHEAD, 1984; MORTON et al., 1993).

As fontes dos fungos micorrízicos arbusculares são definidas pela biologia do próprio fungo. Todos os seus propágulos infectivos, como esporos e hifas, além de raízes e substratos colonizados, podem ser utilizados como inoculantes. A importância e as limitações de cada uma dessas fontes na agricultura, assim como o uso de diferentes substratos e

formas de inoculação, são descritas em detalhes por Sieverding (1991). Entretanto, apesar do potencial de utilização agrícola dos fungos micorrízicos arbusculares e do grande volume de trabalhos de pesquisa, o seu uso, em larga escala, ainda é restringido pela baixa disponibilidade de inoculante, pela pouca praticidade da inoculação em campo, bem como pela pequena aceitação e qualidade de inoculantes comerciais (TARBELL; KOSKE, 2007; GIANINAZZI; VOSÁTKA, 2004). Segundo Corkidi et al. (2004), ao proceder à inoculação com inoculantes comerciais, os níveis de colonização radicular variam em função da identidade do fungo, assim como da composição do meio de crescimento. Diferentes substratos - como argila expandida (MYCOSYM INTERNATIONAL AG, 2005), areia e turfa (TARBELL; KOSKE, 2007), areia e solo (MIRANDA; MIRANDA, 2002a) - são utilizados para a produção de inoculantes. Tecnologias variadas de produção foram também patenteadas ou encontram-se em processo de patenteamento (MIRANDA; MIRANDA, 2002a).



Fotos: Jeanne Miranda.

**Fig. 17.** Cultura em vasos dos fungos micorrízicos arbusculares, *Glomus etunicatum* (LETC) e *Gigaspora margarita* (GMRG), com sorgo como planta hospedeira e planta sem micorriza (C) (a); substrato proveniente dos vasos (b); micélio e esporos de *Gigaspora margarita* no substrato (c).

Sieverding (1991) propõe tecnologias de produção de inoculante em larga escala na propriedade agrícola, por meio da formação de canteiros de 25 m<sup>2</sup>, aproximadamente, onde poderiam ser produzidos cerca de 5 mil litros de inoculante.

Outra possibilidade de ampliação do uso da micorriza em sistemas agrícolas consiste em aplicar no solo compostos aromáticos – como a formononetina –, que são capazes de estimular a colonização radicular (NAIR et al., 1991; SILVA JÚNIOR; SIQUEIRA, 1998). Segundo Siqueira et al. (1992), o uso desse bioestimulante em solos de Cerrado favoreceu a produtividade de culturas, como o milho e a soja, com um acréscimo de receita de US\$ 72,00 e US\$ 140,00 por hectare para cada cultura, respectivamente. Contudo, Flores-Aylas et al. (2003) não observaram um efeito da formononetina no crescimento de mudas de várias espécies florestais inoculadas com *Glomus etunicatum*. Silva Júnior e Siqueira (1998) também concluem que essa tecnologia apresenta efeito diferenciado quanto à espécie de fungo e quanto ao parâmetro de avaliação considerado, uma vez que, no trabalho realizado, o efeito estimulante da formononetina na micorrização não resultou em benefícios para a nodulação, a nutrição e o crescimento da soja. A utilização da formononetina depende também da densidade de propágulos e da presença de espécies eficientes de fungos micorrízicos arbusculares no solo. Necessita-se, portanto, de ampla experimentação ainda para ter sua aplicabilidade assegurada.

Segundo Stürmer e Siqueira (2006), a produção comercial de inoculante deve ser baseada, primeiramente, na ocorrência dos fungos micorrízicos arbusculares mais comuns dentro de um determinado ecossistema ou de uma região geográfica, ou na eficiência de isolados testados em condições experimentais e em campo. Para tanto, caracterizar e selecionar as espécies encontradas em solos de uma determinada região é necessário. A seleção de espécies eficientes é importante, também, do ponto de vista econômico e prático, pois permite a utilização de um número

reduzido de espécies eficientes, facilitando o processo de produção do inoculante. Isso é interessante principalmente nos viveiros, onde a tecnologia de inoculação com fungos micorrízicos arbusculares pode ser incorporada e praticada com sucesso (MIRANDA; MIRANDA, 2000), como abordado nos Capítulos 5 e 6 desta obra. De modo geral, o manejo apropriado da micorriza arbuscular requer a disponibilidade de informações quanto ao comportamento das diversas espécies dos fungos micorrízicos arbusculares, como a sua capacidade de multiplicação no solo e efetividade no crescimento de diferentes plantas hospedeiras, nas diversas condições de fertilidade do solo. Desse modo, pode-se identificar as melhores e mais eficientes combinações solo-fungo-planta, uma vez que o sucesso da inoculação depende, sobretudo, da combinação fungo micorrízico arbuscular e planta hospedeira. Embora a associação micorrízica seja considerada não-específica quanto a essa relação, evidências de comportamento específico têm sido relatadas por Bever (2002).

Dessa forma, 13 espécies nativas de fungos micorrízicos arbusculares, como *Paraglomus brasilianum*, *Glomus etunicatum*, *Glomus manihotis*, *Paraglomus occultum*, *Gigaspora margarita*, *Gigaspora gigantea*, *Scutellospora cerradensis*, *Scutellospora heterogama*, *Scutellospora pellucida*, *Scutellospora reticulata*, *Scutellospora scutata*, *Entrophospora colombiana* e *Acaulospora scrobiculata*, foram isoladas, por meio de diferentes levantamentos em solos de Cerrado, e multiplicadas. Essas espécies foram avaliadas, em casa de vegetação, quanto à sua multiplicação no solo e eficiência no crescimento de diferentes culturas – anuais e forrageiras – em diferentes níveis de acidez do solo e de adubação fosfatada, e selecionadas, visando a uma recomendação de espécies desses fungos para uso na produção de inoculantes, simples ou mistos (MIRANDA; MIRANDA, 2001).

As plantas inoculadas receberam em torno de cem esporos de cada espécie de fungo, aplicados no sulco de plantio. Nas Tabelas 4 e 5 é

apresentada parte dos dados de desenvolvimento do sorgo, utilizado como planta teste e cultivado num Latossolo Vermelho de Cerrado. Observa-se que *Glomus etunicatum* e *Entrophospora colombiana* foram as espécies mais eficientes na produção do sorgo, nas duas doses de calcário e de adubação fosfatada aplicadas. A espécie *Glomus manihotis* (Tabela 4) foi a mais eficiente no solo de Cerrado sem calcário, com elevada acidez natural (pH 4,9).

**Tabela 4.** Produção relativa de matéria seca de sorgo, sem e com inoculação de fungos micorrízicos arbusculares, em vasos, em Latossolo Vermelho de Cerrado previamente esterilizado a vapor, com três doses de calcário ( $\text{CaCO}_3 + \text{MgCO}_3$ ) e adubação de  $200 \text{ kg ha}^{-1}$  de  $\text{P}_2\text{O}_5$ , na forma de  $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$  PA.

Espécies	Doses de calcário ( $\text{t ha}^{-1}$ )		
	0,0	2,2	4,5
	Produção relativa (%)		
Sem Inoculação <sup>(1)</sup>	4	56	100 <sup>(2)</sup>
<i>Glomus etunicatum</i>	8	148	233
<i>Entrophospora colombiana</i>	9	118	202
<i>Glomus manihotis</i>	85	92	106
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	7	83	101
<i>Gigaspora gigantea</i>	10	62	83

<sup>1</sup> Solo desprovido de fungos micorrízicos arbusculares nativos. <sup>2</sup> Produção relativa de 100 % = 1,70 g (1 planta vaso<sup>-1</sup>).

Fonte: Miranda e Miranda, 2001.

Quando não se aplicou fósforo, a produção de matéria seca do sorgo foi baixa para todas as espécies de fungo inoculadas (Tabela 5). A espécie *Gigaspora gigantea* apresentou, em geral, os menores efeitos no crescimento do sorgo, enquanto a espécie *Acaulospora scrobiculata*, cuja ocorrência foi maior na maioria dos solos coletados (confira Cap. 1 desta obra), apresentou efeitos intermediários na produção de matéria seca, assim como

as demais espécies avaliadas: *Paraglomus brasilianum*, *Paraglomus occultum*, *Gigaspora margarita*, *Scutellospora cerradensis*, *Scutellospora heterogama*, *Scutellospora pellucida*, *Scutellospora reticulata* e *Scutellospora scutata*.

**Tabela 5.** Produção relativa de matéria seca de sorgo, sem e com inoculação de fungos micorrízicos arbusculares, em vasos, em Latossolo Vermelho de Cerrado previamente esterilizado a vapor, com três doses de adubação fosfatada na forma de  $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$  PA e 4,5t ha<sup>-1</sup> de calcário ( $\text{CaCO}_3 + \text{MgCO}_3$ ).

Espécies	Doses de fósforo (kg ha <sup>-1</sup> de P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> )		
	0	100	200
	Produção relativa (%)		
Sem Inoculação <sup>(1)</sup>	8	49	100 <sup>(2)</sup>
<i>Glomus etunicatum</i>	9	131	212
<i>Entrophospora colombiana</i>	10	79	176
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	8	65	101
<i>Gigaspora gigantea</i>	10	53	79

<sup>1</sup> Solo desprovido de fungos micorrízicos arbusculares nativos. <sup>2</sup> Produção relativa de 100 % = 3,29 g (2 plantas vaso<sup>-1</sup>).

Fonte: Miranda e Miranda, 2001.

Foram efetuadas também avaliações sobre a atuação dos fungos nativos em relação a diferentes culturas, anuais e forrageiras, em Latossolo Vermelho de Cerrado, com acidez e fertilidade corrigidas (Tabela 6). As espécies *Glomus etunicatum* e *Entrophospora colombiana* foram as mais eficientes na produção de matéria seca de todas as culturas avaliadas. Para elas, o capim-andropógon e o estilosantes foram culturas que mostraram as maiores respostas à inoculação.

Outras análises efetuadas em complementação mostraram que essas duas espécies produziram, também, o maior número de esporos no solo,

nos tratamentos com acidez e fertilidade corrigidas, e que, no solo natural, sem aplicação de insumos, a colonização radicular foi maior para a espécie *Glomus manihotis* (confira Cap. 1 desta obra). A eficiência das espécies *Glomus etunicatum*, *Entrophospora colombiana* e *Glomus manihotis*, em condições ácidas, tem sido demonstrada também no crescimento de um grande número de espécies arbóreas tropicais, frutíferas e florestais, nativas e exóticas do Cerrado (MIRANDA; MIRANDA, 2000), como pequi, baru, jacarandá-da-bahia, sucupira, manga, acerola, citros, abacate, mamão, maracujá, café e eucalipto; além de palmeiras, como buriti e gueroba; forrageiras, como leucena (confira Cap. 5 desta obra); e espécies arbóreas destinadas à recuperação de Matas de Galeria e de áreas degradadas (FLORES-AYLAS et al., 2003; PARRON; CAUS, 2001; POUYÚ-ROJAS et al., 2006).

**Tabela 6.** Produção relativa de culturas anuais e forrageiras (*Brachiaria decumbens* - Bd, *Andropogon gayanus* - Ag, *Stylosanthes guianensis* - Sg) em vasos, sem e com inoculação de fungos micorrízicos arbusculares, em Latossolo Vermelho argiloso. Solo previamente esterilizado a vapor, com 4,5 t ha<sup>-1</sup> de calcário (CaCO<sub>3</sub> + MgCO<sub>3</sub>) e adubação de 200 kg ha<sup>-1</sup> P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> (para culturas), na forma de Ca(H<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>)<sub>2</sub> PA, e 2,2 t ha<sup>-1</sup> calcário e 100 kg ha<sup>-1</sup> P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> (para arroz e forrageiras).

Espécies de fungos <sup>(1)</sup>	Planta hospedeira						Bd	Ag	Sg
	Milho	Sorgo	Trigo	Arroz	Soja	Feijão			
	Produção relativa (%)								
GE	272	207	170	134	440	321	170	2948	6867
EC	247	168	151	100	347	283	111	2119	3950
AS	213	97	132	94	234	174	60	167	350
GG	102	70	139	100	231	130	42	48	633
SI <sup>(2)</sup>	100	100	100	100	100	100	100	100	100
SI (g vaso <sup>-1</sup> )	3,65	3,39	2,41	3,54	1,54	2,35	4,22	0,21	0,06

<sup>1</sup> *Glomus etunicatum* (GE), *Entrophospora colombiana* (EC), *Acaulospora scrobiculata* (AS), e *Gigaspora gigantea* (GG). <sup>2</sup> Solo desprovido de fungos micorrízicos arbusculares nativos (SI).  
Fonte: Miranda e Miranda, 2001.

Miranda e Miranda (2001) recomendam três espécies de fungos micorrízicos arbusculares para uso na produção de inoculantes, simples ou mistos: *Glomus etunicatum*, *Entrophospora colombiana* e *Glomus manihotis*. O emprego dessas espécies em substratos, para produção de mudas, beneficia o crescimento de diversas plantas hospedeiras em diferentes condições de acidez e fertilidade do solo (confira Cap. 5, Fig. 34 e 35 desta obra), agregando valor às mudas e tornando o processo de inoculação mais prático e econômico.

## Capítulo 4

# Dinâmica de fungos micorrízicos arbusculares em solos do Bioma Cerrado

A evolução da micorriza arbuscular teria acontecido nos trópicos (PIROZYNSKI, 1981), mas sua ocorrência é generalizada nas plantas e nos diversos ecossistemas (BRUNDRETT, 2002; SMITH; READ, 1997; STÜRMER; SIQUEIRA, 2006; TRESEDER; CROSS, 2006), sendo, então, considerada uma simbiose universal (NICOLSON, 1967). Apenas algumas famílias de plantas são conhecidas como não-micorrízicas, entre elas, as Brassicaceas (anteriormente designadas Crucíferas) (ex.: nabo forrageiro, canola, mostarda, repolho), as Chenopodiaceas (Amaranthaceas) (ex.: quinoa, espinafre), as Polygonaceas (ex.: trigo sarraceno) e as Caryophyllaceas (ex.: cravo) (BRUNDRETT, 2002; THOMPSON, 1994; REDECKER, 2005).

De modo geral, a ocorrência e a densidade de fungos micorrízicos arbusculares no solo dependem de características da planta hospedeira e do fungo micorrízico arbuscular, assim como de fatores ambientais edafoclimáticos (STADDON et al., 2003) e antrópicos, por meio do manejo dos solos e das culturas (JOHNSON et al., 1992; SYLVIA; WILLIAMS, 1992). Geralmente, a comunidade desses fungos é alta nos agrossistemas que englobam, principalmente, uso reduzido de agroquímicos, como fungicidas sistêmicos, cultivo mínimo e rotação de culturas (ABBOTT; ROBSON, 1982; JASPER et al., 1989; JOHNSON; PFLEGER, 1992;

SIEVERDING, 1991; MIRANDA et al., 2005b). Essa comunidade pode ser reduzida, nos solos em pousio (BOWEN, 1987), nos inundados (FELDMANN et al., 1993) e nos alterados pela agricultura envolvendo culturas com baixa ou nenhuma dependência micorrízica (MIRANDA et al., 2001), monocultura intensiva (MIRANDA et al., 2005b), construção civil ou mineração (BRUNDRETT, 1991; KLAUBERG FILHO et al., 2002; MARTINS et al., 1999). Thompson (1987) observou, por exemplo, que a produção de diversas culturas em solos argilosos da Austrália, mantidos em pousio por longo período, foi inferior à produção obtida em solos cultivados normalmente. Esse efeito, conhecido como *long fallow disorder*, foi atribuído a um declínio de propágulos viáveis de fungos micorrízicos arbusculares durante o pousio, resultando em baixa colonização radicular e eficiência simbiótica na cultura subsequente. A ocorrência natural dos fungos micorrízicos arbusculares é também diversificada, podendo ser encontrada em torno de cinco a seis espécies convivendo numa única rizosfera (BONONI; TRUFEM, 1983; BRUNDRETT, 1991; MIRANDA, 1992).

A maior abundância da micorriza arbuscular ocorre em ecossistemas tropicais, e os maiores índices de colonização radicular de plantas hospedeiras variadas foram encontrados nas savanas (TRESSEDER; CROSS, 2006). Segundo Sieverding (1991), existem até mesmo indicações de que certas espécies de fungos micorrízicos arbusculares ocorrem unicamente nessas regiões. Entretanto, as informações sobre a frequência de ocorrência e a distribuição de fungos micorrízicos arbusculares nos diferentes solos e ecossistemas brasileiros ainda são escassas (STÜRMER et al., 2006). Os diversos levantamentos realizados em diferentes tipos de solos de Cerrado mostram que os fungos micorrízicos arbusculares se associam a um grande número de plantas nativas da região, englobando gramíneas, leguminosas e espécies arbóreas, como pequi, buriti, manga (confira Fig. 13, Cap. 2 desta obra). Entre essas plantas, Thomazini (1974,1978) detectou 56 espécies, e Bononi e Trufem (1983) identificaram 62 espécies colonizadas. Os fungos micorrízicos arbusculares foram observados também em plantas

cultivadas em solos de Cerrado, como arroz, trigo, feijão, milho (Tabela 6) (MIRANDA et al., 2001), soja (MIRANDA, 1982; MIRANDA; MIRANDA, 2002b), sorgo (MIRANDA, 1982; MIRANDA et al., 1984), mandioca (MIRANDA et al., 2005a), café (LOPES et al., 1983; SIQUEIRA et al., 1987), citros (WEBER; OLIVEIRA, 1994), seringueira (FELDMANN et al., 1993), e em espécies forrageiras, como capim-braquiária (MIRANDA, 1981), capim-andropógon e estilosantes (MIRANDA et al., 2005b; SIEVERDING, 1991). Em outros ecossistemas, como nos solos ácidos e de baixa fertilidade da Amazônia, detectou-se, também, a ocorrência de fungos micorrízicos arbusculares nativos em pimenta-do-reino, juta, malva e guaraná (FERRAZ, 1979).

A densidade de espécies de fungos micorrízicos arbusculares em diferentes solos nativos na região do Cerrado varia em média de 25 a 50 esporos  $50 \text{ cm}^{-3}$  de solo (MIRANDA et al., 1984; MIRANDA et al., 2001; SIQUEIRA et al., 1989). Nos agrossistemas, os fungos apresentam, em geral, uma densidade de espécies mais elevada, que pode variar em função das culturas utilizadas, dos fatores edafoclimáticos, do tempo de cultivo, bem como das práticas agrícolas utilizadas (MIRANDA; MIRANDA, 2007a,b,c; MIRANDA et al., 2005b), conforme também observado nos solos igualmente ácidos e inférteis das savanas colombianas (HOWELER et al., 1987; DODD et al., 1990b). O manejo adequado de solo e de plantas é importante para beneficiar a comunidade micorrízica e a atividade da simbiose, especialmente em solos cuja comunidade nativa é quantitativamente (número de esporos, percentual de colonização radicular) e/ou qualitativamente (número e predominância de espécies) deficiente. Para cada sistema de produção, é necessário, então, levar em conta os aspectos que interferem na micorriza arbuscular, como fontes e níveis de corretivos e fertilizantes, culturas e cultivares e formas de rotação, além do tipo, da dosagem e do modo de aplicação dos pesticidas (DODD et al., 1990b; MIRANDA et al., 2001; MIRANDA; MIRANDA, 2003; MIRANDA et al., 2005b; MIRANDA; MIRANDA, 2006; MIRANDA; MIRANDA, 2007a, b; SIEVERDING, 1991).

Segundo Abbott e Robson (1994) e Bever et al. (1996), a cultura utilizada é o fator de maior influência na ocorrência e na abundância relativa dos fungos micorrízicos arbusculares no solo. Eom et al. (2000) também sugerem que essas variações podem ser geradas pelas alterações do microhabitat do solo, mediadas pelas variações na fenologia e dependência ou responsividade (JANOS, 2007) micorrízica das espécies hospedeiras (confira Cap. 6 desta obra).

Nas savanas tropicais, observa-se, de modo geral, um acréscimo gradativo do número de esporos com o aumento da umidade do solo no início do período chuvoso, seguido de um decréscimo, nas camadas superiores do solo, no período seco (HOWELER et al., 1987; DODD et al., 1990b; MIRANDA et al., 2005b). Essa variação sazonal pode ser significativa ou não, de acordo com a cultura utilizada.

Na região do Cerrado, onde o clima é bem definido por duas estações anuais, seca e chuvosa, pode-se observar que a abundância de esporos no solo nativo é baixa e inferior àquela no solo cultivado (Tabela 7). Nesses, os maiores índices ocorreram nas áreas com pastagens puras e consorciadas, no período chuvoso do primeiro ano de cultivo, em 1992. Nas áreas com pastagens, a densidade de esporos decresce significativamente no período seco, mas em menor grau nas áreas com pastagem consorciada, na qual a densidade de esporos ainda se mantém elevada no período chuvoso seguinte (segundo cultivo). Esses dados salientam o efeito benéfico da presença de leguminosas consorciadas no potencial de inóculo do solo, que pode ser atribuído à maior concentração de nitrogênio no solo rizosférico das plantas e à interação positiva entre o rizóbio e os fungos micorrízicos arbusculares (EOM et al., 2000; HOWELER et al., 1987; MIRANDA et al., 2005b). Adicionalmente, pode-se considerar a capacidade de retenção de folhas verdes durante a seca pelas leguminosas e a conseqüente continuidade das atividades fisiológicas dessas plantas nesse período, mantendo, assim, a micorriza ativa (MIRANDA et al., 2005b).

**Tabela 7.** Esporos de fungos micorrízicos arbusculares nativos de um Latossolo Vermelho sob sistemas de produção de pastagens e lavoura unicamente, nos períodos chuvoso e seco, e lavoura de soja e milho em rotação no período chuvoso.

Cultivo	Esporos no solo (nº 50 g <sup>-1</sup> ) <sup>(1)</sup>		
	Pastagem pura <sup>(2)</sup>	Pastagem Consorciada <sup>(3)</sup>	Lavoura
	Período chuvoso		
Solo virgem	15	12	10
Primeiro	289	278	32 Soja
Segundo	67	132	97 Soja
Terceiro	58	74	62 Milho
Quarto	41	39	50 Soja
Quinto	29	35	61 Milho
	Período seco		
Primeiro	48	115	
Segundo	49	52	
Terceiro	38	51	
Quarto	29	36	
Quinto	23	17	

<sup>1</sup> Dados transformados em  $y = (x + 0,5)^{0,5}$  para fins da análise estatística. <sup>2</sup> *Andropogon gayanus*.

<sup>3</sup> *Andropogon gayanus* com *Calopogonium mucunoides*, *Stylosanthes guianensis* cv. Mineirão, centrosema e soja perene.

Fonte: Adaptado de Miranda et al., 2005b.

Observa-se que, após 4 a 5 anos de cultivo do solo com pastagens puras e consorciadas, o número de esporos no solo, no período chuvoso, diminui gradativamente a níveis similares aos observados inicialmente em áreas cultivadas com lavoura. De forma semelhante, Dodd et al. (1990b) relataram uma redução e uma tendência de estabilização no número de esporos no solo, com o tempo de cultivo de capim-braquiária (*Brachiaria dictyoneura*) pura ou consorciada com kudzu tropical (*Pueraria phaseoloides*). Essa estabilização da comunidade micorrízica decorre, provavelmente, da menor intensidade de preparo do solo nos anos subsequentes ao estabelecimento das pastagens, bem como da dependência

temporária dessas plantas em relação à micorriza arbuscular, que é maior na fase de crescimento inicial das plântulas. Segundo Hartnett e Wilson (2002) e Miranda et al. (2005b), as plantas forrageiras são micotróficas facultativas e beneficiam-se da micorriza arbuscular sob condições de estresse nutricional ou em fases específicas do ciclo de vida da planta, como a fase de estabelecimento. Staddon et al. (2003) sugerem também que a resposta dos fungos micorrízicos arbusculares às mudanças climáticas, principalmente à seca, pode ser atribuída, diretamente, às mudanças na densidade do micélio extra-radicular e, indiretamente, às alterações na densidade e na abundância relativa de espécies de plantas entre as estações. Na região do Cerrado, durante a estação da seca, a atividade fisiológica da maioria das plantas cultivadas reduz drasticamente, exceto para o *Stylosanthes guianensis* cv. Mineirão, que, no sistema consorciado, é a planta predominante no período seco (EMBRAPA CERRADOS, 1998).

No cultivo com lavoura, observa-se que a rotação de soja e milho, nos primeiros anos, resulta em alterações iniciais menores no número de esporos dos fungos micorrízicos arbusculares nativos do que as observadas nas áreas com pastagens (Tabela 7). A comunidade micorrízica arbuscular em um solo recém-aberto de Cerrado e cultivado no primeiro ano com soja é, geralmente, baixa, e o acréscimo dessa comunidade sob cultivo de soja é gradativo, em função do tempo de cultivo e da rotação com outras culturas responsivas à micorriza arbuscular (JANOS, 2007) – como o milho, ou plantas condicionadoras do solo, como a mucuna (Tabelas 8, 9, 10 e 12).

Assim como para o número de esporos no solo, a colonização radicular de espécies forrageiras, no primeiro ano de cultivo, é mais elevada do que a observada em culturas anuais, como a soja (Tabela 8), e essas diferenças podem estar relacionadas à fenologia das plantas, mas, sobretudo, à morfologia das raízes das forrageiras tropicais (DODD et al., 1990a). Observa-se também que, sob lavoura com rotação de culturas, a colonização radicular de uma cultura, como a soja, pode ser beneficiada, como exemplificado na Tabela 8. Na rotação soja e milho, a colonização

radicular da soja, no quarto cultivo, após o cultivo do milho, foi significativamente mais elevada do que a observada nos dois primeiros anos de monocultivo de soja, salientando o aumento gradativo da colonização radicular da soja, de forma semelhante ao observado com o número de esporos no solo (Tabela 7).

**Tabela 8.** Colonização radicular das plantas hospedeiras, no período chuvoso, no solo com quatro anos de pastagem consorciada e lavoura de soja e milho em rotação.

Cultivo	Colonização radicular (%) <sup>(1)</sup>	
	Pastagem consorciada <sup>(2)</sup>	Lavoura
Primeiro	65	26 Soja
Segundo	31	49 Soja
Terceiro	57	88 Milho
Quarto	41	60 Soja
Dms 5 %	12	

<sup>1</sup> Os dados de colonização radicular foram transformados em  $y = \arcsin(x/100)^{0.5}$  para fins da análise estatística. <sup>2</sup> *Andropogon gayanus* com *Calopogonium mucunoides*, *Stylosanthes guianensis* cv. Mineirão, centrosema e soja perene.

Fonte: Adaptado de Miranda et al., 2005b.

Outras culturas empregadas em sistemas de lavoura com rotação – como o feijão (Tabela 9), ou plantas condicionadoras do solo, como mucuna, crotalária, feijão-de-porco, guandu, girassol, milheto, mamona (Tabelas 10, 11 e 12) – multiplicam a comunidade dos fungos micorrízicos arbusculares nativos no solo (MIRANDA et al., 2001). Foi observado, por meio dos dados apresentados nas Tabelas 9 e 10, que o cultivo do milho, logo após a abertura da área, e o do feijão e do milho em rotação, nos períodos seguintes de seca e chuva, beneficiaram a multiplicação dos fungos no solo. Entretanto, a introdução da cultura do arroz, cuja dependência ou responsividade micorrízica é baixa (confira Cap.6 desta obra), na rotação, causou uma redução no número de esporos no solo, recuperado por meio da reintrodução do feijão na área, no período seco seguinte.

**Tabela 9.** Número de esporos de fungos micorrízicos arbusculares, num Latossolo Vermelho argiloso de Cerrado cultivado com milho, feijão e arroz em rotação.

Cultivo – Cultura	Esporos (nº 50 g <sup>-1</sup> )
Antes do cultivo - sem preparo	13
Primeiro - Milho	96
Primeiro - Feijão	67
Segundo - Milho	100
Segundo - Feijão	97
Terceiro - Arroz	17
Terceiro - Feijão	100

Fonte: Miranda et al., 2001.

**Tabela 10.** Número de esporos de fungos micorrízicos arbusculares nativos em Latossolo Vermelho, após pousio e cultivo de diferentes culturas, no período chuvoso.

Culturas	Esporos (nº 50 g <sup>-1</sup> )
Feijão-de-porco	67
Mamona	47
Milho	53
Girassol	20
Arroz	4
Pousio	4

Fonte: Miranda et al., 2001.

As diferentes plantas condicionadoras do solo colonizadas pelos fungos micorrízicos arbusculares nativos (Tabelas 10 e 11), quando utilizadas no sistema de rotação, beneficiam a colonização radicular da cultura subsequente. O mesmo não ocorre para o nabo forrageiro, uma Brassicacea não-micorrízica, que não apresentou colonização radicular. Desse modo, assim como a baixa dependência micorrízica do arroz (Tabela 9), essa característica do nabo forrageiro não favorece a

multiplicação dos fungos micorrízicos arbusculares no solo (MIRANDA et al., 2001; MIRANDA; MIRANDA, 2006). A inclusão dessas culturas no sistema de rotação causa, portanto, uma redução no potencial de inóculo do solo e na formação e no desenvolvimento da micorriza arbuscular. Entretanto, o nabo forrageiro apresenta vantagens como planta de cobertura em virtude da alta produção de fitomassa, controle de plantas invasoras e possibilidade de reciclar nutrientes (BURLE et al., 2006). Recomenda-se, então, que, na rotação, sejam incluídas também culturas que beneficiem a multiplicação dos fungos micorrízicos arbusculares e que aquelas não-micorrízicas não sejam utilizadas consecutivamente.

**Tabela 11.** Colonização radicular, no florescimento, de adubos verdes cultivados num Latossolo Vermelho-Amarelo de Cerrado.

Adubos verdes	Colonização radicular (%)
Crotalária	49
Guandu	52
Feijão-bravo-do-ceará	60
Girassol	51
Milheto	49
Mucuna	49
Nabo forrageiro	00

Fonte: Miranda e Miranda, 2006.

A ocorrência de períodos de pousio, com ausência de plantas hospedeiras nas áreas cultivadas, causa igualmente uma redução na comunidade de fungos micorrízicos arbusculares nativos no solo, como demonstrado nas Tabelas 10 e 12. A recuperação dos propágulos desses fungos no solo sob pousio e cultivado posteriormente com milho foi menor do que nas áreas abertas e cultivadas com mucuna e soja (Tabela 12). Esse efeito pode ser atribuído a um declínio de propágulos viáveis dos fungos

micorrízicos arbusculares nativos durante o longo período de pousio, denominado *long fallow disorder*, resultando em sua baixa propagação na cultura subsequente, conforme observado, também, por Thompson (1987) em solos argilosos da Austrália.

**Tabela 12.** Número mais provável (NMP) de propágulos de fungos micorrízicos arbusculares, em Latossolo Vermelho-Amarelo de Cerrado cultivado com milho irrigado ou mantido sob pousio, no período seco (segundo plantio). No período chuvoso anterior (primeiro plantio), parte da área ficou sob pousio e parte foi cultivada com mucuna e soja, fazendo-se a incorporação da parte aérea e das raízes após a colheita.

Período chuvoso (1º Plantio)	Período seco (2º Plantio)	
	Pousio	Milho
	NMP (n 100 g <sup>-1</sup> )	
Pousio	6	9
Mucuna	24	99
Soja	37	119

Fonte: Adaptado de Bowen, 1987.

A rotação de culturas e de sistemas de produção favorece também a composição qualitativa da comunidade de fungos micorrízicos arbusculares e restabelece o equilíbrio entre as espécies desses fungos presentes no solo (JOHNSON et al., 2004; MIRANDA et al., 2005b). Entretanto, para cada sistema de produção, é necessário levar em conta a escolha adequada de culturas e cultivares e do tipo de rotação a ser utilizado, pois a seqüência inadequada de plantas pode aumentar a quantidade de espécies de fungos ineficientes para as culturas subsequentes (SIEVERDING, 1991). Essas alterações na composição da comunidade, assim como na abundância da micorriza, podem alterar a contribuição dos fungos micorrízicos arbusculares em geral (BEVER, 2002; HEIJDEN et al., 1998). Os dados apresentados na Tabela 13 mostram, por exemplo, que o Cerrado natural mantém o mesmo número de espécies de fungos micorrízicos arbusculares

no solo ao longo do tempo. Indicam também que a implantação de lavoura, com rotação de culturas anuais, e da pastagem consorciada multiplica um maior número de espécies do que a pastagem pura. Ademais, num sistema de produção integrado, com a seqüência pastagem cultivada/cultura anual, a prática da rotação desses sistemas, com a introdução, por exemplo, do milho numa área anteriormente ocupada com plantas forrageiras, no quinto ano de cultivo, restabelece o número de espécies de fungos micorrízicos arbusculares nativos, ficando semelhante ao de uma área cultivada somente com culturas anuais.

**Tabela 13.** Espécies de fungos micorrízicos arbusculares, em Latossolo Vermelho sob sistemas de produção de pastagens e lavoura contínuos e em sistema integrado lavoura (LA)-pastagem consorciada (PC), com rotação após o quarto cultivo.\*

Sistemas	Cultivo	
	3º	5º
	Espécies de fungos micorrízicos arbusculares <sup>(1)</sup>	
Cerrado nativo	Asp. Lsp. Csp.	Asp. Lsp. Csp.
Pastagem pura	Asp. Lsp.	Asp. Lsp.
Pastagem consorciada	Asp. Lsp.	Asp. Lsp. Csp. Gsp. Esp.
Lavoura (Milho)	Asp. Lsp. Csp. Gsp.	Asp. Lsp. Csp. Gsp. Esp.
PC / LA (Milho)	Asp. Lsp.	Asp. Lsp. Csp. Gsp. Esp.
LA (Milho) / PC	Asp. Lsp. Csp. Gsp.	Asp. Lsp. Csp. Gsp. Esp.

<sup>1</sup> Espécies de fungos micorrízicos arbusculares: Asp. = *Acaulospora* sp.: *A. scrobiculata*, *A. mellea*, *A. tuberculata*; Csp. = *Scutellospora* sp.: *S. biornata*, *S. cerradensis*, *S. pellucida*, *S. reticulata*; Lsp. = *Glomus* sp.: *G. occultum*, *G. clarum*; Gsp. = *Gigaspora* sp.: *G. gigantea*, *G. margarita*; Esp. = *Entrophospora* sp.: *E. colombiana*.

\*Na data da avaliação, a espécie *Glomus occultum* não pertencia ainda à nova classificação, como *Paraglomus occultum*.

Fonte: Miranda et al., 2005b.

Nos sistemas de produção agrícola, um dos principais objetivos é a obtenção de retornos econômicos de todos os insumos utilizados. Os dados de pesquisa mostram que a produtividade das culturas nos solos de Cerrado

pode ser melhorada quando são utilizadas quantidades relativamente elevadas de calcário e fertilizantes fosfatados (SOUSA; LOBATO, 2002). Entretanto, o uso desses insumos é dispendioso, devendo-se considerar, também, o decréscimo das reservas de fosfatos e o aumento dos custos energéticos. Torna-se necessário estabelecer uma agricultura sustentável, com aplicações menores e eficientes desses insumos, com a utilização de espécies e de cultivares de plantas capazes de manter altas produtividades em condições de baixo suprimento de fósforo e com a utilização de estratégias de manejo de culturas e insumos que englobem a associação micorrízica.

A prática da calagem, necessária para corrigir a acidez elevada dos solos de Cerrado, altera a comunidade micorrízica arbuscular, tanto do ponto de vista quantitativo quanto qualitativo. Miranda e Miranda (2003) identificaram a presença dos fungos micorrízicos arbusculares num solo Glei Pouco Húmico (Gleissolo Háplico) (CORREIA et al., 2002) com diferentes níveis de calagem e observaram uma variação quantitativa nessa comunidade em função da dose de calcário aplicada (Tabela 14). Enquanto o número de esporos no solo foi mais baixo no solo nativo não corrigido, a aplicação do calcário resultou num aumento gradativo do número desses esporos até a dose de 4 t ha<sup>-1</sup> e num decréscimo para as aplicações superiores a essa dosagem.

**Tabela 14.** Número de esporos de fungos micorrízicos arbusculares nativos em função de doses de calcário. Saturação por bases (V) e pH de um solo Gleissolo Háplico de Cerrado, após 8 anos da aplicação, em campo, a lanço, de calcário dolomítico.

Calcário (t ha <sup>-1</sup> )	V (%)	pH (CaCl <sub>2</sub> )	Esporos (nº 50 g <sup>-1</sup> )
0	11	3,8	54
2	23	4,3	158
4	37	4,5	287
6	52	4,9	155
8	60	5,2	77

Fonte: Adaptado de Miranda e Miranda, 2003.

Num cultivo de sorgo inoculado com 13 diferentes espécies de fungos micorrízicos arbusculares nativos, a produção de esporos no solo e a colonização radicular variaram em função da acidez do solo e, também, da espécie do fungo micorrízico arbuscular (Tabela 15). As espécies *Glomus etunicatum* e *Entrophospora colombiana* produziram o maior número de esporos, e a espécie *Glomus manihotis* apresentou o maior índice de colonização radicular nos diferentes níveis de calagem utilizados (confira Cap.1 desta obra).

**Tabela 15.** Número de esporos (E) no solo e colonização radicular (CR) de plantas de sorgo inoculadas com diferentes espécies de fungos micorrízicos arbusculares nativos de Cerrado e cultivadas em Latossolo Vermelho argiloso com três doses de calcário.

Espécies	Doses de calcário (t ha <sup>-1</sup> )					
	0		2		4,5	
	E (nº 50 g <sup>-1</sup> )	CR (%)	E (nº 50 g <sup>-1</sup> )	CR (%)	E (nº 50 g <sup>-1</sup> )	CR (%)
Sem inoculação	0	0,0	0	0,0	0	0,0
<i>Paraglomus occultum</i>	0	0,0	1	3,3	17	1,3
<i>Glomus etunicatum</i>	57	22,0	141	43,3	648	57,7
<i>Paraglomus brasilianum</i>	39	0,3	115	3,3	18	0,0
<i>Glomus manihotis</i>	4	92,3	1	72,0	3	70,7
<i>Gigaspora margarita</i>	9	22,0	26	31,5	36	11,7
<i>Gigaspora gigantea</i>	6	14,7	7	39,7	5	44,7
<i>Scutellospora heterogama</i>	4	42,5	28	41,3	57	27,3
<i>Scutellospora reticulata</i>	5	21,0	2	3,7	3	4,0
<i>Scutellospora cerradensis</i>	35	0,0	6	0,0	7	0,7
<i>Scutellospora pellucida</i>	25	14,3	38	13,0	25	10,0
<i>Scutellospora scutata</i>	0	68,0	1	28,0	2	20,0
<i>Entrophospora colombiana</i>	39	3,7	628	53,3	1028	70,7
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	39	2,0	35	51,5	16	24,0

Fonte: Miranda e Miranda, 1997.

Sieverding (1991) relata a ocorrência diferenciada de algumas espécies de fungos micorrízicos arbusculares nativos, em função do pH de solos da América e África tropicais (Tabela 16), como a presença espontânea de *Entrophospora colombiana* somente em solos tropicais naturais com pH menor que 5,5 e de *Gigaspora margarita* em solos com pH maior que 5,5. Nos solos de Cerrado, espécies como *Glomus manihotis*, *Paraglomus brasilianum* e *Scutellospora gregaria* apresentam flexibilidade em relação às condições de acidez e foram naturalmente encontradas em solos com pH variando entre 3,8 e 6,2.

**Tabela 16.** Ocorrência diferenciada de espécies de fungos micorrízicos arbusculares nativos em função do pH de solos naturais de regiões tropicais.

pH < 5,5	pH > 5,5	pH 4,0 - 8,0
<i>Entrophospora colombiana</i>	<i>Glomus mosseae</i>	<i>Acaulospora longula</i>
	<i>Gigaspora margarita</i>	<i>Acaulospora morrowae</i>
		<i>Acaulospora myriocarpa</i>
		<i>Acaulospora scrobiculata</i>
		<i>Glomus aggregatum</i>
		<i>Glomus versiforme</i>
		<i>Scutellospora pellucida</i>

Fonte: Adaptado de Sieverding, 1991.

Não somente a acidez mas também a disponibilidade de nutrientes, como o fósforo, consistem num fator químico do solo que interfere em seu potencial de inóculo. Miranda et al. (1984) observaram que o número de esporos foi baixo no solo de Cerrado nativo, cultivado, em casa de vegetação, com sorgo inoculado (Tabela 17) e baixos teores de fósforo disponível (SOUSA; LOBATO, 2002). Entretanto, a aplicação de doses de

fósforo no solo, na forma de  $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2$  PA, resultou num aumento do número de esporos nesse solo até a dose de  $25 \mu\text{g g}^{-1}$ , decrescendo nos tratamentos com aplicações superiores. Observou-se, também, em um Latossolo Vermelho franco argilo arenoso de Cerrado, com diferentes doses de fósforo aplicadas a lanço, na forma de superfosfato triplo e fosfato de Gafsa moído e farelado, cultivado com *Brachiaria decumbens* stapf., que a comunidade micorrízica arbuscular nativa variou com a fonte e a dose do adubo fosfatado (Tabela 18). Nas áreas com superfosfato triplo e fosfato de Gafsa farelado, o número de esporos foi semelhante em todas as doses de  $\text{P}_2\text{O}_5$ , enquanto, para o fosfato de Gafsa moído, o maior número de esporos foi observado na dose de  $200 \text{ kg ha}^{-1}$  de  $\text{P}_2\text{O}_5$ . Variações semelhantes foram observadas por Miranda (1981) em solo de Cerrado adubado com fosfatos solúveis e naturais e cultivado com capim-braquiária. Miranda (1982) observou, também, em campo, em uma área cultivada com sorgo e soja em rotação, acréscimos no número de esporos no solo até a dose de  $200 \text{ kg ha}^{-1}$  de  $\text{P}_2\text{O}_5$ .

**Tabela 17.** Número de esporos em função de doses de fósforo aplicadas em um Latossolo Vermelho de Cerrado cultivado com sorgo inoculado com a espécie de fungo micorrízico arbuscular *Glomus etunicatum*.

Doses de P ( $\mu\text{g g}^{-1}$ )	Esporos ( $\text{n}^\circ 50 \text{ g}^{-1}$ )
0	14
25	574
50	396
100	102
200	0

Fonte: Miranda et al., 1984.

**Tabela 18.** Número de esporos de fungos micorrízicos arbusculares nativos no solo em função de fontes e doses de fósforo.

Fontes de fósforo	Doses de $P_2O_5$ (kg ha <sup>-1</sup> )		
	50	100	200
	Esporos (nº 50 g <sup>-1</sup> ) <sup>(1)</sup>		
Superfosfato triplo	46	53	49
Fosfato de Gafsa moído	22	60	139
Fosfato de Gafsa farelado	80	65	81
Dms da interação 5 %		25	

<sup>1</sup> Os dados de esporos foram transformados em  $y=(x + 0,5)^{0,5}$  para fins da análise estatística. Fonte: Miranda et al., 2003.

Outros dados (Tabela 19) mostram que a colonização radicular foi também mais elevada quando se utilizou o fosfato natural de Gafsa farelado e na dose 200 kg ha<sup>-1</sup> de  $P_2O_5$ . Diederichs (1991) e Rein e Miranda (1995) observaram variações no desenvolvimento da micorriza arbuscular em função de fontes naturais e solúveis de adubos fosfatados, assim como da granulometria (confira Cap. 5 desta obra) do fosfato utilizado para o mesmo nível de adubação fosfatada.

**Tabela 19.** Colonização radicular de *Brachiaria decumbens* em função de fontes e doses de fósforo.

Fonte de P	Doses de $P_2O_5$ (kg ha <sup>-1</sup> )		
	50	100	200
	Colonização radicular (%) <sup>(1)</sup>		
Superfosfato triplo	37	26	38
Fosfato de Gafsa moído	26	38	54
Fosfato de Gafsa farelado	48	55	59
Dms da interação 5 %		9	

<sup>1</sup> Para a análise estatística, os dados de colonização radicular foram transformados em  $y = \arcsen(x/100)^{0,5}$ .

Fonte: Miranda et al., 2003.

De modo geral, os sistemas de plantio sob preparo convencional do solo (com aração e gradagem) e sob plantio direto (sem preparo) alteram a dinâmica dos fungos micorrízicos arbusculares nativos. Os efeitos desses sistemas de plantio foram avaliados na multiplicação e na concentração dos fungos nas camadas superficiais e subsuperficiais do solo (MIRANDA; MIRANDA, 2007a), em áreas cultivadas com soja e milho em rotação.

Essas avaliações mostraram que a densidade da comunidade dos fungos micorrízicos arbusculares nativos, no solo e na planta, foi semelhante em ambos sistemas de plantio, direto e convencional (Tabela 20). O número de esporos no solo variou em função da cultura utilizada e, independentemente do sistema de plantio, reduziu com a profundidade do solo, ocorrendo uma maior concentração de esporos na camada de 0 cm a 10 cm (Tabela 21), como também observado por Oehl et al. (2005).

**Tabela 20.** Número de esporos de fungos micorrízicos arbusculares no solo e colonização radicular de soja e milho cultivados, em rotação, por 4 anos, em um Latossolo Vermelho sob plantio convencional (aração e gradagem) e direto (sem preparo).

Sistema de plantio	Culturas <sup>(1)</sup>			
	Soja	Milho	Soja	Milho
	Esporos (n° 50g <sup>-1</sup> ) <sup>(2)</sup>			
Plantio Convencional	23a	187a	96a	118a
Plantio Direto	23a	161b	93a	127a
	Colonização radicular (%) <sup>(2)</sup>			
Plantio Convencional	50a	58a	43a	48a
Plantio Direto	46a	63a	35a	56a

<sup>1</sup> Médias seguidas da mesma letra, dentro de cada cultivo, não diferem significativamente a 5 % de probabilidade, pelo teste de Duncan. <sup>2</sup> Para a análise estatística, os dados de esporos foram transformados em  $y = (x + 0,5)^{0,5}$ , e os dados de colonização radicular, em  $y = \arcsen(x/100)^{0,5}$ .  
Fonte: Miranda e Miranda, 2007a.

**Tabela 21.** Média do número de esporos de fungos micorrízicos arbusculares em duas profundidades de um Latossolo Vermelho cultivado, sob plantio direto e convencional, com soja e milho em rotação.<sup>(1)</sup>

Cultura	Cultivo	Profundidade	
		0 cm - 10 cm	10 cm -20 cm
		Esporos (n° 50 g <sup>-1</sup> ) <sup>(2)</sup>	
Cerrado nativo	Abertura	16a	5b
Soja	Primeiro	26a	20a
Milho	Segundo	205a	143b
Soja	Terceiro	152a	38b
Milho	Quarto	216a	29b

<sup>1</sup> Médias seguidas da mesma letra, na linha, não diferem significativamente a 5 % de probabilidade, pelo teste de Duncan. <sup>2</sup> Para a análise estatística, os dados de esporos foram transformados em  $y = (x + 0,5)^{0,5}$ .

Fonte: Miranda e Miranda, 2007a.

As perturbações causadas pelo preparo do solo e pela rotação de culturas podem causar também modificações na predominância de espécies micorrízicas no solo. Abbott e Gazey (1994) sugerem que a diversidade dessas seria menor em casos de perturbações mínimas, como em sistemas com plantio direto, e favorecida no caso de perturbações intermediárias ou intensivas, como em sistemas com plantio convencional. Conforme demonstrado anteriormente, na Tabela 13, a comunidade fúngica micorrízica é influenciada pela comunidade vegetal. Solos sob pastagens, com baixa intensidade de manejo, apresentam um número detectável reduzido de espécies desses fungos, enquanto, nos sistemas com lavoura em rotação ou alta intensidade de preparo da terra, o número de espécies é mais elevado. As práticas de plantio direto e convencional, as quais implicam baixo e alto revolvimento do solo, poderiam, então, promover alterações diferenciadas no número e na diversidade de espécies presentes na comunidade micorrízica arbuscular nativa. Miranda e Miranda (2007b) observaram que o número detectável de espécies e de esporos desses fungos foi semelhante nos sistemas de plantio direto e convencional, indicando

que o preparo do solo, com maior ou menor revolvimento, não afetou o número de espécies presentes na comunidade de fungos micorrízicos arbusculares (Tabela 22).

**Tabela 22.** Número total de espécies e de esporos de fungos micorrízicos arbusculares em culturas armadilhas com um Latossolo Vermelho de Cerrado nativo e cultivado com milho sob plantio convencional e direto, coletado na profundidade de 0 cm a 10 cm.<sup>(1)</sup>

Sistemas de Plantio	Espécies (nº 50 g <sup>-1</sup> )	Esporos (nº 50 g <sup>-1</sup> ) <sup>(2)</sup>
Sem preparo (Cerrado nativo)	8	27
Plantio convencional	11	105a
Plantio direto	11	85a

<sup>1</sup> Médias seguidas da mesma letra, dentro de cada parâmetro, não diferem significativamente a 5 % de probabilidade, pelo teste de Duncan. <sup>2</sup> Para a análise estatística, os dados de esporos foram transformados em  $y = (x + 0,5)^{0,5}$ .

Fonte: Miranda e Miranda, 2007b.

Foram identificadas ainda as mesmas espécies de fungos micorrízicos arbusculares nos dois sistemas de preparo do solo (Tabela 23), e não houve diferença significativa no número de esporos dessas espécies entre os dois sistemas de plantio. A espécie *Gigaspora margarita* apresentou o maior percentual de ocorrência no solo e não foi detectada no solo nativo, assim como as espécies *Gigaspora gigantea* e *Acaulospora scrobiculata*. Esses dados indicam que o revolvimento do solo não interferiu na diversidade de espécies de fungos micorrízicos arbusculares presentes no solo.

De modo geral, por meio dos dados apresentados, conclui-se que as culturas e os sistemas de rotação de culturas e de produção são os fatores mais importantes e determinantes na incidência quantitativa (número de espécies e de esporos) e qualitativa (espécies) de fungos micorrízicos arbusculares em solos de Cerrado. Contudo, é também importante e necessário considerar todas as práticas agrícolas que permitam a manutenção e o funcionamento do sistema micorrízico arbuscular. Por

exemplo, em cultivo sob plantio direto, com a ausência do revolvimento do solo, o sistema micorrízico é preservado, e o micélio externo no solo, desenvolvido durante o cultivo anterior, favorece a colonização radicular mais rápida das plantas do cultivo subsequente (MILLER et al., 1995). Ademais, agrega as partículas do solo e atua ativamente no processo de armazenamento de carbono, contribuindo para a sustentabilidade do solo e a qualidade ambiental.

**Tabela 23.** Percentual de incidência de esporos de diferentes espécies de fungos micorrízicos arbusculares em culturas armadilhas com um Latossolo Vermelho cultivado com milho sob plantio convencional e direto, na profundidade de 0 cm a 10 cm.

Espécies de fungos MA	Incidência (%) <sup>(1)</sup>	
	Plantio Convencional	Plantio Direto
<i>Glomus etunicatum</i>	5	6
<i>Glomus brasilianum</i>	5	6
<i>Glomus manihotis</i>	4	6
<i>Gigaspora margarita</i>	48	48
<i>Gigaspora gigantea</i>	1	1
<i>Gigaspora</i> sp.	3	2
<i>Scutellospora gregaria</i>	10	2
<i>Scutellospora</i> sp.	3	3
<i>Scutellospora cerradensis</i>	12	14
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	4	6
<i>Entrophospora colombiana</i>	5	6
Dms da interação 5 %	11	

<sup>1</sup> Os dados foram transformados em  $y = \arcsin (x/100)^{0.5}$  para fins da análise estatística.  
Fonte: Miranda e Miranda, 2007b.

## Capítulo 5

# Micorriza arbuscular, crescimento das plantas e produtividade das culturas em solos do Bioma Cerrado<sup>1</sup>

A utilização da micorriza arbuscular na agricultura tem sido considerada uma alternativa para a redução no uso de insumos, como corretivos e fertilizantes, em virtude dos seus efeitos benéficos ao crescimento das plantas de interesse agrônômico, florestal, hortícola e pastoril, principalmente com relação à absorção de fósforo. Esses efeitos, já observados por Asai (1943) e Mosse (1953,1957), destacaram-se, sobretudo, nas últimas três décadas, por meio de inúmeros trabalhos desenvolvidos em todo o mundo (KOIDE; MOSSE, 2004).

Os efeitos benéficos da associação micorrízica dependem de fatores que atuam direta ou indiretamente sobre os componentes dessa associação, como o fungo micorrízico arbuscular, a planta hospedeira e o solo.

Em solos de Cerrado, a densidade de esporos de fungos micorrízicos arbusculares (confira Cap. 4 desta obra) influencia a sua infectividade e eficiência no crescimento das plantas (MIRANDA et al., 2001). Esses efeitos, por sua vez, variam de acordo com as espécies do fungo e com a planta hospedeira (Tabela 6) (MIRANDA; MIRANDA, 2001), até mesmo com cultivares específicas, como observado em leucena (Tabela 24) e trigo (Tabela 25). Os dados na Tabela 6 mostram que a espécie *Glomus etunicatum* e a *Entrophospora colombiana* foram as mais eficientes na

<sup>1</sup> Este capítulo contou com a participação do pesquisador em Fertilidade do Solo da Embrapa Cerrados Leo Nobre de Miranda.

produção de matéria seca das diferentes culturas avaliadas. No entanto, observa-se que a espécie *Glomus etunicatum* favoreceu o crescimento do genótipo 11x25 da leucena (Tabela 24; Fig. 18) de modo mais significativo em relação aos demais genótipos avaliados. Em virtude de sua eficiência no crescimento de várias plantas hospedeiras e multiplicação de propágulos no solo (confira Cap. 4), essas duas espécies de fungos foram selecionadas e recomendadas para uso em inoculantes (confira Cap. 1 e 3 desta obra).

**Tabela 24.** Matéria seca de três genótipos de leucena em função da presença e ausência do fungo micorrízico arbuscular nativo, *Glomus etunicatum*, em Latossolo Vermelho de Cerrado previamente esterilizado a vapor, corrigido e adubado.

Micorriza	Genótipos		
	11x25	Texas	Cunningham
	Matéria seca (g planta <sup>-1</sup> )		
Com	11,07	8,65	7,29
Sem	0,81	1,12	1,35
Dms da interação 5 %	1,64		



Foto: Jeanne Miranda.

**Fig. 18.** Plantas do genótipo 11x25 de leucena, não-inoculadas e inoculadas com o fungo micorrízico arbuscular nativo, *Glomus etunicatum*, em Latossolo Vermelho de Cerrado previamente esterilizado a vapor, corrigido e adubado.

A eficiência da associação micorrízica no crescimento e na produtividade das culturas é influenciada, também, pela acidez e saturação por alumínio do solo, as quais são, geralmente, elevadas nos solos de Cerrado e demandam correção por meio da aplicação de calcários. Silva et al. (1994), por exemplo, obtiveram aumentos na produção e no teor de fósforo na matéria seca de variedades de trigo, sensível e tolerante ao alumínio, inoculadas com um fungo micorrízico arbuscular nativo, e cultivadas em solo de Cerrado com calagem (Fig. 19; Tabela 25). Contudo, esse acréscimo foi diferenciado em função das doses de calcário aplicadas, ocorrendo o mesmo comportamento para o número de esporos e percentual de colonização radicular (confira Cap. 4 desta obra). A dependência micorrízica da variedade sensível variou, também, em função das doses de calcário, enquanto a da variedade tolerante permaneceu, praticamente, inalterada em todos os níveis aplicados.



Fotos: Jeanne Miranda.

**Fig. 19.** Plantas de trigo, sensíveis (S) e tolerantes (T) ao alumínio, não-inoculadas (T) e inoculadas (M) com o fungo micorrízico arbuscular nativo, *Glomus etunicatum*, em Latossolo Vermelho corrigido para 25 % (2,2 t ha<sup>-1</sup> de calcário) e 50 % (4,5 t ha<sup>-1</sup> de calcário) de saturação por bases (SB).

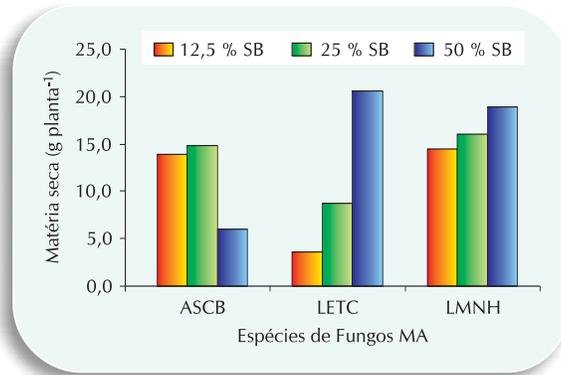
**Tabela 25.** Matéria seca (MS), teor de fósforo na parte aérea (P), número de esporos no solo (E), colonização radicular (CR) e dependência micorrízica (DM) de duas variedades de trigo, não-inoculadas (N) e inoculadas (I) com *Glomus etunicatum*, em Latossolo Vermelho de Cerrado previamente esterilizado a vapor e com três doses de calcário.

Variedade	Calcário	Inoc.	MS	P	E	CR	DM <sup>(1)</sup>
	(t ha <sup>-1</sup> )		(g vaso <sup>-1</sup> )	(%)	(nº 50 g <sup>-1</sup> )	(%)	(%)
Anahuac (Sensível ao Al)	1,0	N	0,27fg	0,00d <sup>(2)</sup>	0f	0,0e	-
		I	0,23g	0,00d <sup>(2)</sup>	79d	2,8d	11,7
	2,2	N	0,85e	0,10c	0f	0,0e	-
		I	1,44cd	0,24a	320c	66,8c	36,8
	4,5	N	1,64b	0,16b	0f	0,0e	-
		I	2,11a	0,18b	418b	71,3bc	18,5
IAC-5 (Tolerante ao Al)	1,0	N	0,37fg	0,09c	0f	0,0e	-
		I	0,53f	0,10c	37e	7,8d	29,2
	2,2	N	1,23d	0,11c	0f	0,0e	-
		I	1,72bc	0,17b	538b	87,0a	25,7
	4,5	N	1,40cd	0,17b	0f	0,0e	-
		I	2,26a	0,19b	1159a	81,3ab	28,4

<sup>(1)</sup> DM = Dependência micorrízica = Matéria seca com micorriza - Matéria seca sem micorriza / Matéria seca com micorriza x100. <sup>(2)</sup> Traços. Médias seguidas de mesma letra, na coluna, não diferem significativamente (Duncan P = 0,05).

Fonte: Adaptado de Silva et al., 1994.

A calagem interfere, igualmente, na eficiência das diferentes espécies de fungos micorrízicos arbusculares, determinando, em função da correção da acidez do solo, o fungo micorrízico responsável pelo efeito da micorriza no crescimento da planta hospedeira (MIRANDA et al., 2005a; MOSSE, 1972; SANO et al., 2002). Nas Fig. 20 e 21, por exemplo, observa-se que, ao corrigir a acidez do solo, ocorre uma redução na eficiência da espécie *Acaulospora scrobiculata* no crescimento de plantas de mandioca e um aumento na eficiência da espécie *Glomus etunicatum*. Por sua vez, a espécie *Glomus manihotis* foi eficiente no crescimento da cultura nas condições ácidas e corrigidas.



**Fig. 20.** Produção de matéria seca de mandioca, inoculada com as espécies de fungos micorrízicos arbusculares *Acaulospora scrobiculata* (ASCB) *Glomus etunicatum* (LETC) e *Glomus manihotis* (LMNH), em casa de vegetação, em Latossolo Vermelho previamente esterilizado a vapor e com três níveis de saturação por bases (SB) (12,5 % = 1 t ha<sup>-1</sup> de calcário, 25 % = 2 t ha<sup>-1</sup> de calcário, 50 % = 4 t ha<sup>-1</sup> de calcário).

Fonte: Miranda et al., 2005a.



**Fig. 21.** Plantas de mandioca inoculadas com as espécies de fungos micorrízicos arbusculares nativos, *Glomus manihotis* (I3), *Glomus etunicatum* (I2), *Acaulospora scrobiculata* (I1), e não-inoculadas (I0), em Latossolo Vermelho, previamente esterilizado a vapor e corrigido para 50 % de saturação por bases e com 50 kg ha<sup>-1</sup> de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> (a); plantas de mandioca inoculadas com a espécie *Glomus manihotis* (I3) em condições ácidas (C1 = 25 % de saturação por bases) e corrigidas (C2 = 50 % de saturação por bases) e com 50 kg ha<sup>-1</sup> e 100 kg ha<sup>-1</sup> de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> (P1 e P2 respectivamente) (b).

## Efeito na absorção de nutrientes

A eficiência da associação micorrízica no crescimento e na produtividade das culturas está vinculada à disponibilidade de nutrientes no solo e à sua absorção pelas plantas, as quais podem ser alteradas pelas múltiplas práticas agrícolas efetuadas durante seu cultivo. A resposta da planta hospedeira associada ao fungo é atribuída principalmente à sua maior absorção de fósforo, que é um nutriente pouco móvel no solo (BOLAN, 1991; O'KEEFE; SYLVIA, 1991), bem como de outros nutrientes, como cobre e zinco (LIU et al., 2000). Esses autores explicam essa melhor absorção dos nutrientes como decorrência da maior área e melhor distribuição da rede de absorção. Outras características também contribuem nesse processo, como a geometria mais favorável das hifas (raio menor) em relação às raízes e sua diferente cinética de absorção. Podem ocorrer, também, alterações químicas da rizosfera/hifosfera que favorecem a absorção de fósforo da solução do solo.

Em solos de Cerrado, Miranda et al. (1984) observaram uma maior absorção de fósforo por unidade de área de raiz de sorgo inoculado com *Glomus macrocarpum* (Tabela 26 e Fig. 22). Esse efeito variou com o teor de fósforo no solo e foi maior na dose mais baixa de fertilização do solo. Pode-se observar, na Fig. 22, que as plantas com micorriza e cultivadas em solo natural (não-esterilizado) com  $25 \mu\text{g g}^{-1}$  de fósforo cresceram de modo semelhante àquelas sem inoculação e cultivadas no solo com  $50 \mu\text{g g}^{-1}$  de fósforo. Warner (1986) também observou que a produção de matéria seca de plantas de café inoculadas variou em função da dose de fósforo aplicada e da espécie de fungo micorrízico arbuscular (Tabela 27). A maior produção de matéria seca foi obtida na dose intermediária de fósforo aplicado nas plantas inoculadas com a espécie *Gigaspora margarita* e na dose

mais alta de adubação fosfatada nas plantas inoculadas com a espécie *Glomus clarum*.

**Tabela 26.** Matéria seca (MS) de sorgo, teor de fósforo da parte aérea por unidade de área de raiz (PMS/Raiz) e colonização radicular (CR) de plantas, não-inoculadas (NI) e inoculadas (I) com *Glomus macrocarpum* e cultivadas em Latossolo Vermelho previamente esterilizado a vapor e com doses de fósforo, aplicadas na forma de superfosfato triplo.

Doses P ( $\mu\text{g g}^{-1}$ )	MS (g vaso <sup>-1</sup> )		PMS/Raiz (mg P cm <sup>-2</sup> )		CR (%)	
	NI	I	NI	I	NI	I
0	0,07	0,13	1,2	1,0	0	4
25	1,22	3,47	1,9	6,3	0	75
50	6,45	6,32	4,2	7,2	0	80
Dms da interação 5 %	3,03		1,6			

Fonte: Adaptado de Miranda et al., 1984.



Foto: Jeanne Miranda.

**Fig. 22.** Plantas de sorgo, não-inoculadas (sem micorriza) e inoculadas (com micorriza) com *Glomus macrocarpum*, em Latossolo Vermelho natural (não-esterilizado) e com diferentes doses de fósforo ( $\mu\text{g g}^{-1}$  de P).

**Tabela 27.** Produção de matéria seca de café inoculado com duas espécies exóticas de fungos micorrízicos arbusculares e cultivado em Latossolo Vermelho de Cerrado adubado com três doses de fósforo.

Micorriza	Doses de P ( $\mu\text{g g}^{-1}$ )		
	10	20	40
	----- Matéria seca ( $\text{g vaso}^{-1}$ ) -----		
Sem inoculação	0,2	0,1	0,2
<i>Glomus clarum</i>	5,7	6,2	6,9
<i>Gigaspora margarita</i>	5,7	6,4	4,8

Fonte: Adaptado de Warner, 1986.

A eficiência da simbiose entre planta e fungo pode ser visualizada, também, na maior absorção de outros nutrientes pela planta, como o potássio e nitrogênio. Dados de Miranda et al. (1984) mostram um acréscimo no teor de potássio absorvido e na quantidade desse nutriente absorvido por unidade de área de raiz de plantas de sorgo com micorriza arbuscular e cultivado em solo de Cerrado (Tabela 28). Esses dados indicam que o acréscimo do teor de potássio nas plantas colonizadas não decorre unicamente do aumento na produção de massa seca do sorgo em função da maior absorção de fósforo pelas plantas (Tabela 26).

**Tabela 28.** Teor de potássio na parte aérea (KMS) e sua relação por unidade de área de raiz (KMS/Raiz) de sorgo não-inoculado (NI) e inoculado (I), com *Glomus macrocarpum*, e cultivado em Latossolo Vermelho previamente esterilizado a vapor e com três doses de fósforo.

Doses de P ( $\mu\text{g g}^{-1}$ )	KMS (%)		KMS/Raiz ( $\text{mg K cm}^{-2}$ )	
	NI	I	NI	I
0	1,28	1,48	18,3	18,4
25	3,15	4,80	45,6	124,6
50	4,33	5,03	104,9	146,6
Dms 5 %	1,57		42,0	

Fonte: Adaptado de Miranda et al., 1984.

Quanto ao nitrogênio, seu teor nas plantas pode ser afetado diretamente pelos fungos micorrízicos arbusculares por meio de sua absorção pelas hifas, de fontes orgânicas ou inorgânicas (AMES et al., 1983) ou indiretamente por meio de relações sinergistas com os microrganismos fixadores de nitrogênio atmosférico, principalmente, com o rizóbio (ALLEN, 1992; BAREA, 1991; LINDERMAN, 1992).

Nos solos tropicais, deficientes em fósforo e nitrogênio, essa interação positiva entre fungos micorrízicos arbusculares e rizóbio é de grande importância, pois a fixação biológica do nitrogênio está atrelada a um balanço nutricional adequado na planta hospedeira, especialmente do fósforo, e sua eficiência depende do 'status' micorrízico da planta (DIEDERICHS, 1990; FARIA, 1998; OLIVEIRA, 1998). Essa interdependência pode ser observada na Tabela 29, cujos dados indicam um acréscimo na quantidade de nitrogênio absorvido pela soja inoculada com *Glomus macrocarpum*, quando comparada às plantas sem inoculação. Esse efeito, observado nas diferentes doses de adubação fosfatada utilizadas, foi mais elevado na dose mais alta aplicada, de 60  $\mu\text{g g}^{-1}$  de fósforo. No solo natural, o teor de nitrogênio no tecido das plantas foi semelhante ao das plantas não-inoculadas, evidenciando a baixa eficiência das espécies nativas dos fungos micorrízicos arbusculares e as diferenças desses efeitos entre as espécies de fungo.

Por sua vez, Miranda e Miranda (1996a) observaram que, no Latossolo Vermelho de Cerrado desprovido de fungos micorrízicos arbusculares, a soja, adubada com nitrogênio, produziu maior quantidade de massa seca e apresentou maior conteúdo de fósforo e nitrogênio no tecido do que a soja inoculada com *Bradyrhizobium japonicum* (Tabela 30; Fig. 23). Entretanto, na presença dos fungos micorrízicos arbusculares nativos, essa diferença foi eliminada, observando-se um aumento da produção de matéria seca e do conteúdo de fósforo e nitrogênio no tecido das plantas, adubadas com nitrogênio ou inoculadas com rizóbio. Contudo, para a soja com adubação nitrogenada ou com rizóbio, observou-se um

acréscimo significativo nesses parâmetros nas plantas inoculadas com *Glomus etunicatum*, quando comparadas às plantas inoculadas com *Glomus occultum* (= *Paraglomus occultum*). Isso evidencia, mais uma vez, a diferença entre espécies de fungos micorrízicos arbusculares para esses efeitos. O acréscimo foi, também, significativo para as plantas inoculadas com *Glomus etunicatum* e com rizóbio, quando comparadas às plantas de soja com *Glomus etunicatum* e adubadas com nitrogênio. Nesse caso, a dose de nitrogênio mineral, de 20  $\mu\text{g g}^{-1}$  de N ( $\text{NH}_4\text{NO}_3$ ), pode ter sido insuficiente para o crescimento das plantas. Entretanto, um efeito negativo do fertilizante nitrogenado pode também ter ocorrido, uma vez que a adubação nitrogenada interfere na formação da micorriza arbuscular e nos seus efeitos sobre o crescimento das plantas (TRESSEDER, 2004).

**Tabela 29.** Produção de matéria seca (MS), colonização radicular (CR) e teor e conteúdo de nitrogênio (N) no tecido de plantas de soja, inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares (MA) nativos e *Glomus macrocarpum*, e cultivadas em Latossolo Vermelho de Cerrado adubado com diferentes doses de fósforo.

Condição micorrízica	Doses de P ( $\mu\text{g g}^{-1}$ )	MS (g vaso <sup>-1</sup> )	CR (%)	N (%)	N (mg vaso <sup>-1</sup> )
Fungos ausentes (Solo fumigado)	0	2,10	0	11,80	141
	15	3,41	0	11,65	206
	30	3,38	0	11,34	194
	60	3,13	0	11,12	175
Fungos nativos (Solo natural)	0	2,10	8	11,09	131
	15	3,48	15	9,61	157
	30	3,61	23	8,98	168
	60	4,25	18	8,76	162
<i>Glomus macrocarpum</i> (Solo inoculado)	0	2,78	16	11,54	175
	15	5,98	29	9,68	246
	30	6,77	23	9,93	281
	60	10,53	18	9,11	355
Dms 5 % para micorriza		1,75	4	0,83	58

Fonte: Adaptado de Paula e Siqueira, 1987.

**Tabela 30.** Matéria seca (MS), conteúdo de fósforo (P) e nitrogênio (N), número de esporos no solo (E) e colonização radicular (CR) de soja, sem e com duas espécies de fungos micorrízicos arbusculares nativos de Cerrado. Tratamentos de adubação com nitrogênio (AN), na dose de 20 µg g<sup>-1</sup> de N (NH<sub>4</sub>NO<sub>3</sub>), ou inoculação com *Bradyrhizobium japonicum* (BR), em Latossolo Vermelho de Cerrado previamente esterilizado a vapor.<sup>(1)</sup>

Micorriza	Tratamento	MS (g vaso <sup>-1</sup> )	P (mg vaso <sup>-1</sup> )	N	E (nº 50 g <sup>-1</sup> )	CR (%)
Sem inoculação	AN	2,47d	3,05d	69d	0e	0c
	BR	1,50e	1,82e	39e	0e	0c
<i>Glomus occultum</i>	AN	3,96c	4,88c	109c	598d	30b
	BR	3,84c	4,22c	103c	1011ab	40b
<i>Glomus etunicatum</i>	AN	6,89b	10,58b	181b	656c	54a
	BR	7,67a	12,26a	207a	1132a	63a

<sup>1</sup> Médias seguidas por mesma letra, na coluna, não diferem significativamente (Duncan 5 %). *Glomus occultum* = *Paraglomus occultum*.  
Fonte: Adaptado de Miranda e Miranda, 1996a.

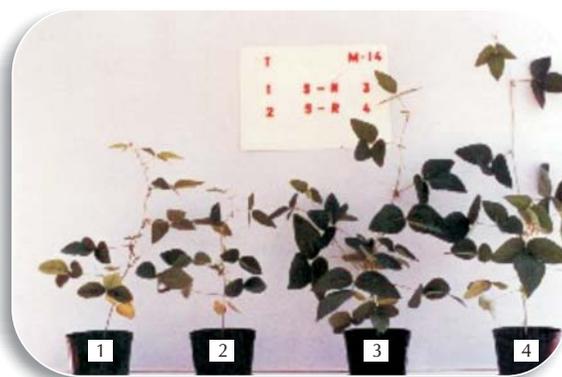


Foto: Jeanne Miranda.

**Fig. 23.** Soja (S) não-inoculada (T, 1 e 2) e inoculada com *Glomus etunicatum* (M-14, 3 e 4) e cultivada em Latossolo Vermelho previamente esterilizado a vapor e com adubação nitrogenada (N, 1 e 3) ou inoculação com rizóbio (R, 2 e 4).

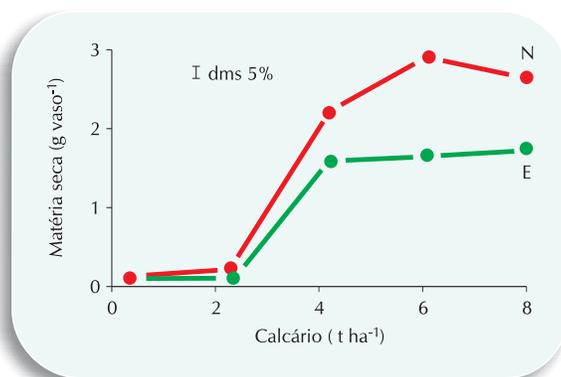
Os efeitos da micorriza arbuscular na absorção de nutrientes e no crescimento das plantas podem ser visualizados nos sistemas de produção,

por meio da contribuição dessa simbiose na resposta das culturas às práticas agrícolas, como a correção e fertilização do solo. De modo geral, a presença da micorriza no solo e na planta potencializa a ação de corretivos e fertilizantes, beneficiando assim a produção. Esses, por sua vez, promovem alterações na comunidade dos fungos micorrízicos arbusculares nativos (confira Cap. 4 desta obra) e interferem na eficiência da micorriza arbuscular no crescimento das plantas.

No processo de correção da acidez do solo, observa-se que, na presença da micorriza arbuscular, o benefício do calcário para as culturas pode ser incrementado em até 40 %, nas doses que elevam a saturação por bases do solo para 50 %. Miranda e Miranda (1996b) mostram, em casa de vegetação, uma alteração na curva de resposta de plantas de soja ao calcário aplicado em campo, em função da presença dos fungos micorrízicos arbusculares no solo. No solo Glei Pouco Húmico (Gleissolo Háplico) de Cerrado utilizado, proveniente de área experimental com doses de calcário e cultivado com essa cultura, a comunidade micorrízica nativa foi mantida ativa em uma parte e inativada em outra. A inativação dos fungos foi feita por meio de esterilização a vapor do solo, com reintrodução posterior da microbiota do solo, exceto os fungos micorrízicos arbusculares, por meio de filtrados do solo natural (MIRANDA et al., 2005b). Os dados apresentados na Fig. 24 mostram que a presença desses fungos no solo e nas plantas maximiza a resposta das culturas ao calcário utilizado, e esse efeito é significativo nas doses mais elevadas do insumo, com pH do solo em torno de 6,0.

A condição micorrízica natural do solo pode, então, interferir diretamente na resposta das culturas à calagem e alterar as interpretações e recomendações quanto ao manejo do calcário para correção da acidez do solo. Em solo de Cerrado, esse efeito ocorre principalmente nas doses de calcário que proporcionam condições de pH favoráveis ao bom desenvolvimento do fungo micorrízico arbuscular no solo e na planta

(confira Cap. 1 e 4 desta obra). Dados obtidos em solo com baixa comunidade micorrízica poderiam, então, sugerir a aplicação de doses de calcário menores que a necessária. Por um lado, essa recomendação de calagem produziria resultados insatisfatórios se utilizada para solos com condição micorrízica favorável. Por outro lado, recomendações obtidas em condição micorrízica favorável seriam ineficientes para solos com baixa comunidade de fungos micorrízicos arbusculares.



**Fig. 24.** Matéria seca de soja, em solo Glei Pouco Húmico (Gleissolo Háplico) com (N = Natural) e sem (E = Esterilizado, com reposição da microflora e fauna do solo) fungos micorrízicos arbusculares nativos, em função do efeito residual de doses de calcário aplicadas, há 6 anos, em campo.

Fonte: Miranda e Miranda, 1996b.

A contribuição da micorriza arbuscular pode ser observada, também, na eficiência de fertilizantes. Por exemplo, a resposta das culturas a adubos fosfatados pode ser, também, maximizada, em média de 50 %, pela presença de fungos micorrízicos arbusculares no solo, dependendo da fonte utilizada.

Dados de experimento em casa de vegetação mostram que a produção de matéria seca da *Brachiaria decumbens* foi maior na presença da micorriza arbuscular (Tabela 31) quando duas fontes de fertilizantes fosfatados foram utilizadas – o superfosfato triplo e o fosfato natural de Gafsa –, sendo que,

para esse último, o efeito da micorriza arbuscular variou em função de sua granulometria, sendo maior para o fosfato farelado (MIRANDA et al., 2003). Utilizou-se Latossolo Vermelho de Cerrado coletado na área experimental com diferentes fontes e doses de fósforo e cultivado com capim-braquiária. Os fungos micorrízicos arbusculares nativos foram mantidos ativos em uma parte do solo coletado, e inativados em outra, cultivando-se a mesma gramínea utilizada no campo.

Na ausência da micorriza, a maior resposta do capim-braquiária ao superfosfato triplo indica que o teor de fósforo atingido na solução do solo com essa fonte foi superior à concentração mínima requerida pela raiz (CUI; CALDWELL, 1996a,b). Entretanto, na presença da micorriza, a resposta ao supertriplo e às fontes naturais sugere que as hifas absorvem fósforo em concentrações inferiores a essa, na solução do solo. A diferença observada entre os fosfatos de Gafsa moído e farelado deve-se, provavelmente, à maior concentração e, conseqüentemente, disponibilização de fósforo quando o fertilizante é aplicado na forma farelada.

**Tabela 31.** Produção de matéria seca de *Brachiaria decumbens*, cultivada em vasos, em Latossolo Vermelho coletado na área experimental, previamente adubada com diferentes fontes e doses de fósforo e cultivada com a mesma cultura, e com e sem fungos micorrízicos arbusculares nativos. Dados médios para fontes e doses.<sup>(1)</sup>

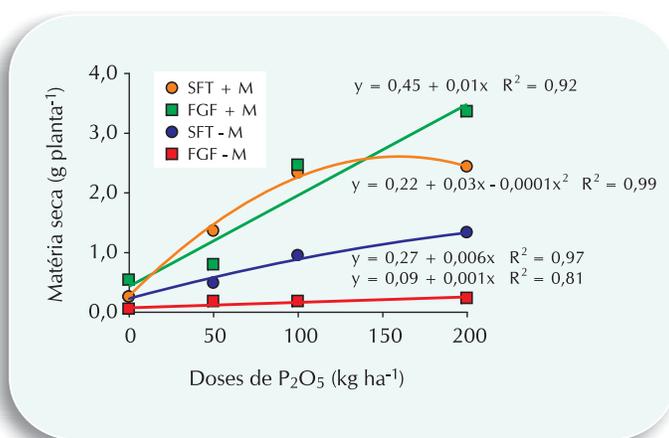
Micorriza	Fontes de P <sup>(2)</sup>			Doses de P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (kg ha <sup>-1</sup> )		
	SFT	FGM	FGF	50	100	200
	Matéria seca (g planta <sup>-1</sup> )					
Sem	0,75	0,16	0,16	0,25	0,46	0,60
Com	1,59	0,88	1,78	0,93	2,07	2,37
Dms 5 % <sup>(3)</sup>		0,64			0,66	

<sup>1</sup> Valores médios de cada parâmetro com a mesma letra, na linha e na coluna, não diferem entre si (Duncan 5 %). <sup>2</sup> SFT=superfosfato triplo; FGM=fosfato de Gafsa moído; FGF= fosfato de Gafsa farelado. <sup>3</sup> Dms da interação.

Fonte: Miranda et al., 2003.

A presença dos fungos micorrízicos arbusculares no solo potencializou, portanto, a resposta do capim-braquiária à adubação com as três fontes de fósforo, mas principalmente para o fosfato de Gafsa farelado, ocorrendo um crescimento máximo das plantas na dose de 200 kg ha<sup>-1</sup> de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> (Fig. 25). Para esse fosfato, em presença da micorriza arbuscular, a resposta das plantas foi linear até a dose máxima, enquanto, para a fonte solúvel, o crescimento máximo foi obtido na dose de 100 kg ha<sup>-1</sup> de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>.

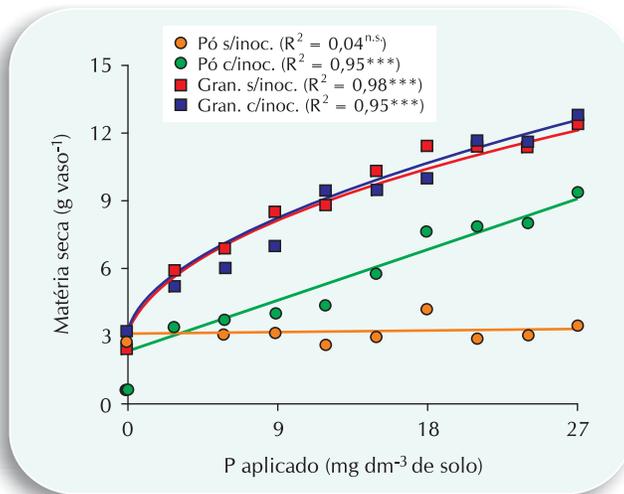
Na ausência dos fungos micorrízicos arbusculares, houve acréscimo da produção de matéria seca das plantas, com o aumento das doses de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> para o superfosfato triplo, porém nenhum acréscimo para o fosfato de Gafsa. Esses dados enfatizam um aspecto importante relativo a possíveis conclusões errôneas a que se poderia chegar quanto à eficiência de fertilizantes fosfatados. Por exemplo, na ausência dos fungos micorrízicos arbusculares, o fosfato de Gafsa farelado seria considerado totalmente ineficiente.



**Fig. 25.** Produção de matéria seca de *Brachiaria decumbens*, cultivada em vasos, em Latossolo Vermelho com diferentes doses de fósforo na forma de superfosfato triplo (SFT) e fosfato de Gafsa farelado (FGF).

Fonte: Miranda et al., 2003.

Em relação à influência do tamanho de grânulos dos fosfatos, Rein e Miranda (1995), utilizando uma fonte solúvel (superfosfato triplo), mostram uma variação no crescimento de plantas de soja, em função desse e da presença do fungo micorrízico arbuscular nativo (Fig. 26). Observa-se que as plantas tornaram-se praticamente independentes da micorriza quando o fósforo foi aplicado na forma de fertilizante solúvel granulado, no Latossolo Vermelho com disponibilidade muito baixa de fósforo. Com o superfosfato triplo em pó, houve acréscimo significativo na produção de matéria seca, em função da micorriza arbuscular. Essa menor resposta das plantas à micorriza, na presença de fertilizante fosfatado solúvel granulado, bem como a maior resposta na presença de fertilizante fosfatado solúvel em pó, pode ter ocorrido em função de três diferentes aspectos.



**Fig. 26.** Resposta da soja a doses de fósforo na forma de superfosfato triplo em pó e granulado, em Latossolo Vermelho de Cerrado sem (s/inoc.) e com inoculação micorrízica (c/inoc.). Curvas de resposta ao superfosfato em pó e grânulo ajustadas, respectivamente, às funções  $y = a + bx$  e  $y = a + bx^{1/2} + cx$ . (n.s. = não significativo; \*\*\* = altamente significativo).

Fonte: Rein e Miranda, 1995.

Primeiramente, a ausência de resposta da soja ao superfosfato triplo em pó, sem inoculação, indica que o teor de fósforo atingido na solução do solo para a dose máxima ( $27 \text{ mg dm}^{-3}$ ) foi ainda inferior à concentração mínima requerida pela raiz. Entretanto, na presença de inoculação, a resposta linear às doses de superfosfato triplo em pó sugere que as hifas absorvem fósforo em concentrações na solução do solo inferiores às requeridas pelas raízes. Contudo, esse aspecto é pouco importante quando o fertilizante é aplicado em grânulos, pois no solo o fósforo se difunde a distâncias pequenas a partir desses, o que resulta em esferas de solo com alta concentração de fósforo (SOUSA; VOLKWEISS, 1987).

Em segundo lugar, na presença do fertilizante granulado, a baixa contribuição da micorriza pode ser atribuída, em parte, a uma possível menor colonização dos segmentos de raízes que interceptam esses pontos, como mostrado por Miranda e Harris (1994a,b) no Capítulo 1. Por outro lado, a contribuição na absorção de fósforo das hifas (e raízes) crescendo fora dessas esferas é certamente muito baixa, conforme indicado na dose zero em que não houve efeito da inoculação sobre o crescimento da soja (Fig. 26).

Um terceiro aspecto está relacionado ao diâmetro contrastante das raízes e das hifas. Em solos cuja disponibilidade de fósforo é baixa, ou mesmo adequada, a raiz pode promover acentuada depleção na concentração de fósforo na solução e de fósforo lábil, o que resulta em diminuição no influxo de fósforo com o tempo. O mesmo não ocorreria de forma tão acentuada para a hifa, em virtude do seu diâmetro menor, o que a tornaria mais eficiente na absorção de fósforo por unidade de área, em relação à raiz. Nas esferas de solo enriquecidas em fósforo ao redor dos grânulos, com concentração muito alta de fósforo na solução, a expectativa é de que mesmo as raízes não promovam depleção acentuada do nutriente, e o influxo de fósforo decresça pouco durante o seu período de absorção.

Resultados obtidos por meio de simulações efetuadas com o modelo de Barber-Cushman, a partir de dados de fósforo no solo de Anghinoni e Barber (1980), mostram também que, ao se aumentar o nível de fósforo, a absorção pela raiz aumenta proporcionalmente mais em relação à da hifa. Assim, sob alta disponibilidade de fósforo, como nas esferas de solo fertilizado com superfosfato granulado, as hifas não apresentam vantagem em relação às raízes quanto à maior eficiência na absorção de fósforo por unidade de área.

Quanto a demais fertilizantes, a presença de micorriza arbuscular potencializa, igualmente, a resposta de culturas aos adubos potássicos, solúveis ou de rocha. Andrade et al. (2005) observaram esse efeito em plantas de soja, cultivadas em solo de Cerrado com diferentes fontes de potássio e inoculadas com as espécies de fungos micorrízicos arbusculares *Glomus etunicatum* e *Entrophospora colombiana* (Tabela 32; Fig. 27). A produção de matéria seca e o teor e conteúdo de potássio no tecido das plantas foram maiores em presença da micorriza arbuscular, quando comparados à resposta das plantas sem micorriza. Como demonstrado anteriormente (Tabela 28), o acréscimo do teor de potássio nas plantas colonizadas não decorre unicamente do aumento na produção de massa seca do sorgo em função da maior absorção de fósforo pelas plantas. A presença da simbiose maximizou, portanto, a resposta da soja aos adubos potássicos utilizados. Para as rochas potássicas moídas, esse efeito ocorreria pela dissolução dessas, acelerada pela remoção de nutrientes e adição de ácidos pela micorriza arbuscular. Jongmans et al. (1997) relatam que os minerais intemperizáveis contêm uma numerosa rede de microporos tubulares, formada por ácidos orgânicos exudados das pontas das hifas de fungos micorrízicos arbusculares. Tais ácidos aumentariam o intemperismo mineral pela formação de complexos com alumínio. Quando dissolvidos, as hifas translocam os minerais diretamente para as plantas hospedeiras, sobrepondo assim a competição por absorção de nutrientes por outros microrganismos.

**Tabela 32.** Produção de matéria seca (MS), teor de K e conteúdo de potássio (K) e fósforo (P) na parte aérea, e colonização radicular de soja (CR) inoculada com os fungos micorrízicos arbusculares, *Glomus etunicatum* e *Entrophospora colombiana*, e cultivada, em vasos, em Latossolo Vermelho argiloso de Cerrado esterilizado a vapor e adubado com 50  $\mu\text{g g}^{-1}$  de P ( $\text{H}_3\text{PO}_4$ ) e com adubo potássico solúvel (KCl) e rochas potássicas: biotita xisto (BIO), brecha alcalina (BRE) e kimberlito – ultrabásica alcalina (KIM).<sup>(1)</sup>

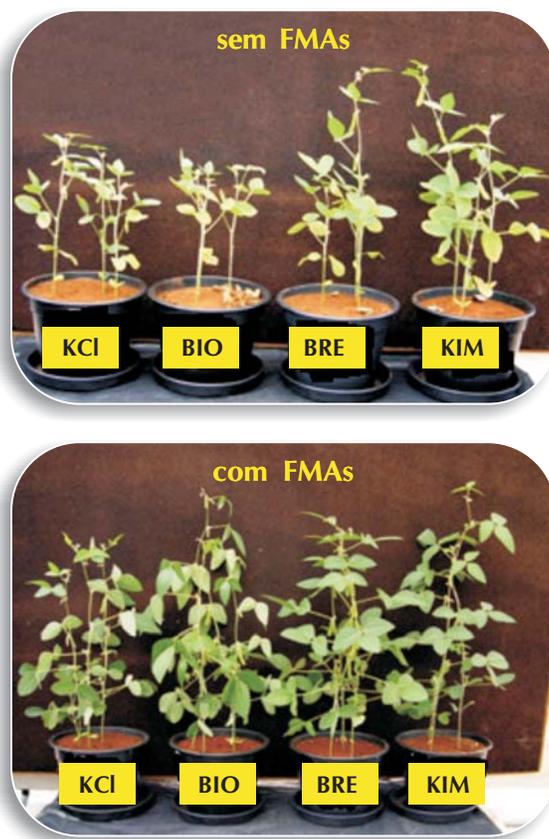
Fontes de K	Micorriza	MS (g vaso <sup>-1</sup> )	Teor de K (g kg <sup>-1</sup> )	K (mg vaso <sup>-1</sup> )	P	CR (%)
Controle	Sem	2,90	12,2	34,7	2,32	0,0
KCl	Sem	2,70	9,4	25,8	2,62	0,0
BIO	Sem	2,55	8,3	21,8	1,96	0,0
BRE	Sem	2,36	8,1	19,6	1,70	0,0
KIM	Sem	3,33	8,4	28,5	2,73	0,0
KCl	Com	6,83***	20,6***	140,8***	14,24***	41,3***
BIO	Com	4,49***	13,3	109,9***	15,38***	34,7***
BRE	Com	8,39***	11,8	97,3***	15,18***	25,7***
KIM	Com	6,18***	16,4	100,8***	13,11***	28,7***

<sup>1</sup> Controle: sem adição de fonte de K e 25 mg kg<sup>-1</sup> de K originalmente no solo, na forma trocável com solução Melhich-1. As rochas foram adicionadas ao solo na quantidade equivalente a 5 t ha<sup>-1</sup> (6,85 g vaso<sup>-1</sup>) e moídas de forma que o tamanho médio das partículas fosse menor que 0,300 mm, o que corresponde a granulometria de comercialização de calcários. \*\*\*Comparação significativa de todos tratamentos com o tratamento controle pelo teste de Dunnett 5 %.

Fonte: Andrade et al., 2005.

Adicionalmente, o processo de fixação biológica do nitrogênio é também beneficiado pela presença da micorriza arbuscular, conforme discutido anteriormente (Tabelas 29 e 30). Para produzir os nódulos nas raízes, as plantas leguminosas consomem grandes quantidades de energia (DIEDERICHS, 1990; FARIA, 1998; OLIVEIRA, 1998) e, em condições de extrema deficiência de fósforo, encontradas nos solos de Cerrado, as raízes de algumas leguminosas, como o feijão, não nodulam, a menos que estejam

colonizadas por fungos micorrízicos arbusculares ou que o solo tenha sido adubado com elevadas doses de fósforo. Os dados apresentados na Tabela 33 e na Fig. 28 mostram que a nodulação do feijão aumentou significativamente com doses crescentes de fósforo, e essa resposta foi ainda maior em presença da micorriza arbuscular.



Fotos: Leide-Andrade.

**Fig. 27.** Plantas de soja não-inoculadas (sem FMAs) e inoculadas (com FMAs) com mistura de *Glomus etunicatum* e *Entrophospora colombiana*, e cultivadas em Latossolo Vermelho com cloreto de potássio (KCl) e rochas potássicas: biotita xisto (BIO), brecha piroclástica (BRE) e kimberlito-ultramáfica alcalina (KIM).

**Tabela 33.** Número e peso de nódulos e colonização radicular de feijão inoculado com rizóbio e não-inoculado (NI) e inoculado (I) com o fungo micorrízico arbuscular *Glomus etunicatum* e cultivado em Latossolo Vermelho de Cerrado com dois níveis de fósforo.<sup>(1)</sup>

Tratamentos		Nódulos		Colonização
Dose P	Fungo	Número	Peso	Radicular
( $\mu\text{g g}^{-1}$ )		(nº planta <sup>-1</sup> )	(mg planta <sup>-1</sup> )	(%)
25	NI	3 b	0,1b	0 b
	I	55 a	34 a	76 a
150	NI	172 b	145 b	0 b
	I	250 a	189 a	50 a

<sup>1</sup> Para cada nível de fósforo, médias seguidas de letra diferente, na coluna, diferem significativamente (Duncan 5 %).

Fonte: Adaptado de Faria, 1998.

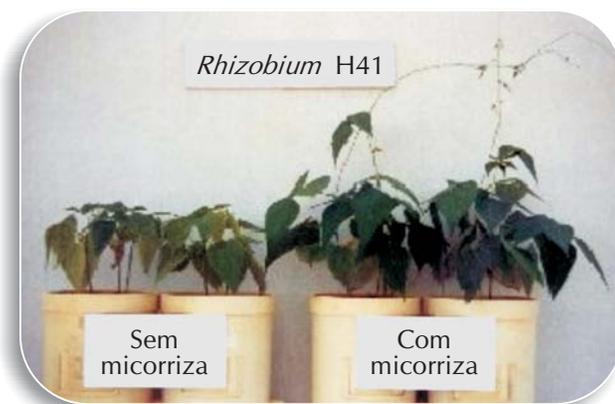


Foto: Flávio Faria.

**Fig. 28.** Plantas de feijão inoculadas com a estirpe CPAC H41 de *Rhizobium tropicii* e sem e com inoculação de *Glomus etunicatum* e cultivadas em Latossolo Vermelho adubado.

Fonte: Faria, 1998.

A influência da condição micorrízica da planta na competição entre estirpes eficientes de rizóbio pela ocupação dos nódulos nas raízes é outro

aspecto importante observado na tripla interação planta, fungo, rizóbio. Oliveira (1998) demonstrou o benefício da simbiose micorrízica na ocupação de nódulos de soja pelas estirpes de *Bradyrhizobium japonicum* CPAC 7 e CPAC 15, em detrimento da estirpe 29W (Tabela 34). Essas duas estirpes, atualmente utilizadas em inoculantes comerciais, são mais eficientes para a soja em solos de Cerrado (PERES et al., 1993), enquanto a 29W, considerada menos eficiente, já se encontra estabelecida no solo e apresenta alta competitividade.

**Tabela 34.** Serogrupos de rizóbio em nódulos de soja inoculada com duas estirpes de *Bradyrhizobium japonicum* (CPAC 7 – Serogrupo CB 1809; CPAC 15 – Serogrupo 566) e com e sem inoculação do fungo micorrízico arbuscular *Glomus etunicatum*. Plantas cultivadas em Latossolo Vermelho de Cerrado adubado com  $75 \mu\text{g g}^{-1}$  de P e em presença da estirpe de rizóbio 29W preestabelecida no solo.

Estirpe inoculada	Micorriza	Serogrupos (%)		
		29W	CB 1809	566
CPAC 7	Com	48	51	0
	Sem	56	34	0
CPAC 15	Com	34	0	66
	Sem	48	11	41

Fonte: Adaptado de Oliveira, 1998.

Ademais, a associação micorrízica atua na própria eficiência da fixação do nitrogênio por leguminosas, como pode ser observado na Tabela 35, para a soja (OLIVEIRA, 1998) e para o feijão (FARIA, 1998). Nessas plantas com micorriza arbuscular, houve maior redução do acetileno a etileno, o que está diretamente relacionado à atividade da nitrogenase, complexo enzimático responsável pela fixação biológica do nitrogênio atmosférico. Os efeitos observados em função da interação da micorriza arbuscular com o rizóbio podem também ocorrer com leguminosas condicionadoras do solo, como a crotalária e a mucuna, ou com aquelas utilizadas para a recuperação de áreas degradadas. Essas leguminosas, quando noduladas e

colonizadas por fungos micorrízicos arbusculares, tornam-se mais adaptadas às condições de baixos teores de nutrientes dos solos de Cerrado.

**Tabela 35.** Atividade de redução de acetileno (ARA), expresso pela formação de etileno, em plantas de soja e feijão, cultivadas em Latossolo Vermelho de Cerrado previamente esterilizado a vapor e adubado com 25  $\mu\text{g g}^{-1}$  de P e não-inoculadas (NI) e inoculadas (I) com estirpes específicas de rizóbio e com o fungo micorrízico arbuscular *Glomus etunicatum*.

Cultura	Rizóbio	Fungo MA	Etileno formado ( $\mu\text{moles planta}^{-1} \text{ hora}^{-1}$ )
Soja	NI <sup>(1)</sup>	NI	0,2
	NI <sup>(1)</sup>	I	55,0
	I <sup>(2)</sup>	NI	0,2
	I <sup>(2)</sup>	I	59,1
Feijão	NI <sup>(1)</sup>	NI	0,1
	NI <sup>(1)</sup>	I	3,0
	I <sup>(3)</sup>	NI	0,1
	I <sup>(3)</sup>	I	6,8

<sup>1</sup> Presença de rizóbio preestabelecido.<sup>2</sup> *Bradyrhizobium japonicum*, estirpe CPAC 15.

<sup>3</sup> *Rhizobium tropici*, estirpe CPAC H41.

Fontes: Adaptado de Oliveira, 1998 e Faria, 1998.

Os efeitos benéficos da micorriza arbuscular no crescimento das plantas, ocasionados pela maior absorção dos diferentes nutrientes e potencialização dos insumos utilizados, podem ser visualizados pelo aumento da produtividade das diferentes culturas utilizadas nos sistemas de produção na região do Cerrado. Esse aumento tem sido um reflexo do crescimento da comunidade dos fungos micorrízicos arbusculares no solo, seja por processos de inoculação artificial, introduzindo-se espécies exóticas na área cultivada quando a comunidade nativa é baixa ou ineficiente, seja pelo manejo de solos e culturas.

Em Latossolo Vermelho de Cerrado com baixa comunidade nativa de fungos micorrízicos arbusculares, de 20 esporos  $50 \text{ g}^{-1}$  em média, a inoculação artificial de espécies exóticas eficientes promoveu acréscimos significativos na produtividade de grãos, como, por exemplo, em torno de  $400 \text{ kg ha}^{-1}$  para o sorgo, no primeiro ano de cultivo, e  $200 \text{ kg ha}^{-1}$  para a soja, no segundo ano de cultivo (Tabela 36). A fertilização do solo e a inoculação das plantas foram efetuadas apenas no primeiro ano de cultivo com as espécies de fungos micorrízicos arbusculares *Gigaspora margarita* e *Glomus macrocarpum*. Os dados da soja mostram, portanto, o efeito residual da adubação fosfatada e da inoculação em um solo de Cerrado que apresentou inicialmente menos de  $1 \mu\text{g g}^{-1}$  de fósforo no solo e baixa comunidade nativa de fungos micorrízicos arbusculares (MIRANDA, 1982). Os dados evidenciam também um comportamento diferenciado de cada espécie de fungo em relação à adubação fosfatada utilizada, com a espécie *Glomus macrocarpum* tendo sido mais eficiente para o sorgo e a soja, na dose de  $100 \text{ kg ha}^{-1}$  de  $\text{P}_2\text{O}_5$ , e a espécie *Gigaspora margarita*, na dose de  $200 \text{ kg ha}^{-1}$  de  $\text{P}_2\text{O}_5$ . As plantas de soja inoculadas com *Gigaspora margarita* e cultivadas no solo com adubação de  $200 \text{ kg ha}^{-1}$  de  $\text{P}_2\text{O}_5$  são mostradas na Fig. 29.

**Tabela 36.** Produtividade de grãos de sorgo e soja em cultivos sucessivos no campo, em Latossolo Vermelho de Cerrado, com duas doses de adubação fosfatada na forma de superfosfato simples granulado. Áreas sem inoculação (NI) e inoculadas, no primeiro ano, com os fungos micorrízicos arbusculares *Gigaspora margarita* (GMRT) e *Glomus macrocarpum* (LMCC).<sup>(1)</sup>

Doses de $\text{P}_2\text{O}_5$ ( $\text{kg ha}^{-1}$ )	Sorgo -1º ano			Soja -2º ano		
	NI	GMRT	LMCC	NI	GMRT	LMCC
	----- (t $\text{ha}^{-1}$ ) -----					
100	0,3	0,7	0,9	1,0	1,0	1,4
200	1,0	1,5	1,3	1,8	2,1	1,9
Média	0,7b	1,1a	1,1a	1,4b	1,5ab	1,6a

<sup>1</sup> Médias seguidas da mesma letra, na linha, para cada ano, não diferem significativamente (Duncan, 5 %).

Fonte: Adaptado de Miranda, 1982.

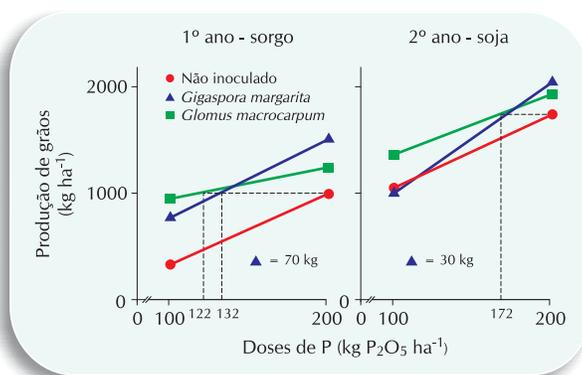


**Fig. 29.** Plantas de soja não-inoculadas (fileiras da frente) e inoculadas (fileiras atrás) com *Gigaspora margarita* e cultivadas em Latossolo Vermelho adubado com 200 kg ha<sup>-1</sup> de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>.

Considerando-se que as respostas do sorgo e da soja à adubação fosfatada têm sido lineares até, aproximadamente, a dose de 200 kg ha<sup>-1</sup> de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> nesse solo (LOBATO, 1982), os dados da Tabela 36 foram organizados na Fig. 30, para comparação. No primeiro ano de cultivo, a produtividade de grãos de sorgo não-inoculado e adubado com 200 kg ha<sup>-1</sup> de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> seria semelhante à obtida pelo sorgo inoculado e adubado com uma dose média de 130 kg ha<sup>-1</sup> de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>. Para a soja, no segundo ano de cultivo, a produtividade de grãos, alcançada pelas plantas não-inoculadas e adubadas com 200 kg ha<sup>-1</sup> de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> residual, seria próxima da obtida na dose de 170 kg ha<sup>-1</sup> de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> pelas plantas inoculadas. O processo de inoculação artificial, no primeiro ano de cultivo, proporcionaria, portanto, uma economia de cerca de 100 kg ha<sup>-1</sup> de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>, em 2 anos de cultivo com as culturas utilizadas.

Em virtude das dificuldades encontradas na viabilização da inoculação em grande escala, por causa das limitações existentes na produção massiva de inoculantes, além da própria operação de inoculação, o manejo de solos e culturas tem sido investigado como uma alternativa

para aumentar a comunidade nativa de fungos micorrízicos arbusculares nos solos de Cerrado. A multiplicação dessa comunidade teria reflexos no crescimento das plantas e na produtividade das culturas subsequentes no sistema de rotação. Nesse caso, o conhecimento da dependência micorrízica das culturas utilizadas no sistema é de grande importância (confira Cap. 6 desta obra).



**Fig. 30.** Produtividade de grãos de sorgo, no primeiro ano de cultivo, e de soja, no segundo ano de cultivo, não inoculados e inoculados com duas espécies de fungos micorrízicos arbusculares, *Gigaspora margarita* e *Glomus macrocarpum*, e cultivados em Latossolo Vermelho com diferentes doses de superfosfato simples.

Fonte: Miranda, 1992.

Observou-se, por exemplo, que acréscimos de até 500 kg ha<sup>-1</sup> foram obtidos na produtividade de grãos de feijão, cultivado no período seco, quando se aumentou a comunidade nativa dos fungos micorrízicos arbusculares no solo por meio da rotação com outras culturas, cultivadas no período chuvoso e que beneficiam a multiplicação dos fungos no solo (Tabela 37; Fig. 31). No entanto, essa produtividade e a colonização radicular do feijão foram mais baixas nas áreas anteriormente mantidas em pousio ou cultivadas com culturas pouco ou não dependentes da micorriza arbuscular, como o arroz, apesar de essas áreas terem sido igualmente preparadas, corrigidas e adubadas.

**Tabela 37.** Produtividade de grãos e colonização radicular de feijão por fungos micorrízicos arbusculares nativos num Latossolo Vermelho, no período seco, após pousio e cultivo de diferentes culturas no período chuvoso.

Parâmetros	Culturas anteriores, período chuvoso					
	Pousio	Arroz	Milho	Feijão-de-porco	Girassol	Mamona
Grãos de feijão (t ha <sup>-1</sup> )	1,5	1,5	1,9	1,9	1,7	2,0
Colonização radicular (%)	28	34	84	76	73	81

Fonte: Adaptado de Miranda et al., 2001.



**Fig. 31.** Crescimento do feijão em Latossolo Vermelho de Cerrado, no período seco, após rotação de culturas anuais e condicionadoras do solo, no período chuvoso, como feijão-de-porco (a), girassol (b) e pousio (c).

Fotos: Jeanne Miranda.

Resultados semelhantes foram obtidos por Sano et al. (1991), em Latossolo Vermelho-Amarelo de Cerrado, cultivado por 2 anos, no período chuvoso, com culturas pouco ou não dependentes da micorriza arbuscular, como o arroz e o repolho (Brassicacea), respectivamente, e culturas dependentes, como a soja e a mucuna (confira Cap. 6 desta obra). No

período chuvoso do terceiro ano, foi cultivado o sorgo, cuja produção de grãos foi mais baixa nas áreas anteriormente mantidas em pousio ou cultivadas com o repolho e o arroz, apesar de essas terem sido igualmente preparadas, corrigidas e adubadas (Tabela 38). O número mais provável de propágulos dos fungos micorrízicos arbusculares nativos presentes no solo antes do cultivo do sorgo foi, também, mais baixo nessas áreas, conforme já discutido no Capítulo 4. Quando se aumentou a comunidade desses fungos no solo por meio do uso de culturas dependentes, como a mucuna e a soja, a produtividade de grãos também aumentou consideravelmente, principalmente na área previamente cultivada com mucuna. Observou-se ainda que a recuperação dos propágulos dos fungos após o cultivo do sorgo no terceiro ano, nas áreas anteriormente mantidas em pousio, ou cultivadas com repolho, foi menor do que nas áreas cultivadas com mucuna e soja. Esse efeito, já abordado no Capítulo 4 e denominado *long fallow disorder*, pode ser atribuído a um declínio de propágulos viáveis dos fungos micorrízicos arbusculares nativos durante o longo período de pousio ou de cultivo com plantas não dependentes da micorriza arbuscular, como o repolho, resultando em sua baixa propagação na cultura subsequente, o sorgo. O aumento da comunidade nativa dos fungos micorrízicos arbusculares por meio da inoculação inicial da soja resultou num aumento de aproximadamente 400 kg ha<sup>-1</sup> na produtividade de grãos do sorgo.

Outro aspecto importante a se mencionar é que o alto grau de degradação dos solos ocorrido nas últimas décadas tem alertado para a necessidade de se manter não somente a produtividade mas também a sustentabilidade, a longo prazo, dos sistemas de produção. O uso sustentável do solo deveria garantir, então, a alta produtividade agrícola, assim como a manutenção da atividade biológica e da qualidade ambiental. O sistema de plantio direto, com menores impactos ambientais negativos nos recursos naturais em relação aos observados em sistemas convencionais de preparo do solo, tem sido indicado para a região. Entre seus benefícios, pode-se mencionar as melhorias das condições físicas e de fertilidade do solo, além do aumento da atividade biológica, do teor de matéria orgânica

e de água armazenada e uma redução da erosão. Esses fatores contribuem para o aumento no rendimento das culturas com uso mais eficiente dos insumos (SALTON et al., 1998).

**Tabela 38.** Produtividade de grãos de sorgo em Latossolo Vermelho-Amarelo de Cerrado cultivado previamente, por 2 anos, com diferentes culturas. Número mais provável de propágulos de fungos micorrízicos arbusculares nativos (NMP), antes e após o cultivo de sorgo no terceiro ano.

Culturas 1º/2º ano	Grãos sorgo 3º ano	Antes do sorgo	Depois do sorgo
	(t ha <sup>-1</sup> )	— NMP (nº 10 g <sup>-1</sup> ) —	
Vegetação nativa	-	3,7	0,2
Pousio	2,4	5,9	15,2
Repolho	1,4	3,1	11,4
Arroz	2,8	11,9	59,3
Mucuna preta	4,8	14,6	119,4
Soja	3,1	18,0	119,4
Soja inoculada <sup>(1)</sup>	3,5	51,2	119,4

<sup>1</sup> Inoculante de fungos MA = Mistura das espécies *Glomus fasciculatum* e *Glomus albidum*.  
Fonte: Adaptado de Sano et al., 1991.

O desenvolvimento da agricultura sustentável na região do Cerrado demanda, portanto, a aplicação de práticas agrícolas com revolvimento mínimo do solo, a utilização de fertilizantes eficientes e de espécies e cultivares de plantas capazes de manter altas produtividades, principalmente em condições de baixo suprimento de fósforo, o qual é um recurso natural não-renovável. Esse manejo de solo, de insumos e de culturas pode ser complementado por estratégias que englobem processos biológicos benéficos do solo, como a micorriza arbuscular.

De modo geral, a prática do plantio direto, apesar de não interferir significativamente na dinâmica dos fungos micorrízicos arbusculares nativos

(confira Cap. 4 desta obra) em relação ao plantio convencional (com preparo do solo), preserva o micélio externo no solo, desenvolvido durante o cultivo anterior, o qual favorece a rápida colonização radicular de plantas no cultivo subsequente (MILLER et al., 1995). Isso pode influenciar positivamente a resposta das culturas aos insumos utilizados e a eficiência do próprio sistema de plantio. Já, no plantio convencional, a colonização radicular das plantas se inicia a partir da germinação dos esporos, retardando assim a colonização radicular e os efeitos da micorriza no crescimento das plantas.

Por meio de avaliações conduzidas em campo, em áreas de Cerrado cultivadas com soja e milho, em rotação, sob plantio direto e convencional, e com inoculação da espécie *Glomus etunicatum* no primeiro ano de cultivo, observou-se que o aumento na densidade da comunidade dos fungos micorrízicos arbusculares por meio da inoculação proporcionou um aumento na produtividade da soja, no primeiro ano de cultivo, nos dois sistemas de plantio, particularmente sob plantio direto (Tabela 39). Apesar de não-significativo, o aumento médio na produtividade de grãos de soja, no primeiro ano de cultivo, nas áreas com inoculação, foi de aproximadamente 200 kg ha<sup>-1</sup>, para ambos sistemas de plantio. No segundo ano de cultivo com milho, o acréscimo na produtividade em função da inoculação foi em torno de 590 kg ha<sup>-1</sup> sob plantio direto (Fig. 32). Nos cultivos de soja e milho subsequentes, a produtividade de grãos foi semelhante com e sem inoculação, nos dois sistemas de plantio, em função da elevação da comunidade nativa com os cultivos sucessivos. Esses dados mostram a necessidade e a importância da presença de uma comunidade elevada de fungos micorrízicos arbusculares no solo para a produtividade das culturas, desde o estabelecimento do sistema de produção. Isso é particularmente importante quando o primeiro cultivo da área recém-aberta é feito com soja, a qual multiplica lenta e gradualmente os esporos desses fungos no solo (confira Tabela 7, Cap. 4 desta obra), mas é altamente dependente da micorriza arbuscular para seu desenvolvimento ótimo (MIRANDA; MIRANDA, 2002b,2004), como abordado no Capítulo 6.

**Tabela 39.** Produtividade de grãos de soja e milho, em rotação, no período chuvoso, em um Latossolo Vermelho adubado com 300 kg ha<sup>-1</sup> de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> na forma de superfosfato triplo e inoculado com *Glomus etunicatum*, no primeiro ano de cultivo, sob plantio convencional (PC) e direto (PD).<sup>(1)</sup>

Inoculação	Soja (1º ano)		Milho (2º ano)		Soja (3º ano)		Milho (4º ano)	
	PC	PD	PC	PD	PC	PD	PC	PD
	Produção (t ha <sup>-1</sup> )							
Sem	1,9a	1,4b	5,9a	4,9b	2,0a	2,1a	6,9a	6,9a
Com	2,1a	1,6ab	5,7a	5,5a	1,8a	2,1a	6,6a	6,6a

<sup>1</sup> Médias seguidas da mesma letra, dentro de cada cultivo, não diferem significativamente a 5 % de probabilidade, pelo teste de Duncan.

Fonte: Miranda e Miranda, 2007a.



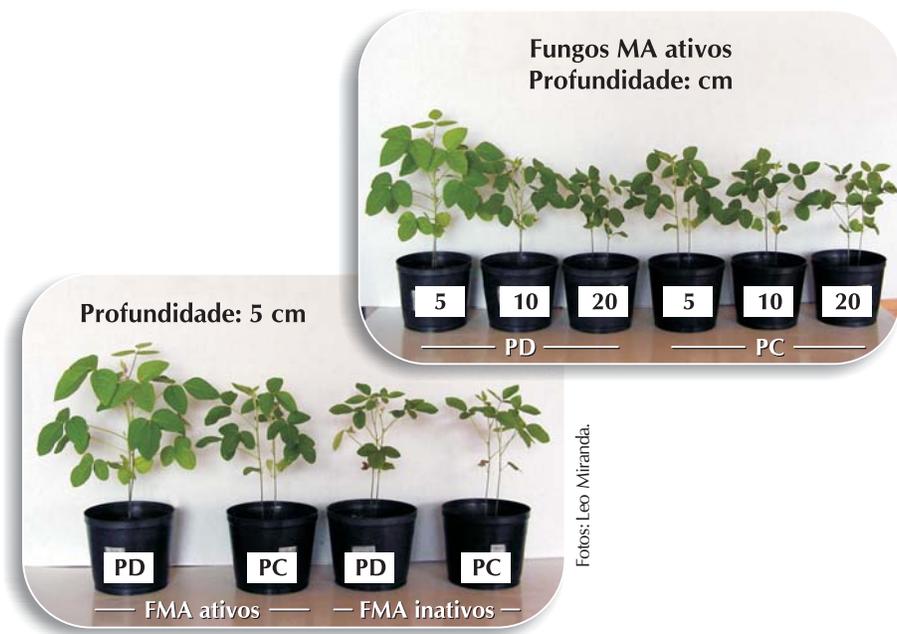
Foto: Leo Miranda.

**Fig. 32.** Plantas de milho inoculadas (parcela da frente) e não-inoculadas (parcela de trás) com *Glomus etunicatum* e cultivadas, no segundo ano, sob plantio direto, em Latossolo Vermelho adubado com 300 kg ha<sup>-1</sup> de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> a lanço e inoculado no primeiro ano de cultivo.

Avaliações efetuadas em vasos, em solo proveniente de área experimental cultivada com soja no primeiro ano, sob os sistemas de plantio direto e convencional, no qual a comunidade micorrízica foi mantida ativa em uma parte e inativada em outra, indicaram também que a contribuição da micorriza arbuscular no crescimento das plantas foi maior no solo

proveniente da camada de 0 cm a 5 cm de profundidade sob plantio direto (Fig. 33). No solo sob plantio convencional, essa contribuição foi semelhante nas diversas profundidades da camada arável, até 20 cm. O teor de fósforo na camada de 0 cm a 5 cm do solo cultivado sob plantio direto foi maior do que nas camadas mais profundas (0 cm a 5 cm = 4,3; 5 cm a 10 cm = 2,2; 10 cm a 20 cm = 1,0 mg kg<sup>-1</sup> de P) enquanto, no solo cultivado sob plantio convencional, o fósforo foi diluído nas diversas camadas (0 cm a 5 cm = 1,6; 5 cm a 10 cm = 1,6; 10 cm a 20 cm = 1,2 mg kg<sup>-1</sup> de P). Entretanto, quando se inativaram os fungos, ou seja, na ausência da micorriza arbuscular, o crescimento das plantas foi semelhante nos dois sistemas de plantio e inferior ao crescimento observado em presença da micorriza. Isso mostra que as diferenças nos teores de fósforo no solo não foram percebidas pela raiz por si só, em concordância com os dados apresentados na Fig. 26.

Outras avaliações mostram que a contribuição da micorriza arbuscular no crescimento da cultura variou em função da acidez do solo cultivado sob os plantios direto e convencional. A comunidade micorrízica nativa desses solos foi mantida ativa em uma parte e inativada em outra, sendo que a inativação dos fungos foi feita por meio de esterilização a vapor do solo, com posterior reintrodução da microbiota do solo, exceto os fungos micorrízicos arbusculares, com filtrados do solo natural (MIRANDA et al., 2005b). Observou-se que a produção máxima de matéria seca das plantas de milho, cultivadas em vasos, foi obtida em presença da micorriza arbuscular, na dose de calcário recomendada para elevar a saturação por bases do solo para 50 % (4 t ha<sup>-1</sup>), no solo proveniente das áreas experimentais sob ambos sistemas de plantio (Tabela 40). A presença dos fungos micorrízicos arbusculares nativos maximizou a resposta da cultura à aplicação do calcário independentemente do sistema de plantio no Latossolo Vermelho, à semelhança do observado no solo Glei Pouco Húmico (Gleissolo Háplico) sob plantio convencional (Fig. 24).



**Fig. 33.** Crescimento de plantas de soja, em Latossolo Vermelho coletado de área corrigida e adubada em campo, sob plantio direto (PD) e convencional (PC), com fungos micorrízicos arbusculares nativos em atividade e inativados, em diferentes profundidades (0 cm a 5 cm; 5 cm a 10 cm; 10 cm a 20 cm) da camada arável.

Fonte: Miranda e Miranda, 2007a.

**Tabela 40.** Produção de matéria seca de milho cultivado em Latossolo Vermelho coletado na camada de 0 cm a 10 cm, com diferentes doses de calcário, aplicadas em campo, na presença (CM) e ausência (SM) da micorriza arbuscular.<sup>(1)</sup>

Doses Calcário (t ha <sup>-1</sup> )	Plantio Direto		Plantio Convencional	
	CM	SM	CM	SM
	Matéria seca (g vaso <sup>-1</sup> )			
0	4,6f	5,4ef	7,5e	6,6e
2	10,2d	7,9e	12,9c	10,2d
4	16,8a	10,2d	15,0b	11,1d

<sup>1</sup> Médias seguidas da mesma letra, nos dois sistemas de plantio, não diferem significativamente a 5 % de probabilidade, pelo teste de Duncan.

Fonte: Miranda e Miranda, 2007a.

## Efeito na produção de mudas

O processo produtivo da maioria das espécies arbóreas tropicais, frutíferas e florestais, nativas e exóticas à região do Cerrado, passa, primeiramente, pela fase de formação de mudas em canteiros ou em viveiros, antes de serem transplantadas para o campo. O crescimento dessas plantas é beneficiado, igualmente, pela associação micorrízica arbuscular, e o processo de inoculação dessas com os fungos é viável e pode ser praticado com sucesso (MIRANDA; MIRANDA, 2000). A incorporação da tecnologia de inoculação de fungos micorrízicos arbusculares nesse sistema de produção é necessária, pois, para a produção de mudas, utilizam-se, com frequência, subsolo ou solo esterilizado para eliminar os microrganismos patogênicos, sendo que, paralelamente, também são eliminados os fungos micorrízicos arbusculares nativos. Outros substratos utilizados na produção de mudas, como a vermiculita e materiais orgânicos, são igualmente desprovidos desses fungos.

Sieverding (1991) apresenta uma lista de culturas arbóreas tropicais que se beneficiam da inoculação com fungos micorrízicos arbusculares, e outros autores (FELDMANN et al., 1993) observaram, também, o efeito benéfico da inoculação desses fungos na seringueira (*Hevea brasiliensis*) em diferentes ecossistemas, inclusive, no de Cerrado. Entre as espécies nativas de Cerrado que se beneficiam da micorriza arbuscular, pode-se mencionar, por exemplo, o jacarandá-da-bahia, a sucupira, o pequi (Fig. 34), o baru, a mangaba (Fig. 34), além de palmeiras, como buriti e gueroba, e outras espécies arbóreas destinadas à recuperação de Matas de Galeria (PARRON et al., 1999; PARRON; CAUS, 2001) e de áreas degradadas em geral (FRANCO et al., 1992).

Algumas espécies arbóreas exóticas, mas bem adaptadas às condições de Cerrado – como eucalipto, café, citros, manga (Fig. 34), acerola, graviola (Fig. 34), mamão – e forrageiras – como leucena – também respondem favoravelmente à micorriza arbuscular. Da mesma forma, espécies

não-arbóreas, mas que passam pela formação de mudas – como o maracujazeiro (Fig. 35) – têm seu crescimento aumentado por meio da inoculação com fungos micorrízicos arbusculares.



Fotos: Leo Miranda.

**Fig. 34.** Mudanças de espécies arbóreas nativas do Cerrado – pequi (a), mangaba (b) – e exóticas, adaptadas à região do Cerrado – manga (c), graviola (d) – inoculadas e não-inoculadas com o fungo micorrízico arbuscular, *Glomus etunicatum*, e cultivadas em substrato natural.

O sucesso da inoculação depende, sobretudo, da combinação fungo micorrízico arbuscular e planta hospedeira, e, embora a associação micorrízica seja considerada não-específica quanto a essa relação,

evidências de comportamento específico têm sido relatadas (BEVER, 2002). Sieverding (1991) sugere que as mudas inoculadas com uma mistura de espécies de fungos micorrízicos arbusculares podem beneficiar-se quando transplantadas posteriormente para o campo, pois cada fungo pode resistir a estresses ambientais específicos, refletindo positivamente no desenvolvimento da cultura no campo. De acordo com Miranda e Miranda (2000,2001), as espécies *Glomus etunicatum*, *Entrophospora colombiana* e *Glomus manihotis* são as mais recomendadas, pois beneficiam o crescimento de diversas plantas hospedeiras em diferentes condições de acidez e fertilidade do solo (confira Cap. 1 e 3 desta obra). Por exemplo, a espécie *Glomus manihotis* é particularmente recomendada para mudas de mangaba, as quais se desenvolvem melhor em solos ácidos, com pH em torno de 5,0. Outros trabalhos desenvolvidos com diversas espécies de fungos micorrízicos arbusculares confirmam a eficiência das espécies *Glomus etunicatum* e *Entrophospora colombiana* para o crescimento de mudas de diferentes espécies arbóreas (FLORES-AYLAS et al., 2003; POUYÚ-ROJAS et al., 2006).

Resultados obtidos com porta-enxertos de manga mostram também que a rapidez dos fungos micorrízicos arbusculares em colonizar as raízes de mudas de plantas está relacionada com o número de propágulos próximos às raízes (MIRANDA; MIRANDA, 2000). Esses autores observaram que a altura e o diâmetro das plantas inoculadas com 200 esporos do fungo micorrízico arbuscular foram maiores que os daquelas inoculadas com 100 esporos planta<sup>-1</sup>, aos 4 e aos 6 meses após a inoculação. Entretanto, essa diferença devido ao potencial do inóculo é perceptível apenas no início do processo de colonização radicular, e seu efeito no crescimento das plantas tende a desaparecer, indicando que a aplicação de 100 esporos planta<sup>-1</sup> seria, em geral, suficiente para garantir a colonização radicular e a resposta das mudas à micorriza arbuscular. Cavalcante et al. (2002) obtiveram aumentos na biomassa seca e área foliar de plantas de maracujá quando receberam até 300 esporos planta<sup>-1</sup>.

Entretanto, não houve diferença na colonização radicular das plantas nas diferentes densidades avaliadas.

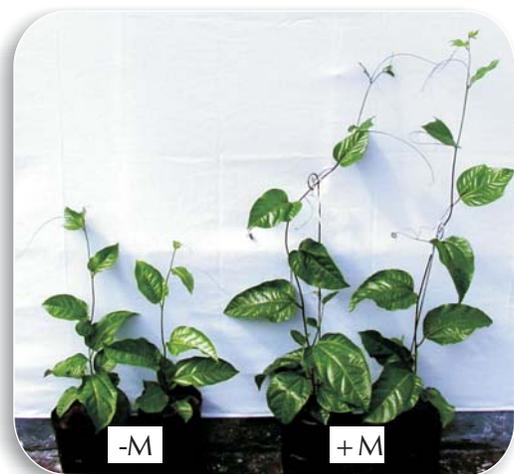


Foto: Leo Miranda.

**Fig. 35.** Mudas de maracujazeiro inoculadas e não-inoculadas com o fungo micorrízico arbuscular, *Glomus etunicatum*, e cultivadas em substrato natural.

Miranda e Miranda (2000) comentam que as mudas de plantas, quando colonizadas pelos fungos micorrízicos arbusculares, desenvolvem-se mais rapidamente, são mais vigorosas e podem ser disponibilizadas precocemente, como exemplificado na Tabela 41. Os dados mostram que a altura e o diâmetro do caule de plantas como o pequi, porta-enxerto de manga (variedade comum) e acerola com micorriza, aos 4 meses de idade, foram semelhantes ou maiores do que os das plantas sem micorriza aos 6 meses de idade. Após 6 meses da inoculação, observou-se um acréscimo médio na produção da matéria seca das plantas inoculadas em relação às não-inoculadas de 20 % para o pequi, 36 % para a manga e 67 % para a acerola.

Esse benefício propiciado pela micorriza arbuscular favorece o processo de enxertia e pega das mudas enxertadas após o transplante para o campo. Mudanças enxertadas de manga, por exemplo, por causa da

disponibilização antecipada do porta-enxerto, em 2 meses, já podem ser transplantadas para o campo com a mesma antecedência e se beneficiam do período chuvoso completo, iniciado, na região, nos meses de setembro/outubro. Normalmente, essas mudas seriam levadas ao campo nos meses de dezembro/janeiro, e o benefício do período chuvoso seria apenas parcial. Chu et al. (2001) e Costa et al. (2001) também sugerem a disponibilização precoce de mudas de graviola e acerola inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares, respectivamente.

As palmeiras nativas do Cerrado, como o buriti e a gueroba, também respondem favoravelmente à micorriza arbuscular. Os dados apresentados na Tabela 42 indicam que a inoculação com fungos micorrízicos arbusculares beneficiou o crescimento das plantas em altura e produção de massa seca da parte aérea, com aumentos de 43 % para o buriti e 162 % para a gueroba, em relação às plantas não-inoculadas.

**Tabela 41.** Altura e diâmetro do caule, aos 4 e 6 meses, e produção de matéria seca aos 6 meses, de mudas de pequi, porta-enxerto de manga e acerola, sem e com inoculação do fungo micorrízico arbuscular, *Glomus etunicatum*, e cultivadas em substrato natural.

Planta	Idade (meses)	Altura (cm)		Diâmetro (mm)		Matéria seca (g vaso <sup>-1</sup> )	
		Sem	Com	Sem	Com	Sem	Com
Pequi	4	31	41	4,8	5,5	-( <sup>1</sup> )	-( <sup>1</sup> )
	6	33	43	5,1	5,8	10	12
Manga	4	41	57	7,2	7,8	-( <sup>1</sup> )	-( <sup>1</sup> )
	6	51	69	8,5	9,0	22	30
Acerola	4	21	27	4,2	5,2	-( <sup>1</sup> )	-( <sup>1</sup> )
	6	27	37	4,4	5,9	6	10

<sup>1</sup> Inexistente. Matéria seca avaliada somente após 6 meses.

Fonte: Adaptado de Miranda e Miranda, 2000.

**Tabela 42.** Altura de mudas de buriti e gueroba em diferentes épocas, e produção de matéria seca após 8 meses de cultivo. Plantas sem e com inoculação do fungo micorrízico arbuscular, *Glomus etunicatum*, e cultivadas em substrato natural.

Planta	Idade (meses)	Altura (cm)		Matéria seca (g planta <sup>-1</sup> )	
		Sem	Com	Sem	Com
Buriti	4	20	22		
	6	39	41		
	8	41	44	6,7	9,6
Gueroba	4	42	45		
	6	44	46		
	8	45	57	3,7	9,7

Fonte: Adaptado de Miranda e Miranda, 2000.

As mudas são, em geral, produzidas em substrato convencional com teores de fósforo disponível acima de 100 mg kg<sup>-1</sup>. Entretanto, o acréscimo no desenvolvimento das mudas devido à inoculação pode ser ainda maior em substratos com doses mais baixas de adubação fosfatada, pois os altos teores de fósforo normalmente adicionados nos substratos convencionais podem reduzir os benefícios da simbiose para as mudas e limitar a colonização radicular (confira Cap. 4 desta obra).

Quando transplantadas para o campo, as mudas inoculadas de espécies arbóreas frutíferas ou destinadas ao reflorestamento ou recuperação de áreas degradadas podem beneficiar-se também da colonização com as espécies de fungos micorrízicos arbusculares nativos presentes no solo, resultando numa planta mais resistente a estresses ambientais. A continuidade do efeito da inoculação de fungos micorrízicos arbusculares em espécies frutíferas e florestais após o transplante em campo está, ainda, pouco documentada nos trópicos. Entretanto, foram observados aumentos em torno de 60 % na produtividade média do cafeeiro, em lavouras em solo de Cerrado, em decorrência da pré-colonização das mudas por fungos

micorrízicos arbusculares (SIQUEIRA et al., 1993). Portanto, a introdução da tecnologia de inoculação de mudas com fungos micorrízicos arbusculares acelera o desenvolvimento das plantas e agrega valor qualitativo a elas.

## Efeito na recuperação de áreas degradadas

A alteração e a degradação dos solos tropicais têm se intensificado nas últimas décadas, principalmente pela mineração e agricultura ou pecuária intensivas, quando praticadas de forma inadequada (NEPSTAD et al., 1991). A devastação das matas causada pela mineração ou pela ocupação intensa do solo, por causa da demanda por minérios, pedras, cascalho, areia e argila, deixa áreas extensas desprovidas de cobertura vegetal e expostas às intempéries climáticas (INSTITUTO BRASILEIRO DE MINERAÇÃO, 1992). Essas áreas apresentam, em sua maioria, substratos com características de retenção de água e fertilidade e atividade biológica inadequadas para o crescimento vegetal (CHIOSSI, 1982; LEITE et al., 1992). Estudos em áreas de pousio (VEENENDAAL, 1991) ou de agricultura e pecuária intensivas nos trópicos, como nas savanas brasileiras (MACEDO, 1993; VILELA et al., 1991), demonstram que o manejo inadequado e o preparo excessivo do solo têm promovido, também, a sua degradação com conseqüentes perdas nas produtividades, vegetal e animal.

A recuperação dessas áreas torna-se necessária para a racionalização do uso da terra e melhoria da qualidade ambiental. Essa pode ser efetuada de várias formas, como recolocação da camada de solo superficial e replantação da vegetação nativa ou adaptação de espécies vegetais exóticas (INSTITUTO BRASILEIRO DE MINERAÇÃO, 1992). A vegetação e o solo superficial contribuirão para o aumento da matéria orgânica do solo e o enriquecimento de sua fauna, bem como para a recuperação da comunidade microbiológica, a qual é fundamental no equilíbrio e na sustentabilidade dos ecossistemas naturais (RUIVO, 1993) e cultivados (MASCHIO et al., 1992).

A regeneração espontânea da vegetação nativa, ao longo do tempo, é conseqüência do aparecimento de condições favoráveis ao seu crescimento. Essas condições podem ser promovidas, em parte, pela comunidade fúngica, como os fungos micorrízicos arbusculares que ocorrem naturalmente, mesmo em solos alterados (MASCHIO et al., 1992; MARTINS et al., 1999). Alguns autores (ALLEN; ALLEN, 1984) sugerem que esses fungos podem interferir na composição, na competição e na sucessão de comunidades vegetais. Martins et al. (1999) demonstraram que a presença dos fungos micorrízicos arbusculares nativos foi determinante para o estabelecimento de uma gramínea nativa em solos degradados de Cerrado (Tabela 43). Com a eliminação dos fungos micorrízicos arbusculares nativos no solo esterilizado, essa gramínea teve seu crescimento comprometido (Fig. 36).

**Tabela 43.** Altura da planta, produção de matéria seca (MS), número de esporos no solo (E) e colonização radicular (CR) de uma gramínea nativa e pioneira dos Cerrados (*Aristida setifolia*), cultivada em solo esterilizado (Sem) e natural (Com) de Cerrado nativo e degradado.<sup>(1)</sup>

Substrato	Micorriza	Altura (cm)	MS (mg vaso <sup>-1</sup> )	E (nº 50 g <sup>-1</sup> )	CR (%)
Cerrado	Sem	0,4d	5,7e	0b	0,0d
	Com	36,7a	590,7a	56a	44,6a
Cascalheira I	Sem	1,4d	5,9e	0b	0,0d
	Com	6,7c	31,3d	64a	3,6ab
Cascalheira II	Sem	1,3d	11,6c	0b	0,0d
	Com	9,7c	49,0c	69a	19,0c
Estrada	Sem	1,3d	6,7e	0b	0,0d
	Com	13,6b	87,7b	58a	56,0a

<sup>1</sup> Médias seguidas de mesma letra, na coluna, não diferem significativamente (Duncan, 5 %).  
Fonte: Martins et al., 1999.

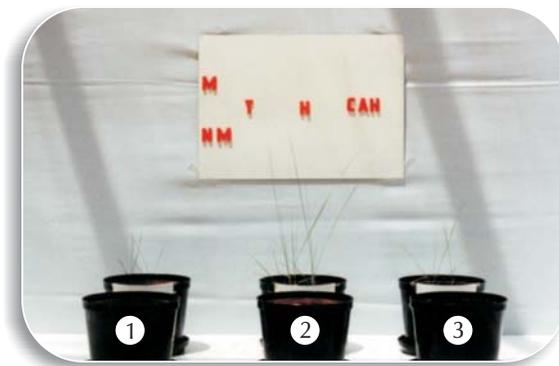


Foto: Leo Miranda.

**Fig. 36.** Desenvolvimento da gramínea nativa e pioneira do Cerrado, *Aristida setifolia*, não-inoculada (frente - NM) e inoculada (atrás - M) com o fungo micorrízico arbuscular, *Glomus etunicatum* e cultivada em solo de Cerrado degradado sem adubos (T), com Humutrin (Turfa) (H) e com Humutrin mais calcário (CAH).

Para o cultivo de plantas em áreas degradadas, torna-se necessária, em muitos casos, a utilização de insumos químicos e orgânicos. Entretanto, a magnitude dos benefícios proporcionados por esses insumos pode depender das interações com microrganismos, como os fungos micorrízicos arbusculares. Martins et al. (1999) observaram que a correção da acidez e a adição de adubos orgânicos em solo degradado de cascalheira contribuíram muito pouco para o crescimento de uma gramínea pioneira de Cerrado e cultivada nesse solo. Porém, a inoculação com fungos micorrízicos arbusculares nativos não somente promoveu o estabelecimento da gramínea, como diferenciou e maximizou os efeitos dos diversos insumos (Tabela 44; Fig. 37), ressaltando a importância da micorriza na revegetação de áreas degradadas.

Os fungos micorrízicos arbusculares podem, também, ocorrer de forma abundante em solos contaminados com metais pesados (GAUR; ADHOLEYA, 2004). Chen et al. (2005) observaram que plantas cultivadas nesses solos e colonizadas pelos fungos absorvem e acumulam mais metais do que plantas desprovidas da micorriza arbuscular. Observaram também que, nas plantas colonizadas, a micorriza arbuscular aumenta a

concentração dos metais na raiz e reduz sua translocação da raiz para a parte aérea.

**Tabela 44.** Altura da planta, matéria seca (MS), número de esporos no solo (E) e colonização radicular (CR) de uma gramínea nativa e pioneira dos Cerrados (*Aristida setifolia*), não-inoculada (NI) e inoculada (I) com uma mistura de fungos micorrízicos arbusculares<sup>(1)</sup> nativos de Cerrado. Solo coletado de área degradada (Cascalheira), com calcário e adubos orgânicos.<sup>(2)</sup>

Tratamento	Micorriza	Altura (cm)	MS (mg vaso <sup>-1</sup> )	E (nº 50g <sup>-1</sup> )	CR (%)
Solo sem adubos	NI	0,4cd	5,2bc	0d	0,0d
	I	11,8b	113,9b	88b	17,0c
Calcário	NI	0,4cd	8,7bc	0d	0,0d
	I	6,7bc	56,9bc	42bc	14,7c
'Humutrin' (Turfa)	NI	0,4cd	7,2bc	0d	0,0d
	I	20,9b	34,0b	116ab	28,0b
Torta de Mamona	NI	0,6cd	8,2bc	0d	0,0d
	I	35,1a	1109,9a	335a	43,0a
'Humutrin' + Calcário	NI	0,5cd	7,7bc	0d	0,0d
	I	15,8b	79,5bc	305a	31,7b
Torta de Mamona + Calcário	NI	1,4c	7,2bc	0d	0,0d
	I	20,6b	378,9b	154ab	30,7b

<sup>1</sup> Mistura de fungos MA: *Glomus etunicatum*, *Gigaspora margarita* e *Acaulospora scrobiculata*.

<sup>2</sup> Médias seguidas por mesma letra, na coluna, não diferem significativamente (Duncan, 5 %).

Fonte: Martins et al., 1999.

Dados semelhantes foram obtidos por Silva et al. (1994) em plantas de trigo, tolerantes à acidez do solo, inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares e cultivadas num Latossolo Vermelho de Cerrado (Tabela 45; Tabela 25). Apesar de o teor de alumínio estar, em geral, elevado, as plantas colonizadas pelos fungos apresentaram, nas doses mais altas de calcário, teores de alumínio e fósforo na raiz superiores aos teores observados nas plantas sem micorriza. Esses dados sugerem que a micorriza arbuscular é multifuncional, não somente por melhorar a absorção do fósforo pela planta

hospedeira, mas por contribuir também com a fitoestabilização do alumínio. Segundo Miranda e Rowell (1987,1989), um dos mecanismos prováveis da tolerância de plantas de trigo ao alumínio é a utilização do fósforo para neutralizar o alumínio na raiz. Os dados da Tabela 45 sugerem que a mesma variedade de trigo IAC-5, utilizada por esses autores, aproveitou a micorriza eficientemente para absorver o fósforo e se sobrepôr ao efeito tóxico do alumínio.



Foto: Leo Miranda.

**Fig. 37.** Desenvolvimento da gramínea nativa e pioneira do Cerrado, *Aristida setifolia*, não-inoculada (frente - NM) e inoculada (atrás - M) com o fungo micorrízico arbuscular *Glomus etunicatum* e cultivada em solo de Cerrado virgem degradado, sem adubos (T), com torta de mamona (TO) e com torta de mamona e calcário (CATO).

**Tabela 45.** Teores de alumínio e fósforo em raízes de trigo variedade IAC-5, sem e com inoculação com *Glomus etunicatum*, em Latossolo Vermelho de Cerrado com três doses de calcário.<sup>(1)</sup>

Calcário (t ha <sup>-1</sup> )	Micorriza	Al (%)	P (%)
1,0	Sem	1,04c	0,09cd
	Com	1,48abc	0,08cd
2,2	Sem	1,60ad	0,08cd
	Com	1,91b	0,11b
4,5	Sem	1,63ab	0,08cd
	Com	1,84a	0,10ab

<sup>1</sup> Médias seguidas por mesma letra, na coluna, não diferem significativamente (Duncan, 5 %).

Fonte: Silva et al., 1994.

## Efeito como agentes de controle biológico

O estabelecimento de uma agricultura sustentável nas regiões tropicais, como a região do Cerrado, inclui a adoção, entre outras práticas, de reduções no uso de defensivos agrícolas e do incremento no uso de agentes naturais, que permitam o controle de doenças e pragas sem causar danos ao meio ambiente. Os microrganismos fitopatogênicos, como fungos e nematóides, e os benéficos para a planta, como os fungos micorrízicos arbusculares, ocorrem simultaneamente nas raízes e rizosfera das plantas. Os fungos micorrízicos arbusculares podem atuar como agentes potenciais de biocontrole, amenizando os efeitos ou danos causados por fitopatógenos, provavelmente por meios indiretos, por meio da melhor nutrição das plantas ou do aumento da resistência do sistema radicular (LINDERMAN, 1988,1992).

A interação entre fungos micorrízicos arbusculares, fungos patogênicos e pragas é ainda pouco estudada nos trópicos e, em particular, na região do Cerrado, mas alguns dados de pesquisa indicam maior tolerância de plantas colonizadas por fungos micorrízicos arbusculares ao ataque de fungos patogênicos (ZAMBOLIM; SCHENCK, 1983). Da mesma forma, a interação entre os fungos micorrízicos arbusculares e outros microrganismos benéficos, como as rizobactérias *Pseudomonas* spp. (GRYNDLER; VOSÁTKA, 1996; SILVEIRA et al.,1995) e *Bacillus* spp., e fungos, como *Trichoderma* spp., também apresenta grande potencial para controlar os danos causados por organismos fitopatogênicos nas raízes das plantas (BAGYARAJ, 1984; LINDERMAN, 1992; SIEVERDING, 1991).

Diversas plantas cultivadas em solos de Cerrado, como soja, feijão, milho, mandioca e arroz de sequeiro, são também infectadas por nematóides, especialmente com a espécie *Meloidogyne javanica* (EMBRAPA, 1979). Para reduzir os efeitos danosos desses organismos, têm sido testadas várias práticas agrícolas, como rotação de culturas, aplicação

de nematicidas e incorporação de plantas condicionadoras do solo. Diederichs (1987) demonstrou que a presença de algumas espécies nativas de fungos micorrízicos arbusculares, em Latossolo Vermelho de Cerrado, promoveu uma redução nos efeitos patogênicos causados por *Meloidogyne javanica* em raízes de grão-de-bico (Tabela 46).

**Tabela 46.** Peso de raízes frescas (PR) e colonização radicular (CR) de grão-de-bico não-inoculado e inoculado com cinco diferentes espécies de fungos micorrízicos arbusculares e número de galhas, ovos e larvas em Latossolo Vermelho de Cerrado previamente esterilizado a vapor e inoculado com o nematóide *Meloidogyne javanica*.

Fungos	PR	CR	Galhas	Ovos	Larvas
	(g vaso <sup>-1</sup> )	(arc.sen.%)	-- (nº raiz <sup>-1</sup> ) --		(nº 50g <sup>-1</sup> )
Testemunha	3,2	0,00	6,9	55,5	12,5
<i>Glomus manihotis</i>	11,2	0,79	2,1	16,1	4,1
<i>Gigaspora margarita</i>	12,4	0,92	3,6	26,7	6,6
<i>Gigaspora</i> sp.	5,7	0,33	3,7	22,9	7,0
<i>Entrophospora colombiana</i>	3,7	0,29	5,6	53,6	8,6
<i>Gigaspora gigantea</i>	2,9	0,27	3,7	19,5	12,9
Dms (P = 0,05)	4,2	0,13	2,7	23,1	5,4

Fonte: Adaptado de Diederichs, 1987.

Os dados indicam que a resistência dessa planta hospedeira pode ser significativamente alterada por meio da simbiose micorrízica, e que o grau dessa resistência depende da espécie de fungo micorrízico arbuscular. Observa-se, por exemplo, que as plantas colonizadas pelas espécies *Glomus manihotis* e *Gigaspora margarita* desenvolveram menos galhas em suas raízes, e que o peso fresco dessas foi em média quatro vezes maior do que o das plantas sem micorriza ou daquelas colonizadas por espécies de fungos micorrízicos arbusculares menos eficientes para essa cultura.

## Capítulo 6

# Utilização da micorriza arbuscular, dependência micorrízica das plantas e práticas agrícolas

O manejo dos fungos micorrízicos arbusculares pode ser conduzido por meio de ações que visem à comunidade nativa de fungos micorrízicos arbusculares no solo ou à introdução de espécies desses fungos, via inoculação artificial, quando a comunidade nativa é baixa ou ineficiente.

Atualmente, o processo de inoculação é viável em condições que impliquem uso de quantidades reduzidas de inoculantes e processos simplificados de aplicação, como no caso de plantas que passam pela formação de mudas antes de serem transplantadas ao campo (confira Cap. 5 desta obra). Nesse caso, quantidades pré-definidas de inoculante, o qual é geralmente composto por um substrato com diferentes espécies de fungos micorrízicos arbusculares (confira Cap. 3 desta obra), são aplicadas no sulco de plantio das plântulas, na profundidade de 3 cm a 5cm.

A inoculação poderia ser também a forma mais simplificada de incluir o uso da micorriza arbuscular em campo nos sistemas de produção. Entretanto, conforme discutido anteriormente, por causa das limitações ainda existentes quanto à produção e aplicação de inoculantes em grandes áreas, o manejo dos fungos micorrízicos arbusculares nativos por meio de práticas agrícolas é a maneira mais viável para incorporar os efeitos benéficos da micorriza arbuscular na agricultura, em vastas áreas tropicais, como na região do Cerrado (confira Cap. 5 desta obra). Nesse caso, é

necessário conhecer previamente a dependência micorrízica das diferentes culturas a serem utilizadas no sistema de produção, para que o processo de rotação seja adequado.

Como apresentado no Capítulo 4, as plantas apresentam diferentes graus de dependência micorrízica (MIRANDA; MIRANDA, 2004) e, de maneira diferenciada, beneficiam a multiplicação das estruturas dos fungos no solo. São consideradas como mais dependentes da micorriza arbuscular as espécies de plantas que apresentam raízes grossas e com poucos pêlos radiculares, como a mandioca e o citrus, além de várias leguminosas, entre outras, o feijão.

A dependência micorrízica é definida, segundo Gerdemann (1975), como “o grau de dependência da planta da condição micorrízica, para atingir seu crescimento ou produtividade máximos, num determinado nível de fertilidade do solo”. Essa dependência é calculada pela diferença entre os pesos secos de plantas inoculadas e não-inoculadas como um percentual do peso seco de plantas inoculadas (Tabela 25). Nesse caso, a dependência micorrízica é 100 % quando a espécie de planta não cresce na ausência da micorriza arbuscular (altamente dependente) e 0 % quando a espécie de planta não é dependente da micorriza. Janos (2007), ao realizar um refinamento das definições de conceitos comuns sobre micorrizas, propõe a terminologia “responsividade” para o conceito definido por Gerdemann (1975).

A soja, por exemplo, é uma planta cultivada em grande escala na região do Cerrado e tem boa adaptabilidade em diferentes solos e condições climáticas. Seu potencial produtivo, entretanto, só pode ser alcançado pelo manejo cuidadoso do solo e da cultura. Os dados de pesquisa mostram que a dependência micorrízica da soja é, em geral, elevada, podendo atingir cerca de 80 % (Tabela 46). Isso é, até 80 % do crescimento dessas plantas pode depender da associação com os fungos micorrízicos arbusculares no solo. Mesmo em solo adequadamente corrigido e adubado, do qual se

pode esperar uma menor eficiência da micorriza arbuscular em virtude da alta disponibilidade de fósforo (MIRANDA et al., 1984), a sua participação no crescimento das plantas de soja se faz presente. Pode-se observar, na Tabela 47, que o crescimento de duas variedades de soja, em condições adequadas de acidez e de alta fertilidade do solo, ainda foi cerca de 20 % maior em presença dos fungos micorrízicos arbusculares nativos. Nesse caso, a produção de matéria seca das plantas com micorriza, assim como os teores de fósforo e de nitrogênio, foi maior do que a das plantas sem micorriza arbuscular.

**Tabela 46.** Produção de matéria seca e dependência micorrízica de soja, com e sem inoculação do fungo micorrízico arbuscular, *Glomus etunicatum*, em Latossolo Vermelho previamente esterilizado a vapor e com 4,5 t ha<sup>-1</sup> de calcário e 200 kg ha<sup>-1</sup> de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>.

Micorriza	Matéria seca (g vaso <sup>-1</sup> )	Dependência micorrízica (%) <sup>(1)</sup>
Com	6,78	77
Sem	1,54	

<sup>1</sup> Dependência micorrízica = Matéria seca com micorriza - Matéria seca sem micorriza / Matéria seca com micorriza x100.

Fonte: Dados adaptados de Miranda e Miranda, 2002b.

**Tabela 47.** Produção de matéria seca (MS) e teores de fósforo (P) e nitrogênio (N) nas plantas de duas variedades de soja, em Latossolo Vermelho, coletadas na área experimental, com pH de 5,9 e teor de fósforo de 26 mg kg<sup>-1</sup> de fósforo, e com (CM = Natural) e sem (SM = Esterilizado, com reposição da microflora e fauna do solo) a presença de fungos micorrízicos arbusculares.

Variedades de Soja	MS (g vaso <sup>-1</sup> )		P (g kg <sup>-1</sup> )		N (g kg <sup>-1</sup> )	
	CM	SM	CM	SM	CM	SM
Milena	5,78	4,70	1,87	0,78	23	20
Conquista	5,48	4,70	1,72	0,81	24	19

Fonte: Miranda e Miranda, 2002b.

Em geral, têm sido observados, em campo, aumentos de cerca de 200 kg ha<sup>-1</sup> de grãos de soja em função da micorriza arbuscular, seja por meio do aumento da comunidade nativa dos fungos micorrízicos arbusculares no solo, seja do efeito residual da inoculação inicial de uma espécie de fungo micorrízico arbuscular (confira no Cap. 5 desta obra).

Assim como a soja, a mandioca é cultivada na região dos Cerrados e tem um papel importante na alimentação humana e animal, como matéria-prima para inúmeros produtos industriais. Estima-se que cerca de 10 % da área plantada e 10 % da produção nacional da mandioca estão localizados nessa região (SOUZA et al., 2003). Os dados apresentados na Tabela 48 mostram que a dependência micorrízica da mandioca foi, também, em torno de 80 % nas diferentes condições de acidez e fertilidade do solo.

**Tabela 48.** Produção de matéria seca (MS), teor de fósforo na parte aérea (P) e dependência micorrízica (DM) da mandioca, cultivada em Latossolo Vermelho, em função da calagem e adubação fosfatada executadas em campo, e com (natural) e sem (esterilizado, com reposição da microflora e fauna do solo) a presença de fungos micorrízicos arbusculares. Solo proveniente das parcelas experimentais após 15 meses de cultivo.

Micorriza arbuscular	Doses de Calcário (t ha <sup>-1</sup> )						Doses de Fósforo (kg ha <sup>-1</sup> de P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> )					
	2	4	2	4	2	4	50	100	50	100	50	100
	MS (g planta <sup>-1</sup> )		P (g kg <sup>-1</sup> )		DM (%) <sup>(1)</sup>		MS (g planta <sup>-1</sup> )		P (g kg <sup>-1</sup> )		DM (%)	
Com	5,34	6,90	1,50	0,90	78	82	4,27	6,77	1,31	1,13	80	80
Sem	1,16	1,25	0,66	0,54	-	-	0,87	1,34	0,57	0,60	-	-

<sup>1</sup> DM = Matéria seca com micorriza - Matéria seca sem micorriza / Matéria seca com micorriza x100. Fonte: Dados adaptados de Miranda et al., 2005a.

Assim, ao manejar os sistemas de produção, para favorecer a simbiose micorrízica (MIRANDA et al., 2001; MIRANDA et al., 2005b; MIRANDA; MIRANDA, 2007a,b), como apresentado nos Capítulos 4 e 5,

recomenda-se utilizar plantas dependentes ou responsivas à micorriza arbuscular no processo de rotação, principalmente no cultivo seguinte ao cultivo de plantas menos dependentes ou não-dependentes da associação. Por exemplo, a utilização do arroz, o qual apresenta baixa dependência micorrízica, no primeiro ano de cultivo de um solo de Cerrado virgem, não seria adequada do ponto de vista da micorriza, podendo causar uma redução na produtividade da cultura subsequente, como, por exemplo, da soja ou do feijão. Baseando-se em dados de pesquisa (HOWELER et al., 1987; MIRANDA; MIRANDA, 2001), foi estabelecida, então, uma tabela com indicações do percentual de dependência micorrízica de várias culturas anuais e perenes, gramíneas e leguminosas, em solo com baixa disponibilidade de fósforo, os quais são apresentados na Tabela 49 e Fig. 38. Deve-se salientar, entretanto, que podem ocorrer variações no grau de dependência micorrízica entre variedades e cultivares de uma mesma cultura (confira Cap. 5 desta obra) (HOWELER et al., 1987), e as indicações na Tabela 49 representam, por conseguinte, a média do comportamento observado entre elas.

Portanto, a utilização de culturas e cultivares dependentes da simbiose é importante não somente no sistema de rotação de culturas, mas também de sistemas de produção. Como mencionado no Capítulo 4, avaliações feitas em áreas nas quais lavoura e pecuária são integradas mostram que esses sistemas são benéficos para os aspectos quantitativos e qualitativos da comunidade micorrízica nativa. Os dados obtidos mostram que as pastagens puras e consorciadas estimulam, sobretudo, a multiplicação de esporos dos fungos micorrízicos arbusculares, enquanto a lavoura propicia o aumento do número de espécies desses fungos no solo. Esse aspecto é relevante, pois a rotação de culturas anuais com pastagens é indicada como uma das alternativas para manter os solos do Bioma Cerrado produtivos de forma sustentável, uma vez que mantém ou melhora as propriedades físicas, químicas e biológicas do solo. Além disso,

pode-se esperar um aumento da produção de grãos e do rebanho bovino, a recuperação das pastagens degradadas, uma menor pressão para abertura de novas áreas e maior sustentabilidade no uso dos recursos naturais (MIRANDA; MIRANDA, 2007c; VILELA et al., 2002).

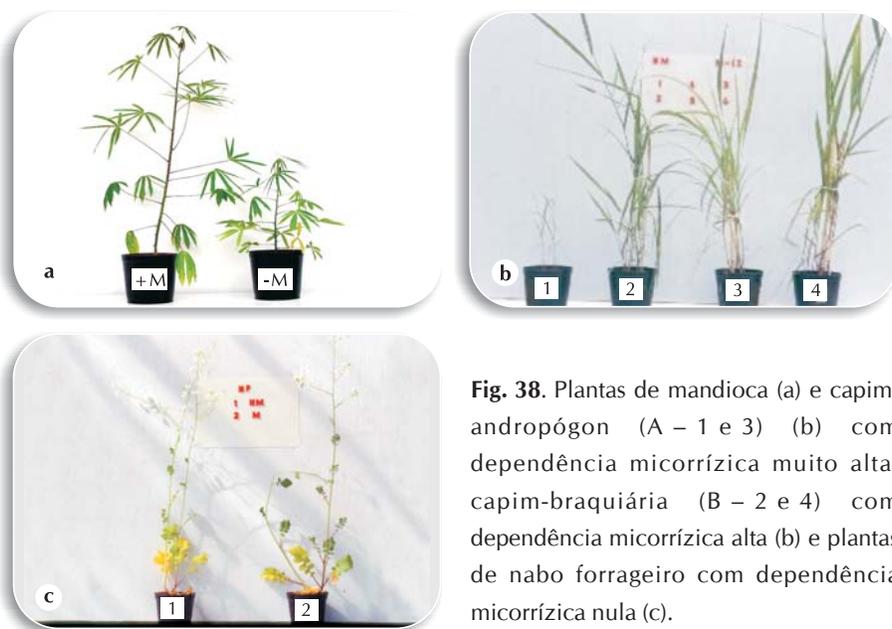
**Tabela 49.** Classificação da dependência micorrízica de diferentes culturas anuais, perenes e adubos verdes. Representação média do comportamento de diversas variedades/cultivares.

Plantas	Dependência Micorrízica <sup>(1)</sup>				
	Muito alta	Alta	Média	Baixa	Nula
Arroz				X	
Feijão		X			
Mandioca	X				
Milho		X			
Soja		X			
Sorgo		X			
Trigo			X		
Andropógon	X				
Arachis		X			
Braquiária		X			
Centrosema	X				
Estilosantes	X				
Leucena		X			
Panicum			X		
Crotalária		X			
Feijão-de-porco		X			
Nabo forrageiro					X

<sup>1</sup> Muito alta = > 75 %; Alta = 51 %-75 %; Média = 26 %-50 %; Baixa = 1 %-25 %, Nula = 0 %.  
 Fonte: Dados adaptados de Howeler et al., 1987; Miranda e Miranda, 2001.

O manejo da comunidade micorrízica por meio da utilização de adubos verdes é igualmente importante nos sistemas de produção (MIRANDA; MIRANDA, 2006). Em solos de Cerrado, o aumento no potencial de inóculo do solo é essencial em áreas recém-abertas e, sobretudo,

quando seu primeiro cultivo é realizado com culturas, como a soja, que, como já documentado anteriormente, desenvolve a micorriza arbuscular gradativamente, e pode, então, apresentar um decréscimo na produção de grãos. Esse aumento pode ser proporcionado por meio do cultivo de plantas de adubos verdes, como a mucuna (MIRANDA; MIRANDA, 2004, 2006), logo após a abertura da área. O cultivo dessas plantas na entressafra, independentemente do sistema de plantio, é também um fator relevante de multiplicação e preservação da micorriza arbuscular e de seus efeitos sobre a cultura subsequente. Miranda e Miranda (2007a) observaram em um ensaio em vasos, no qual a comunidade micorrízica foi mantida ativa em uma parte do solo e inativada em outra, que a ausência de plantas de cobertura, no campo, no período seco, reduziu em 11 % a atuação da simbiose micorrízica sobre o crescimento do milho (Tabela 50). Outros dados, obtidos em condições de campo, mostram que a ausência de plantas de cobertura no sistema de rotação resultou na redução de 2 t ha<sup>-1</sup> de grãos de milho sob plantio convencional (MIRANDA et al., 2005c).



**Fig. 38.** Plantas de mandioca (a) e capim-andropógon (A – 1 e 3) (b) com dependência micorrízica muito alta, capim-braquiária (B – 2 e 4) com dependência micorrízica alta (b) e plantas de nabo forrageiro com dependência micorrízica nula (c).

**Tabela 50.** Produção de matéria seca de milho cultivado em Latossolo Vermelho, com e sem cobertura de mucuna no período seco, e corrigido e adubado, em campo, em ausência e presença da micorriza arbuscular.<sup>(1)</sup>

Micorriza	Cobertura vegetal	
	Com	Sem
	Matéria seca (g vaso <sup>-1</sup> )	
Com	15,0a	13,3a
Sem	11,1ab	9,2b
	Esporos (n° 50 g <sup>-1</sup> )	
Com	381a	256b
	Colonização radicular (%)	
Com	82a	70b

<sup>1</sup> Médias seguidas da mesma letra, dentro de cada parâmetro, não diferem significativamente a 5 % de probabilidade, pelo teste de Duncan.

Fonte: Miranda e Miranda, 2007a.

Em relação aos corretivos e fertilizantes utilizados, é essencial considerar a participação da micorriza arbuscular, a qual altera, significativamente, a resposta das plantas a esses insumos, influenciando na eficiência de seu uso. Os fungos micorrízicos arbusculares têm, portanto, participação efetiva nas recomendações de manejo da fertilidade do solo, tornando-se importante avaliar, também, a condição micorrízica do solo em áreas com calagem e fontes de fertilizantes em geral, conforme sugerido igualmente por Tinker (1986).

Conclui-se, portanto, que, no manejo de sistemas de produção, é importante e necessário considerar todas as práticas agrícolas envolvendo as espécies de plantas e o uso de insumos, que permitam a manutenção e o funcionamento do sistema micorrízico, em função dos benefícios que esse proporciona ao crescimento e produtividade das culturas. Além de se obter maiores retornos econômicos dos insumos utilizados, as condições ambientais e a sustentabilidade dos sistemas agrícolas são preservadas.

## Considerações finais

A comunidade dos fungos micorrízicos arbusculares presentes num solo pode contribuir de forma relevante para a manutenção da biodiversidade das plantas nos ecossistemas naturais e para o funcionamento dos agroecossistemas. A diversidade das plantas, a absorção de nutrientes e o acréscimo da produtividade aumentam significativamente com a quantidade e riqueza de espécies desses fungos no solo e enfatizam a necessidade de se proteger essa comunidade e considerá-la como componente em futuras práticas de manejo de maneira a resguardar e manter os diversos ecossistemas.

São inúmeros os efeitos dos fungos micorrízicos arbusculares sobre as plantas em geral, assim como aqueles causados pelo manejo de solos e culturas sobre essa comunidade nos agroecossistemas, particularmente nos Cerrados ou savanas brasileiras. A comunidade micorrízica dos solos pode ser considerada, então, um dos bioindicadores de sua qualidade e sustentabilidade. Esses microrganismos detectam precocemente as alterações provocadas pelas diferentes práticas agrícolas, em um estágio anterior ao das mudanças dos parâmetros químicos e físicos, podendo contribuir preventivamente para a utilização adequada e a preservação dos recursos naturais.

Com base nos estudos apresentados, vislumbra-se, então, a possibilidade de que, num futuro próximo, determinações de propriedades biológicas do solo, como a sua comunidade micorrízica, façam parte da rotina de análises de solo, em conjunto com as propriedades químicas e físicas. A caracterização desse componente biológico do solo é um instrumento importante de avaliação da eficiência dos insumos recomendados e dos efeitos de defensivos agrícolas, principalmente, fungicidas sistêmicos. É importante, também, na tomada de decisões com relação aos sistemas de manejo a serem adotados na propriedade rural, visando à melhoria e à manutenção da qualidade do solo e à agregação de valor aos produtos agrícolas, pela utilização de sistemas de manejo rentáveis e de baixo impacto ambiental.

Aumentar a comunidade micorrízica do solo significa aumentar também o seu teor de glomalina, a glicoproteína que desempenha papel importante no seqüestro de carbono no solo e na redução de emissão de gases para a atmosfera. Face ao aquecimento global, avaliar a produção de glomalina em solos de Cerrado, sob diferentes sistemas de uso da terra, é também importante e necessário.

Adicionalmente, com a incorporação da tecnologia de inoculação de fungos micorrízicos arbusculares na produção de mudas, surge a necessidade de se avaliar seus efeitos nas diferentes espécies, frutíferas e florestais, nativas ou exóticas ao Bioma Cerrado.

## Referências

- ABBOTT, L. K. Comparative anatomy of vesicular-arbuscular mycorrhizas formed on subterranean clover. **Australian Journal of Botany**, Victoria, v. 30, p. 485-499, 1982.
- ABBOTT, L. K.; GAZEY, C. An ecological view of the formation of VA mycorrhizas. **Plant and Soil**, The Hague, v. 159, p. 69-78, 1994.
- ABBOTT, L. K.; ROBSON, A. D. The role of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in agriculture and the selection of fungi for inoculation. **Australian Journal for Agricultural Research**, Melbourne, v. 33, p. 389-408, 1982.
- ABBOTT, L. K.; ROBSON, A. D. Factors influencing the occurrence of vesicular-arbuscular mycorrhizas. **Agriculture Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v. 35, p. 121-150, 1991.
- ABBOTT, L. K.; ROBSON, A. D. The impact of agricultural practices on mycorrhizal fungi. In: PANKHURST, C. E.; DOUBE, B. M.; GUPTA, V. V. S. R.; GRACE, P. R. (Ed.). **Soil biota: management in sustainable farming systems**. Victoria: CSIRO, 1994. p. 88-95.
- ALEXANDER, I. J.; HÖGGER, P. Ectomycorrhizas of tropical angiospermous trees. **New Phytologist**, Oxford, v. 102, p. 541-549, 1986.
- AL-KARAKI, G.; MCMICHAEL, B.; ZAK, J. Field response of wheat to arbuscular mycorrhizal fungi and drought stress. **Mycorrhiza**, Berlin, v. 14, p. 263-269, 2004.
- ALLEN, E. B.; ALLEN, M. F. Competition between plants of different successional stages: mycorrhizae as regulators. **Canadian Journal of Botany**, Ottawa, v. 62, p. 2625-2629, 1984.
- ALLEN, M. F. (Ed.). **Mycorrhizal functioning**. London: Chapman Hall, 1992. 515 p.
- AMES, R. N.; REID, C. P. P.; PORTER, L. K.; CAMBARDELLA, C. Hyphal uptake and transport of nitrogen from two <sup>15</sup>N-labelled sources by *Glomus mosseae*, a vesicular-arbuscular mycorrhizal fungus. **New Phytologist**, Oxford, v. 95, p. 381-396, 1983.

AMIJEE, F.; TINKER, P. B.; STRIBLEY, D. P. The development of endomycorrhizal root systems. VII. A detailed study on effects of soil phosphorus on colonization. **New Phytologist**, Oxford, v. 111, p. 435-446, 1989.

ANDRADE, L. R. M.; MIRANDA, J. C. C.; FALEIRO, A. S. G.; NASCIMENTO, M. T.; SOBRINHO, D. A.; SILVA, H. C. Efeitos de rochas potássicas e fungos micorrízicos arbusculares no crescimento de plantas de soja. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FISILOGIA VEGETAL, 10.; CONGRESSO LATINO AMERICANO DE FISILOGIA VEGETAL, 12., 2005, Recife. **Anais...** Recife: SBFV, 2005. 1 CD-ROM.

ANGHINONI, I.; BARBER, S. A. Predicting the most efficient phosphorus placement for corn. **Soil Science Society of American Journal**, Madison, v. 44, p. 1016-1020, 1980.

ASAI, T. Über das vorkommen und die bedeutung des wurzelpilze in den landpflanzen. **Journal of Botany**, London, v. 7, p. 107-150, 1943.

BAGYARAJ, D. J. Biological interactions with VA micorrhizal fungi. In: POWELL, C. L.; BAGYARAJ, D. J. (Ed.). **VA Mycorrhiza**. Boca Raton: CRC Press, 1984. p.131-153.

BARBER, S. A. Rhizosphere microorganisms, mycorrhizae and root hairs. In: BARBER, S. A. (Ed.). **Soil nutrient bioavailability: a mechanistic approach**. 2nd. ed. New York: J. Willey, 1995. p. 157-179.

BAREA, J. M. Vesicular arbuscular mycorrhizae as modifiers of soil fertility. **Advances in Soil Science**, New York, v. 15, p. 1-39, 1991.

BELLEI, M. M.; CARVALHO, E. M. Ectomicorizas. In: CARDOSO, E. J. B. N.; TSAI, S. M.; NEVES, M. C. P. (Coord.). **Microbiologia do solo**. Campinas: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 1992. p. 297-318.

BEVER, J. D. Host-specificity of AM fungal populations growth rates can generate feedback on plant growth. **Plant and Soil**, The Hague, v. 244, p. 281-290, 2002.

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

BOLAN, N. S. A critical review on the role of mycorrhizal fungi in the uptake of phosphorus by plants. **Plant and Soil**, The Hague, v. 134, p. 189-207, 1991.

BONONI, V. L. R.; TRUFEM, S. F. B. Endomicorizas vesiculo arbusculares do Cerrado da reserva biológica de Moji-Guaçú, São Paulo, Brasil. **Rickia**, São Paulo, v. 10, p. 55-84, 1983.

BOWEN, W. T. **Estimating the nitrogen contribution of legumes to succeeding maize on an oxisol in Brazil**. 1987. 178 p. Tese (Doutorado) - Cornell University, Ithaca.

BRUNDRETT, M. Mycorrhizas in natural ecosystems. **Advanced Ecological Research**, New York, v. 21, p. 171-313, 1991.

BRUNDRETT, M. Coevolution of roots and mycorrhizas of land plants. **New Phytologist**, Oxford, v. 154, p. 275-304, 2002.

BUCHER, M. Functional biology of plant phosphate uptake at root and mycorrhiza interfaces. **New Phytologist**, Oxford, v. 173, p. 11-26, 2007.

BURLE, M. L.; CARVALHO, A. M.; AMABILE, R. F.; PEREIRA, J. Caracterização das espécies de adubo verde. In: CARVALHO, A. M.; AMABILE, R. F. (Ed.). **Cerrado: adubação verde**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2006. p. 71-142.

CAVALCANTE, U. M. T.; MAIA, L. C.; MELO, A. M. M.; SANTOS, V. F. Influência da densidade de fungos micorrízicos arbusculares na produção de mudas de maracujazeiro-amarelo. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 37, p. 643-649, 2002.

CHEN, B.; ROOS, P.; BORGGGAARD, O. K.; ZHU, Y. G.; JAKOBSEN, I. Mycorrhiza and root hairs in barley enhance acquisition of phosphorus and uranium from phosphate rock but mycorrhiza decreases root to shoot uranium transfer. **New Phytologist**, Oxford, v. 165, p. 591-598, 2005.

CHIOSSI, N. J. Ocupação do solo e impacto ambiental. **Revista Brasileira de Tecnologia**, Brasília, v. 13, p. 44-51, 1982.

CHU, E. Y.; MÖLLER, M. R. F.; CARVALHO, J. G. Efeitos da inoculação micorrízica em mudas de gravioleira em solo fumigado e não fumigado. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 36, p. 671-680, 2001.

COLOZZI-FILHO, A.; SIQUEIRA, J. O.; SAGGIN JÚNIOR, O. J.; GUIMARÃES, P. T. G.; OLIVEIRA, E. Efetividade de diferentes fungos micorrízicos arbusculares na formação de mudas, crescimento pós-transplante e produção do cafeeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 29, p. 1397-1406, 1994.

COOLEN, W. R. Methods for the extraction of *Meloidogyne* spp. and other nematodes from roots and soil. In: LAMBERTI, F.; TAYLOR, C. E. (Ed.). **Root-knot nematodes (*Meloidogyne* species): systematics, ecology and control**. London: Academic Press, 1979. p. 317-329.

CORKIDI, L.; ALLEN, E. B.; MERHAU, T. D.; ALLEN, M. F.; DOWNER, J.; BOHN, J.; EVANS, M. Assessing the infectivity of commercial mycorrhizal inoculants in plant nursery conditions. **Journal of Environmental Horticulture**, Washington, v. 22, p. 149-154, 2004.

CORNIS, D. Glomalin, hiding place for a third of the world's stored soil carbon. **Agricultural Research**, Washington, v. 50, n. 9, p. 4, 2002.

CORREIA, J. R.; REATTO, A.; SPERA, S. T. Solos da região dos Cerrados e suas relações com o uso e o manejo. In: SOUSA, D. M. G.; LOBATO, E. (Ed.). **Cerrado: correção do solo e adubação**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2002. p. 29-61.

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

CUI, M.; CALDWELL, M. M. Facilitation of plant phosphate acquisition by arbuscular mycorrhizas from enriched soil patches. I. Roots and hyphae exploiting the same soil volume. **New Phytologist**, Oxford, v. 133, p. 453-460, 1996a.

CUI, M.; CALDWELL, M. M. Facilitation of plant phosphate acquisition by arbuscular mycorrhizas from enriched soil patches. II. Hyphae exploiting root-free soil. **New Phytologist**, Oxford, v. 133, p. 461-467, 1996b.

DALPÉ, Y. Vesicular arbuscular mycorrhiza. In: CARTER, M. R. (Ed.). **Soil sampling and methods of analysis**. Ottawa: Canadian Society of Soil Science, 1993. p. 287-301.

DANIELS, B. A.; SKIPPER, H. D. Methods for the recovery and quantitative estimation of propagules from soil. In: SCHENCK, N. C. (Ed.). **Methods and principles of mycorrhizal research**. 2nd. ed. St. Paul: The American Phytopathological Society, 1984. p. 29-35.

DECLERCK, S.; STRULLU, D. G.; FORTIN, J. A. **In vitro culture of mycorrhizas**. Berlin: Springer, 2005. 388 p.

DIEDERICHS, C. Improved growth of *Cajanus cajan* (L.) Millsp. in an unsterile soil by three mycorrhizal fungi. **Plant and Soil**, The Hague, v. 123, p. 261-266, 1990.

DIEDERICHS, C. Interaction between five endomycorrhizal fungi and the root-knot nematode *Meloidogyne javanica* on chickpea under tropical conditions. **Tropical Agriculture**, Trinidad, v. 64, p. 353-355, 1987.

DIEDERICHS, C. Influence of different P sources on the efficiency of several tropical endomycorrhizal fungi in promoting growth of *Zea mays* L. **Fertilizer Research**, The Hague, v. 30, p. 39-46, 1991.

DRIVER, J. D.; HOLBEN, W. E.; RILLIG, M. C. Characterization of glomalin as a hyphal wall component of arbuscular mycorrhizal fungi. **Soil Biology and Biochemistry**, Amsterdam, v. 37, p. 101-106, 2005.

DODD, J. C.; ARIAS, I.; KOOMEN, I.; HAYMAN, D. S. The management of populations of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in acid-infertile soils of a savanna ecosystem. I. The effect of pre-cropping and inoculation with VAM-fungi on plant growth and nutrition in the field. **Plant and Soil**, The Hague, v. 122, p. 229-240, 1990a.

DODD, J. C.; ARIAS, I.; KOOMEN, I.; HAYMAN, D. S. The management of populations of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in acid-infertile soils of a savanna ecosystem. II. The effects of pre-crops on the spore populations of native and introduced VAM-fungi. **Plant and Soil**, The Hague, v. 122, p. 241-247, 1990b.

DODD, J. C.; GIANINAZZI-PEARSON, V.; ROSENDAHL, S.; WALKER, C. European Bank of Glomales: an essential tool for efficient international and interdisciplinary collaboration. In: GIANINAZZI, S.; SCHÜEPP, H. (Ed.). **Impact of arbuscular mycorrhizas on sustainable agriculture and natural ecosystems**. Basel: Birkhäuser Verlag, 1994. p. 41-45.

DONCASTER, C. C. A counting dish for nematodes. **Nematologica**, Lisse, v. 7, p. 334-337, 1962.

EMBRAPA. Centro de Pesquisa Agropecuária dos Cerrados. **Relatório técnico anual do Centro de Pesquisa Agropecuária dos Cerrados 1977/1978**. Planaltina, DF, 1979. p. 106-112.

EMBRAPA CERRADOS. **Estabelecimento e utilização do estilosantes Mineirão**. Planaltina, DF, 1998. 6 p. (Embrapa Cerrados. Comunicado Técnico, 74).

EOM, A. H.; HARTNETT, D. C.; WILSON, G. W. T. Host plant species effects on arbuscular mycorrhizal fungal communities in tallgrass prairie. **Oecologia**, Berlin, v. 122, p. 435-444, 2000.

FARIA, F. C. **Efeito de associações micorrízicas na eficiência e competitividade de estirpes de rizóbio no feijoeiro**. 1998. 105 p. Dissertação (Mestrado) - Universidade de Brasília, Brasília.

FELDMANN, F.; MIRANDA, J. C. C.; SOUSA, A. G. C. Mycorrhizal situation of native trees in the Brazilian tropical ecosystems Varzea, Igapó, Terra Firme and Cerrados. In: SYMPOSIUM "TROPISCHE NUTZPFLANZEN", 1993, Hamburg. **Biologie, ökologie, okonomie**: abstracts. Hamburg: Institut for Angewandte Botanik, Universität Hamburg, 1993. p. 91.

FERRAZ, J. M. G. Levantamento de micorriza vesículo-arbuscular em culturas da Amazônia. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Campinas, v. 3, p. 194-196, 1979.

FERGUSON, J. J.; WOODHEAD, S. H. Increase and maintenance of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. In: SCHENCK, N. C. (Ed.). **Methods and principles of mycorrhizal research**. 2nd. ed. St. Paul: The American Phytopathological Society, 1984. p. 47-58.

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. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 38, p. 257-266, 2003.

FRANCO, A. A.; CAMPELLO, E. F.; SILVA, E. M. R.; FARIA, S. M. **Revegetação de solos degradados**. Seropédica: Embrapa-CNPBS, 1992. 11 p. (Embrapa-CNPBS. Comunicado Técnico, 9).

GERDEMANN, J. W. Vesicular-arbuscular mycorrhizae. In: TORREY, J. G.; CLARKSON, D. T. (Ed.). **The development and function of roots**. London: Academic Press, 1975. p. 575-591.

GAUR, A.; ADHOLEYA, A. Prospects of arbuscular mycorrhizal fungi in phytoremediation of heavy metal contaminated soils. **Current Science**, Bangalore, v. 86, p. 528-534, 2004.

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

GERDEMANN, J. W.; TRAPPE, J. M. **Endogonaceae in the Pacific Northwest**. New York: The New York Botanical Garden, 1974. 76 p. (Mycologia Memoir, 5).

GIANINAZZI, S.; VOSÁTKA, M. Inoculum of arbuscular mycorrhizal fungi for production systems: science meets business. **Canadian Journal of Botany**, Ottawa, v. 82, p. 1264-1271, 2004.

GILMORE, A. E. Phycomycetous mycorrhizal organisms collected by open-pot culture methods. **Hilgardia**, Berkeley, v. 39, p. 87-105, 1968.

GIOVANNETTI, M.; FORTUNA, P.; CITERNESI, A. S.; MORINI, S.; NUTI, M. P. The occurrence of anastomosis formation and nuclear exchange in intact arbuscular mycorrhizal networks. **New Phytologist**, Oxford, v. 151, p. 717-724, 2001.

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

GOEDERT, W. J. Management of the Cerrado soils of Brazil: a review. **Journal of Soil Science**, Oxford, v. 34, p. 405-428, 1983.

GRYNDLER, H.; VOSÁTKA, M. The response of *Glomus fistulosum* - maize mycorrhiza to treatments with culture fractions from *Pseudomonas putida*. **Mycorrhiza**, Berlin, v. 6, p. 207-211, 1996.

HARLEY, J. L. **The biology of mycorrhiza**. 2. ed. London: Leonard Hill, 1972. 334 p.

HARTNETT, D. C.; WILSON, G. W. T. The role of mycorrhizas in plant community structure and dynamics: lessons from grasslands. **Plant and Soil**, The Hague, v. 244, p. 319-331, 2002.

HAYMAN, D. S. Endomycorrhizae. In: DOMMERGUES, Y. R.; KRUPA, S. V. (Ed.). **Interactions between non-pathogenic soil microorganisms and plants**. Amsterdam: Elsevier, 1978. p. 401-458.

HEIJDEN, M. G. A.; KLIRONOMOS, J. N.; URSIC, M.; MOUTOGLIS, P.; STREITWOLF-ENGEL, R.; BOLLER, T.; WIEMKEN, A.; SANDERS, I. R. Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. **Nature**, London, v. 396, p. 69-72, 1998.

HEIJDEN, M. G. A.; SANDERS, I. R. **Mycorrhizal ecology**. Berlin: Springer, 2002. 469 p.

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

INSTITUTO BRASILEIRO DE MINERAÇÃO. Comissão Técnica de Meio Ambiente. Solo e biota. In: \_\_\_\_\_. **Mineração e meio ambiente**. Brasília, 1992. p. 43-51.

JANOS, D. P. Plant responsiveness to mycorrhizas differs from dependence upon mycorrhizas. **Mycorrhiza**, Berlin, v. 17, p. 75-91, 2007.

JASPER, D. A.; ABBOTT, L. K.; ROBSON, A. D. Soil disturbance reduces the infectivity of external hyphae of VA mycorrhizal fungi. **New Phytologist**, Oxford, v. 112, p. 91-99, 1989.

JOHNSON, D.; VANDENKOORNHUYSE, P. J.; LEAKE, J. R.; GILBERT, L.; BOOTH, R. E.; GRIME, J. P.; YOUNG, J. P. W.; READ, D. J. Plant communities affect arbuscular mycorrhizal fungal diversity and community composition in grassland microcosms. **New Phytologist**, Oxford, v. 161, p. 503-515, 2004.

JOHNSON, N. C.; PFLEGER, F. L. Vesicular-arbuscular mycorrhizae and cultural stresses. In: BETHLENFALVAY, G. J.; LINDERMAN, R. G. (Ed.). **Mycorrhizae in sustainable agriculture**. Madison: American Society of Agronomy, 1992. p. 71-99. (ASA. Special Publication, 54).

JOHNSON, N. C.; TILMAN, D.; WEDIN, D. Plant and soil controls on mycorrhizal fungal communities. **Ecology**, Lancaster, v. 73, p. 2034-2042, 1992.

JONES, P. C. T.; MOLLISON, J. E. A technique for the quantitative estimation of soil microorganisms. **Journal of General Microbiology**, Reading, v. 2, p. 54-69, 1948.

JONGMANS, A. G.; VAN BREEMEN, N.; LUNDSTRÖM, U.; VANS HEES, P. A. W.; FINLAY, R. D.; SRINIVASAN, M.; UNESTAM, T.; GIESLER, R.; MELDERUD, P. A.; OLSSON, M. Rock-eating fungi. **Nature**, London, v. 389, p. 682-683, 1997.

KLAUBERG-FILHO, O.; SIQUEIRA, J. O.; MOREIRA, F. M. S. Fungos micorrízicos arbusculares em solos de área poluída com metais pesados. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Campinas, v. 26, p. 125-134, 2002.

KOIDE, R. T.; MOSSE, B. A history of research on arbuscular mycorrhiza, **Mycorrhiza**, Berlin, v. 14, p. 145-163, 2004.

KUYPER, T. W.; CARDOSO, I. M.; ONGUENE, N. A.; VAN NOORDWIJK, M. Managing mycorrhiza in tropical multispecies agroecosystems. In: VAN NOORDWIJK, M.; CADISH, G.; ONG, C. K. (Ed.). **Below-ground interactions in tropical agroecosystems: concepts and models with multiple plant components**. Wallingford: CABI, 2004. p. 243-258.

LEITE, L. L.; MARTINS C. R.; HARIDASAN, M. Propriedades físico-hídricas do solo de uma cascalheira e de áreas adjacentes com vegetação nativa de campo sujo e cerrado no Parque Nacional de Brasília. In: SIMPÓSIO NACIONAL SOBRE RECUPERAÇÃO DE ÁREAS DEGRADADAS, 1992, Curitiba. **Anais**. Curitiba: UFPR: Fundação de Pesquisas Florestais do Paraná, 1992. p. 392-399.

LINDERMAN, R. G. Mycorrhizal interactions with the rhizosphere microflora: the mycorrhizosphere effects. **Phytopathology**, St.Paul, v. 78, p. 366-371, 1988.

LINDERMAN, R. G. Vesicular arbuscular mycorrhizae and soil microbial interactions. In: BETHLENFALVAY, G. J.; LINDERMAN, R. G. (Ed.). **Mycorrhizae in sustainable agriculture**. Madison: American Society of Agronomy, 1992. p. 45-70. (ASA. Special Publication 54).

LINDERMAN, R. G. Effects of mycorrhizas on plant tolerances to diseases. In: KAPULNIK, Y.; DOUDS, D. D. J. (Ed.). **Arbuscular mycorrhizas: physiology and function**. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers, 2000. p. 345-365.

LIU, A.; HAMEL, C.; HAMILTON, R. I.; MA, B. L.; SMITH, D. L. Acquisition of Cu, Zn, Mn and Fe by mycorrhizal maize (*Zea mays* L.) grown in soil at different P and micronutrient levels. **Mycorrhiza**, Berlin, v. 9, p. 331-336, 2000.

LOBATO, E. Adubação fosfatada em solos da Região Centro-Oeste. In: OLIVEIRA, A. J.; LOURENÇO, S.; GOEDERT, W. J. **Adubação fosfatada no Brasil**. Brasília: Embrapa-DID, 1982. 209 p. (Embrapa-DID. Documentos, 21).

LOPES, E. S.; SIQUEIRA, J. O. Vesicular-arbuscular mycorrhizas: their potential in phosphate nutrition in tropical regions. In: RUSSEL, R. S.; IGUE, K.; MEHTA, Y. R. (Ed.). **The soil-root system in relation to brazilian agriculture**. Londrina: IAPAR, 1981. p. 225-242.

LOPES, E. S.; OLIVEIRA, E.; DIAS, R.; SCHENCK, N. C. Ocurrence and distribution of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in coffee (*Coffea arabica* L.) plantations in Central São Paulo State, Brazil. **Turrialba**, San José, v. 33, p. 417-422, 1983.

MACEDO, M. C. M. Recuperação de áreas degradadas: pastagens e cultivos intensivos. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE CIÊNCIA DO SOLO, 24., 1993, Goiânia. **Resumos**. Goiânia: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 1993. p. 71-72.

MARTINS, C. R.; MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N. Contribuição de fungos micorrízicos arbusculares nativos no estabelecimento de *Aristida setifolia* kunth em áreas degradadas no cerrado. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 34, p. 665-674, 1999.

MASHIO, L.; GAIAD, S.; MONTOYA, L.; CURCIO, G. R.; RACHWALL, M. F. G.; CAMARGO, C. M. S.; BATTI, A. M. B. Microrganismos e autosustentação de ecossistemas em solos alterados. In: SIMPÓSIO NACIONAL SOBRE RECUPERAÇÃO DE ÁREAS DEGRADADAS, 1992, Curitiba. **Anais**. Curitiba: UFPR: Fundação de Pesquisas Florestais do Paraná, 1992. p. 440-445.

MENGE, J. A.; DAVIS, R. M.; JOHNSON, E. L. V.; ZENTMYER, G. A. Mycorrhizal fungi increase growth and reduce transplant injury in avocado. **California Agriculture**, Berkeley, v. 4, p. 6-7, 1978a.

MENGE, J. A.; LABANAUSKAS, C. K.; JOHNSON, E. L. V.; PLATT, R. G. Partial substitution of mycorrhizal fungi for phosphorus fertilization in the greenhouse culture of citrus. **Soil Science Society of American Journal**, Madison, v. 42, p. 926-930, 1978b.

MILLER, M. H.; McGONIGLE, T. P.; ADDY, H. D. Arbuscular mycorrhizae, biotechnological applications: an environmental sustainable biological agent. **Critical Reviews in Biotechnology**, Greensboro, v. 15, p. 241-255, 1995.

MIRANDA, J. C. C. Ocorrência de fungos endomicorrízicos nativos em um solo de Cerrado do Distrito Federal e sua influência na absorção de fósforo por *Brachiaria decumbens* Stapf. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Campinas, v. 5, p. 102-105, 1981.

MIRANDA, J. C. C. Influência de fungos endomicorrízicos inoculados a campo, na cultura de sorgo e soja em um solo sob Cerrado. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Campinas, v. 6, p. 19-23, 1982.

MIRANDA, J. C. C. **Effects of soil phosphorus on vesicular arbuscular mycorrhiza in a brazilian oxisol**. 1985. 227 p. Tese (Doutorado) - University of Reading, Reading.

MIRANDA, J. C. C. **A endomicorriza na região dos Cerrados**: uma revisão. Planaltina, DF: Embrapa-CPAC, 1992. 35 p. (Embrapa-CPAC. Documentos, 42).

MIRANDA, J. C. C.; FIALHO, J. F.; MIRANDA, L. N. **Importância da micorriza arbuscular para o cultivo da mandioca na Região do Cerrado**. Planaltina, DF: Embrapa-CPAC, 2005a. 4 p. (Embrapa-CPAC. Comunicado Técnico, 119).

MIRANDA, J. C. C.; HARRIS, P. J. Effects of soil phosphorus on spore germination and hyphal growth of arbuscular mycorrhizal fungi. **New Phytologist**, Oxford, v. 128, p. 103-108, 1994a.

MIRANDA, J. C. C.; HARRIS, P. J. The effect of soil phosphorus on the external mycelium growth of arbuscular mycorrhizal fungi at the early stages of mycorrhiza formation. **Plant and Soil**, The Hague, v. 166, p. 271-280, 1994b.

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

MIRANDA, J. C. C.; LOBATO, E.; MIRANDA, L. N. Dinâmica e contribuição da micorriza arbuscular na resposta de uma gramínea forrageira à adubação fosfatada. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE CIÊNCIA DO SOLO, 29., 2003, Ribeirão Preto. **Resumos expandidos**. Ribeirão Preto: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo: Universidade Estadual de São Paulo, 2003. 1 CD-ROM.

MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N. Efeito de fungos micorrízicos arbusculares nativos de cerrado no crescimento da soja adubada com nitrogênio ou inoculada com *Rhizobium*. In: SIMPÓSIO DO CERRADO, 8.; INTERNATIONAL SYMPOSIUM ON TROPICAL SAVANNAS, 1., 1996, Brasília. **Biodiversidade e produção sustentável de alimentos e fibras nos Cerrados**: anais. Planaltina, DF: Embrapa-CPAC, 1996a. p. 393-395.

MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N. Contribuição da micorriza arbuscular na resposta do sorgo à calagem, em solo glei pouco húmico da região do Cerrado. In: REUNIÃO BRASILEIRA DE FERTILIDADE DO SOLO E NUTRIÇÃO DE PLANTAS, 22., 1996, Manaus. **Resumos expandidos**. Manaus: Universidade do Amazonas, 1996b. p. 8-9.

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

MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N. **Introdução da tecnologia de inoculação com fungos micorrízicos arbusculares na produção de mudas em viveiros**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2000. 4 p. (Embrapa Cerrados. Comunicado Técnico, 24).

MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N. **Seleção e recomendação de uso de espécies de fungos micorrízicos arbusculares**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2001. 3 p. (Embrapa Cerrados. Comunicado Técnico, 52).

MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N. **Composição inoculante de fungos micorrízicos arbusculares e processo para a sua obtenção**. Brasília: Embrapa-SPRI, 2002a. 2 p. (Embrapa-SPRI. Portifólio de tecnologias protegidas).

MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N. **A importância da micorriza arbuscular para o cultivo da soja na Região dos Cerrados**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2002b. 4 p. (Embrapa Cerrados. Comunicado Técnico, 75).

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

MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N. **Dependência micorrízica de diferentes culturas anuais, adubos verdes e pastagens em solos de Cerrado**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2004. 4 p. (Embrapa Cerrados. Comunicado Técnico, 114).

MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N. Micorriza arbuscular e uso de adubos verdes em solos do Bioma cerrado In: CARVALHO, A. M.; AMABILE, R. F. (Ed.). **Cerrado: adubação verde**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2006. p. 69-123.

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

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

MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N. **Manejo da micorriza arbuscular em sistemas integrados de lavoura e pastagens no Cerrado**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2007c. (Embrapa Cerrados. Comunicado Técnico, 138).

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

MIRANDA, J. C. C.; SOUSA, D. M. G.; MIRANDA, L. N. Influência de fungos endomicorrízicos vesicular-arbusculares na absorção de fósforo e no rendimento de matéria seca de plantas de sorgo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Campinas, v. 8, p. 31-36, 1984.

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

MIRANDA, L. N.; MIRANDA, J. C. C.; REIN, T. A.; GOMES, A. C. Utilização de calcário em plantio direto e convencional de soja e milho em Latossolo Vermelho. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 40, p. 563-572, 2005c.

MIRANDA, L. N.; ROWELL, D. The effects of lime and phosphorus on the function of wheat roots in acid top soils and subsoils. **Plant and Soil**, The Hague, v. 104, p. 253-262, 1987.

MIRANDA, L. N.; ROWELL, D. Aluminium-phosphate interactions in wheat. **New Phytologist**, Oxford, v. 113, p. 7-12, 1989.

MORTON, J. B. Variation in mycorrhizal and spore morphology of *Glomus occultum* and *Glomus diaphanum* influenced by plant host and soil environment. **Mycologia**, New York, v. 77, p. 192-204, 1985.

MORTON, J. B. Effects of mountants and fixatives on wall structure and melzer's reaction in spores of two Acaulospora species (Endogonaceae). **Mycologia**, New York, v. 78, p. 787-794, 1986.

MORTON, J. B. Taxonomy of VA mycorrhizal fungi: classification, nomenclature and identification. **Mycotaxon**, Ithaca, v. 32, p. 267-324, 1988.

MORTON, J. B. Species and clones of arbuscular mycorrhizal fungi (*Glomales*, Zygomycetes): their role in macro-and microevolutionary processes. **Mycotaxon**, Ithaca, v. 37, p. 493-515, 1990.

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

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

MORTON, J. B.; BENTIVENGA, S. P. Levels of diversity in endomycorrhizal fungi (*Glomales*, Zygomycetes) and their role in defining taxonomic and non taxonomic groups. **Plant and Soil**, The Hague, v. 159, p. 47-59, 1994.

MORTON, J. B.; BENTIVENGA, S. P.; BEVER, J. D. Discovery, measurement, and interpretation of diversity in symbiotic endomycorrhizal fungi (*Glomales*, Zygomycetes). **Canadian Journal of Botany**, Ottawa, v. 73, p. 525-532, 1995.

MORTON, J. B.; BENTIVENGA, S. P.; WHEELER W. W. Germplasm in the international collection of arbuscular and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi (INVAM) and procedures for culture development, documentation and storage. **Mycotaxon**, Ithaca, v. 48, p. 491-528, 1993.

MORTON, J. B.; FRANK, M.; BENTIVENGA, S. P. Developmental foundations for morphological diversity among endomycorrhizal fungi in *Glomales* (Zygomycetes). In: VARMA, A.; HOCK, B. (Ed.). **Mycorrhiza: structure, function, molecular biology, and biotechnology**. Berlin: Springer-Verlag, 1994. p. 669-683.

MOSSE, B. Frutifications associated with mycorrhizal strawberry roots. **Nature**, London, v. 171, p. 974, 1953.

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

MOSSE, B. The regular germination of resting spores and some observations on the growth requirements of an *Endogone* sp. Causing vesicular-arbuscular mycorrhiza. **Transactions of the British Mycological Society**, London, v. 42, p. 273-286, 1959.

MOSSE, B. Effects of different *Endogone* strains on the growth of *Paspalum notatum*. **Nature**, London, v. 239, p. 221-223, 1972.

MOSSE, B. **Vesicular-arbuscular mycorrhiza research for tropical agriculture**. Hawaii: Institute for Tropical Agriculture and Human Resources, 1981. 82 p. (Research Bulletin, 194).

MYCOSYM INTERNATIONAL AG. **Plant vitalizing systems**. 2005. Disponível em: <<http://www.mycosym.com/index.htm>>. Acesso em: 10 set. 2007.

NAIR, M. G.; SAFIR, G. R.; SIQUEIRA, J. O. Isolation and identification of vesicular-arbuscular mycorrhiza-stimulatory compounds from clover (*Trifolium repens*) roots. **Applied and Environmental Microbiology**, Washington, v. 57, p. 434-439, 1991.

NEPSTAD, D. C.; UHL, C.; SERRÃO, E. A. S. Recuperation of a degraded Amazonian landscape: forest recovery and agricultural restoration. **Ambio-Journal of the Human Environment Research and Management**, Stokholm, v. 20, p. 248-255, 1991.

NICOLSON, T. H. Vesicular-arbuscular mycorrhiza: a universal plant symbiosis. **Science Progress**, Oxford, v. 55, p. 561-581, 1967.

NORRIS, J. R.; RED, D. J.; VARMA, A. K. **Methods in microbiology**: techniques for the study of mycorrhiza. London: Academic Press, 1992. v. 4, 450 p.

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

OEHL, F.; SIEVERDING, E.; INEICHEN, K.; RIS, E. A.; BOLLER, T.; WIEMKEN, A. Community structure of arbuscular mycorrhizal fungi at different soil depths in extensively and intensively managed agroecosystems. **New Phytologist**, Oxford, v. 165, p. 273-283, 2005.

O'KEEFE, D. M.; SYLVIA, D. M. Mechanisms of the vesicular-arbuscular mycorrhizal plant-growth response. In: ARORA, D. K.; RAI, B.; MUKERJI, D. G.; KNUDSEN, G. R. (Ed.). **Handbook of applied mycology**. New York: M. Dekker, 1991. p. 35-53.

OLIVEIRA, R. S. **Alterações na dinâmica da competição entre estirpes de rizóbio pelos sítios de nodulação nas raízes de soja e suas conseqüências no crescimento da planta causadas por fungo micorrízico arbuscular**. 1998. 75 p. Dissertação (Mestrado) - Universidade de Brasília, Brasília.

PARRON, L. M.; CAUS, J. F. Produção de mudas de espécies arbóreas de Matas de Galeria: substrato e inoculação com fungos micorrízicos. In: RIBEIRO, J. F.; FONSECA, C. E. L.; SILVA, J. C. S. (Ed.). **Cerrado: caracterização e recuperação de Matas de Galeria**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2001. p. 735-769.

PARRON, L. M.; VIEIRA, F. A.; MIRANDA, J. C. C.; TSUBOI, L. A. **Desenvolvimento inicial de *Myrsine guianensis* aubl. e *Diospyros sericea* a. dc. em viveiro, em função de doses de fósforo e inoculação com fungos micorrízicos**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 1999. 14 p. (Embrapa Cerrados. Boletim de Pesquisa, 10).

PAULA, M. A.; SIQUEIRA, J. O. Efeito de micorrizas vesicular arbusculares no crescimento, nodulação e acúmulo de nitrogênio pela soja. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 22, p. 171-178, 1987.

PERES, J. R. R.; MENDES, I. C.; SUHET, A. R.; VARGAS, M. A. T. Eficiência e competitividade de estirpes de rizóbio para soja em solos de cerrado. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Campinas, v. 17, p. 349-356, 1993.

PIROZYNSKI, K. A. Interactions between fungi and plants through the ages. **Canadian Journal of Botany**, Ottawa, v. 59, p. 1824-1827, 1981.

PHILLIPS, J. M.; HAYMAN, D. S. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. **Transactions of the British Mycological Society**, London, v. 55, p. 158-161, 1970.

PODILA, G. K.; DOUDS D. D. **Current advances in mycorrhizae research**. Saint Paul: APS Press, 2000. 214 p.

PORTER, W. M. The "Most Probable Number" method for enumerating infective propagules of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi in soil. **Australian Journal of Soil Research**, Victoria, v. 17, p. 515-519, 1979.

POUYÚ-ROJAS, E.; SIQUEIRA, J. O.; SANTOS, J. G. D. Compatibilidade simbiótica de fungos micorrízicos arbusculares com espécies arbóreas tropicais. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 30, p. 413-424, 2006.

REDECKER, D. **Glomeromycota: arbuscular mycorrhizal fungi and their relative(s)**. 2005. Disponível em: <<http://tolweb.org/Glomeromycota/28715/2005.07.01>>. Acesso em: 18 out. 2007.

REIN, T. A.; MIRANDA, J. C. C. Variação na resposta à micorriza arbuscular em função da granulometria do fertilizante fosfatado. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE CIÊNCIA DO SOLO, 25., 1995, Viçosa. **Resumos expandidos**. Viçosa: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 1995. v. 1, p. 415-417.

RILLIG, M. C. Arbuscular mycorrhizae, glomalin and soil aggregation. **Canadian Journal of Soil Science**, Ottawa, v. 84, p. 355-363, 2004.

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

RILLIG, M. C.; RAMSEY, P. W.; MORRIS, S.; PAUL, E. A. Glomalin, an arbuscular-mycorrhizal fungal soil protein, responds to land-use change. **Plant and Soil**, The Hague, v. 253, p. 293-299, 2003.

RILLIG, M. C.; WRIGHT, S. F.; NICHOLS, K. A.; SCHMIDT, W. F.; TORN, M. S. Large contribution of arbuscular mycorrhizal fungi to soil carbon pools in tropical forest soils. **Plant and Soil**, The Hague, v. 233, p. 167-177, 2001.

RUIVO, M. L. P. Recuperação de áreas de mineração: uma experiência bem sucedida na Amazônia. In: FERREIRA, E. J. G.; SANTOS, G. M.; LEÃO, E. I. M.; OLIVEIRA, I. A. (Ed.). **Bases científicas para estratégias de preservação e desenvolvimento da Amazônia**. Manaus: INPA, 1993. p. 383-404.

SALTON, J. C.; HERNANI, L. C.; FONTES, C. Z. **Plantio direto**: o produtor pergunta, a Embrapa responde. Brasília: Embrapa-SPI; Dourados:Embrapa-CPAO, 1998.

SANCHES, P. A.; UEHARA, G. Management considerations for acid soils with high phosphorus fixation capacity. In: KHASAWNEH, F. E.; SAMPLE, E. C.; KAMPRATH, E. J. (Ed.). **The role of phosphorus in agriculture**. 2nd. ed. Madison: American Society of Agronomy: Crop Science Society: Soil Science Society of America, 1986. p. 471-514.

SANDERS, F. E.; SHEIKH, N. A. The development of vesicular-arbuscular mycorrhizal infection in plant root systems. **Plant and Soil**, The Hague, v. 71, p. 223-246, 1983.

SANO, S. M.; ABBOTT, L. K.; SOLAIMAN, M. Z.; ROBSON, A. D. Influence of liming, inoculum level and inoculum placement on root colonization of subterranean clover. **Mycorrhiza**, Berlin, v. 12, p. 285-290, 2002.

SANO, S. M.; WARNER, A.; SOUSA, D. M. G.; MIRANDA, J. C. C. Influência do manejo de solos e culturas no comportamento de fungos endomicorrízicos em solos de cerrado. In: EMBRAPA. Centro de Pesquisa Agropecuária dos Cerrados. **Relatório técnico anual do Centro de Pesquisa Agropecuária dos Cerrados 1985-1987**. Planaltina, DF, 1991. p. 101-104.

SCHENCK, N. C. (Ed.). **Methods and principles of mycorrhizal research**. 2nd. ed. St. Paul: The American Phytopathological Society, 1984. 244 p.

SCHENCK, N. C.; PÉREZ, Y. **Manual for the identification of VA mycorrhizal fungi**. 3rd. ed. Gainesville: Synergistic, 1990. 286 p.

SCHENCK, N. C.; SIQUEIRA, J. O.; OLIVEIRA, E. Changes in the incidence of VA mycorrhizal fungi with changes in ecosystems. In: VANCURA, V.; KUNC, F. (Ed.). **Interrelationships between microorganisms and plants in soils**. Amsterdam: Elsevier, 1989. p. 125-129.

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

SIEVERDING, E. **Vesicular-arbuscular mycorrhiza management in tropical agrosystems**. Eschborn: Deutsche Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit, 1991. 371 p.

SILVA JÚNIOR, J. P.; SIQUEIRA, J. O. Colonização micorrízica e crescimento da soja com diferentes fungos e aplicação do isoflavonóide formononetina. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 33, p. 953-959, 1998.

SILVA, L. H. B.; MIRANDA, J. C. C.; MIRANDA, L. N. Efeito da micorriza vesículo-arbuscular no crescimento de variedades de trigo sensível e tolerante ao alumínio, em solo de Cerrado. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Campinas, v. 18, p. 407-414, 1994.

SILVEIRA, A. P. D.; FREITAS, S. S.; SILVA, L. R. C.; LOMBARDI, M. L. C. O.; CARDOSO, E. J. B. N. Interações de micorrizas arbusculares e rizobactérias promotoras de crescimento em plantas de feijão. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Campinas, v. 19, p. 205-211, 1995.

SIMARD, S. W.; PERRY, D. A.; JONES, M. D.; MYROLD, D. D.; DURALL, D. M.; MOLINA, R. Net transfer of carbon between ectomycorrhizal tree species in the field. **Nature**, London, v. 388, p. 579-582, 1997.

SIQUEIRA, J. O.; BROWN, D. J.; SAFIR, G. R.; NAIR, M. G. Field application of the VAM stimulating isoflavonoid formononetin (Rizotropinetine) on corn and soybean in Brazil. In: INTERNATIONAL SYMPOSIUM ON MANAGEMENT OF MYCORRHIZAS IN AGRICULTURE, HORTICULTURE AND FORESTRY, 1992, Perth. **Abstracts**. Perth: University of Western Australia, 1992. p. 31.

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

SIQUEIRA, J. O.; COLOZZI-FILHO, A.; OLIVEIRA, E.; FERNANDES, A. B.; FLORENCE, M. L. Micorrizas vesiculares-arbusculares em mudas de cafeeiro produzidas no sul do Estado de Minas Gerais. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 22, p. 31-38, 1987.

SIQUEIRA, J. O.; SAGGIN-JUNIOR, O. J.; COLOZZI-FILHO, A.; OLIVEIRA, E.; GUIMARÃES, P. T. G. Ecology and application of VAM fungi in coffee crop in Brazil. In: NORTH AMERICAN CONFERENCE ON MYCORRHIZAE, 9., 1993, Guelph. **Proceedings**. Guelph: University of Guelph, 1993. p. 78.

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

SMITH, F. A.; SMITH, S. E. Structural diversity in (vesicular) - arbuscular mycorrhizal symbioses. **New Phytologist**, Oxford, v. 137, p. 373-388, 1997.

SOUSA, D. M. G.; LOBATO, E. **Cerrado**: correção do solo e adubação. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2002. 416 p.

SOUSA, D. M. G.; VOLKWEISS, S. J. Reações do superfosfato triplo em grânulos com solos. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Campinas, v. 11, p. 133-140, 1987.

SOUZA, F. A. **Banco ativo de glomales da Embrapa Agrobiologia**: catalogação e introdução de novos isolados desde 1995. Seropédica: Embrapa Agrobiologia, 2000. 40 p. (Embrapa Agrobiologia. Documentos, 123).

SOUZA, F. A.; GUERRA, J. G. M. **Emprego da técnica do número mais provável (NMP) no estudo de populações de fungos micorrízicos arbusculares (FMAs)**. Seropédica: Embrapa-CNPAB, 1998. 34 p. (Embrapa-CNPAB. Circular Técnica, 2).

SOUZA, L. S.; FIALHO, J. F.; MIRANDA, J. C. C. **Sistemas de produção**: cultivo da mandioca para a Região do Cerrado. Brasília, DF: Serviço de Comunicação e Transferência, 2003. Disponível em: <[http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Mandioca/mandioca\\_cerrados/index.htm](http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Mandioca/mandioca_cerrados/index.htm)>. Acesso em: 12 set. 2007.

SPAIN, J. L.; MIRANDA, J. C. C. *Glomus brasilianum*: an ornamented species in the *Glomaceae*. **Mycotaxon**, Ithaca, v. 60, p. 137-142, 1996a.

SPAIN, J. L.; MIRANDA, J. C. C. *Scutellospora cerradensis*: an ornamented species in the *Gigasporaceae* (*Glomales*). **Mycotaxon**, Ithaca, v. 60, p. 129-136, 1996b.

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

STÜRMER, S. L.; SIQUEIRA, J. O. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in Brazilian ecosystems. In: MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O.; BRUSSAARD, L. (Ed.). **Soil biodiversity in Amazonian and other Brazilian ecosystems**. Wallingford: CABI-Publications, 2006. p. 206-236.

SUTTON, J. C. Development of vesicular-arbuscular mycorrhiza in crop plants. **Canadian Journal of Botany**, Ottawa, v. 51, p. 2487-2493, 1973.

SYLVIA, D. M.; WILLIAMS, S. E. Vesicular-arbuscular mycorrhizae and environmental stresses. In: BETHLENFALVAY, G. J.; LINDERMAN, R. G. (Ed.). **Mycorrhizae in sustainable agriculture**. Madison: American Society of Agronomy, 1992. p. 101-124. (ASA. Special Publication, 54).

TARBELL, T. J.; KOSKE, R. E. Evaluation of commercial arbuscular mycorrhizal inocula in a sand/peat medium. **Mycorrhiza**, Berlin, v. 18, p. 51-56, 2007.

THOMAZINI, L. I. Mycorrhiza in plants of the cerrado. **Plant and Soil**, The Hague, v. 41, p. 707-711, 1974.

THOMAZINI, L. I. Mycorrhiza vesicular-arbuscular en *Annona coriacea*, Mart. **Phyton**, Buenos Aires, v. 36, p. 75-84, 1978.

THOMPSON, J. P. Decline of vesicular-arbuscular mycorrhizae in long fallow disorder of field crops and its expression in phosphorus deficiency of sunflower. **Australian Journal of Agricultural Research**, Melbourne, v. 38, p. 847-867, 1987.

THOMPSON, J. P. What is the potential for management of mycorrhizas in agriculture. In: ROBSON, A. D.; ABBOTT, L. K.; MALAJCZUK, N. (Ed.). **Management of mycorrhizas in agriculture, horticulture and forestry**. Dordrecht: Kluwer, 1994. p. 191-200.

TINKER, P. B. Role of rhizosphere microorganisms in phosphorus uptake by plants. In: KHASAWNEH, F. E.; SAMPLE, E. C.; KAMPRATH, E. J. (Ed.). **The role of phosphorus in agriculture**. 2nd. ed. Madison: American Society of Agronomy: Crop Science Society: Soil Science Society of America, 1986. p. 617-653.

TOMMERUP, I. C.; KIDBY, D. K. Production of aseptic spores of vesicular-arbuscular endophytes and their viability after chemical and physical stress. **Applied and Environmental Microbiology**, Washington, v. 39, p. 1111-1119, 1980.

TRAPPE, J. M.; SCHENCK, N. C. Taxonomy of the fungi forming endomycorrhizae. In: SCHENCK, N. C. (Ed.). **Methods and principles of micorrhizal research**. St. Paul: The American Phytopathological Society, 1982. p. 1-9.

TRESEDER, K. K. A meta-analysis of mycorrhizal responses to nitrogen, phosphorus, and atmospheric CO<sub>2</sub> in field studies. **New Phytologist**, Oxford, v. 164, p. 347-355, 2004.

TRESEDER, K. K.; CROSS, A. Global distributions of arbuscular mycorrhizal fungi. **Ecosystems**, New York, v. 9, p. 305-316, 2006.

VANDENKOORNHUYSE, P.; HUSBAND, R.; DANIELL, T. J.; WATSON, I. J.; DUCK, J. M.; FITTER, A. H.; YOUNG, J. P. W. Arbuscular mycorrhizal community composition associated with two plant species in a grassland ecosystem. **Molecular Ecology**, Oxford, v. 11, p. 1555-1564, 2002.

VARMA, A.; HOCK, B. **Mycorrhiza**: structure, function, molecular biology and biotechnology. 2nd. ed. Berlin: Springer, 1999. 704 p.

VEENENDAAL, E. M. **Adaptive strategies of grasses in a semi-arid savannah in Botswana**. 1991. 170 p. Tese (Doutorado) - Vrije Universiteit van Amsterdam, Amsterdam.

VIEIRA, R. F.; CARVALHO, E. F. Fungos ectomicorrízicos em áreas do cerrado do Distrito Federal: ocorrência e eficiência simbiótica. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Campinas, v. 18, p. 321-324, 1994.

VILELA, L.; BARCELLOS, A. O.; SANZONOWICZ, C.; SPAIN, J. M. Recuperação de pastagem de *Brachiaria ruziziensis* através do uso de grade aradora, nitrogênio e introdução de leguminosas. In: EMBRAPA. Centro de Pesquisa Agropecuária dos Cerrados. **Relatório técnico anual do Centro de Pesquisa Agropecuária dos Cerrados 1985/1987**. Planaltina, DF, 1991. p. 239-241.

VILELA, L.; BARCELLOS, A. O.; SOUSA, D. M. G. **Benefícios da integração lavoura-pecuária**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2002. 21 p. (Embrapa Cerrados. Documentos, 42).

VOETS, L.; PROVIDENCIA, I. E.; DECLERCK, S. Glomeraceae and Gigasporaceae differ in their ability to form hyphal networks. **New Phytologist**, Oxford, v. 172, p. 185-188, 2006.

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

WALKER, C. Systematics and taxonomy of the arbuscular endomycorrhizal fungi (Glomales): a possible way forward. **Agronomic**, Amsterdam, v. 12, p. 887-897, 1992.

WARNER, A. **Final report on mycorrhizal research project at CPAC**. Planaltina, DF: Embrapa-CPAC, 1986. 28 p.

WEBER, O. B.; OLIVEIRA, E. Ocorrência de fungos micorrízicos vesículo-arbusculares em citros nos Estados da Bahia e Sergipe. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 29, p. 1905-1914, 1994.

WILSON, J. M.; TOMMERUP, I. C. Interactions between fungal symbionts: VA mycorrhiza. In: ALLEN, M. F. (Ed.). **Mycorrhizal functioning**. London: Chapman Hall, 1992. p. 190-248.

WRIGHT, S. **Glomalin, a manageable soil glue**. 2005. Disponível em: <[http://invam.caf.wvu.edu/methods/mycorrhizae/glomalin\\_brochure.pdf](http://invam.caf.wvu.edu/methods/mycorrhizae/glomalin_brochure.pdf)>. Acesso em: 16 out. 2007.

WRIGHT, S. F.; FRANKE-SNYDER, M.; MORTON, J. B.; UPADHYAYA, A. Time-course study and partial characterization of a protein on hyphae of arbuscular mycorrhizal fungi during active colonization of roots. **Plant and Soil**, The Hague, v. 181, p. 193-203, 1996.

WRIGHT, S. F.; UPADHYAYA, A. Extraction of an abundant and unusual protein from soil and comparison with hyphal protein of arbuscular mycorrhizal fungi. **Soil Science**, Palo Alto, v. 161, p. 575-586, 1996.

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



### Apêndice I: Fungos ectomicorrízicos

Fotos: Jeanne Miranda.



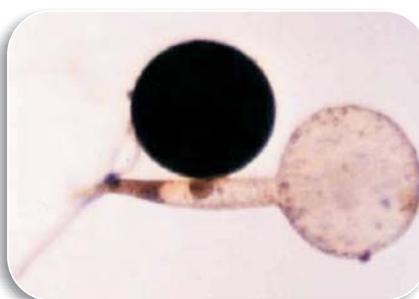
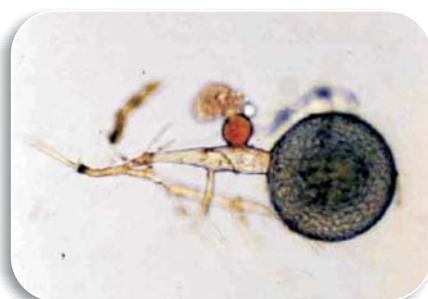
Fig. 1. Esporocarpos de fungo ectomicorrízico em Pinus.

Fotos: Jeanne Miranda.

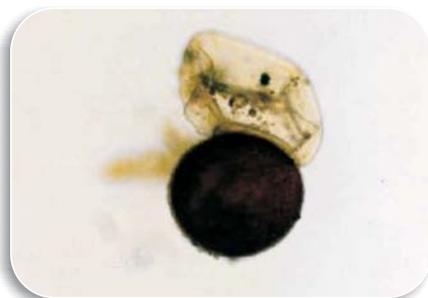


Fig. 2. Esporocarpos de fungo ectomicorrízico em Eucalipto.

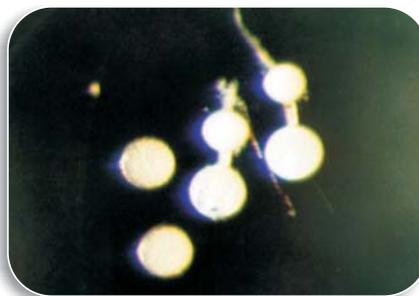
## Apêndice II: Fungos micorrízicos arbusculares



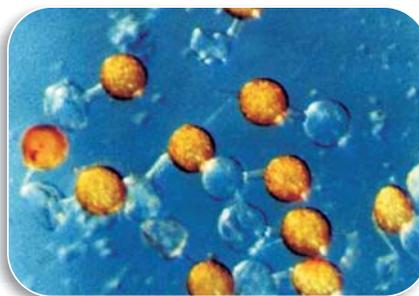
Fotos: Jeanne Miranda.



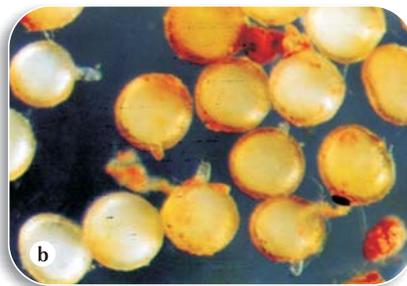
**Fig. 3.** Fases de formação de esporos de fungo micorrízico arbuscular do gênero *Acaulospora* (80x): presença de vesícula-mãe e germinação externa do esporo.



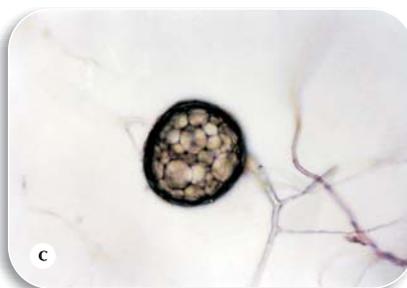
Fotos: Valter Lopes.



**Fig. 4.** Fases de formação de esporos de fungo micorrízico arbuscular do gênero *Entrophospora* (80x): presença de vesícula-mãe e germinação interna do esporo.

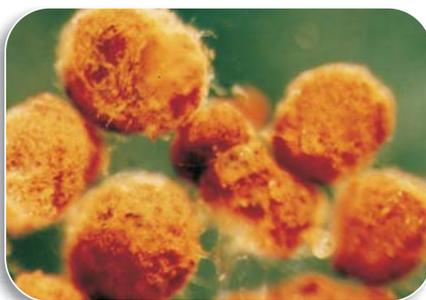


**Fig. 5.** Esporos de *Gigaspora gigantea* (diâmetro médio de 320  $\mu\text{m}$ ) (80x) (a), *Acaulospora appendicula* (diâmetro médio de 150  $\mu\text{m}$ ) (80x) (b) e *Paraglomus occultum* (diâmetro médio de 70  $\mu\text{m}$ ) (200x) (c).



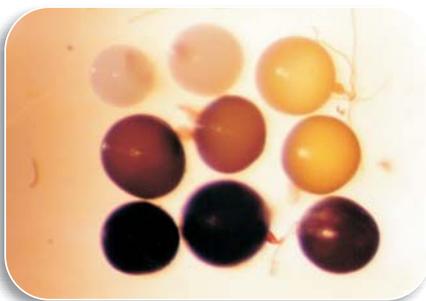
Fotos: Valtier Lopes.

Fotos: Valtier Lopes.



**Fig. 6.** Esporos de *Glomus convolutum* (80x), com aderências externas na estrutura parietal, características da espécie.

Foto: Valtier Lopes.



**Fig. 7.** Fases de amadurecimento de esporos de *Scutellospora reticulata* (80x): esporo branco = mais jovem; esporo preto = esporo maduro.

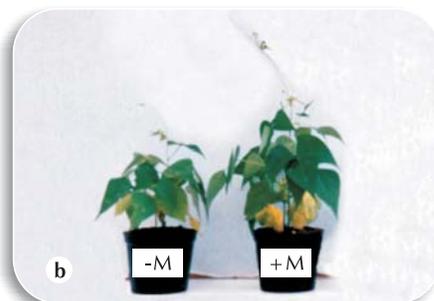
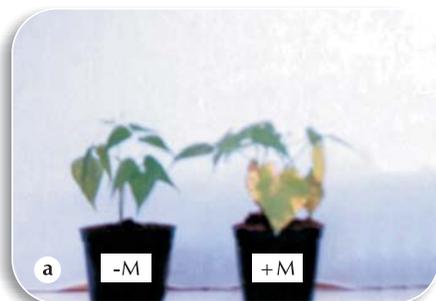
## Apêndice III: Observações em casa de vegetação

Foto: Jeanne Miranda.

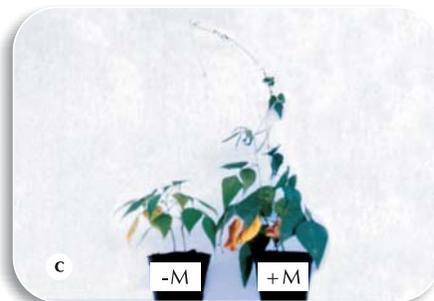


**Fig. 8.** Crescimento de plantas de soja na presença (1 e 2) e ausência (3 e 4) (esterilização do solo a vapor com reposição da microbiota) da micorriza arbuscular, cultivada em Latossolo Vermelho corrigido, com (1 e 3) e sem (2 e 4) cobertura vegetal no período seco e coletado na camada de 0 cm a 10 cm, em campo.

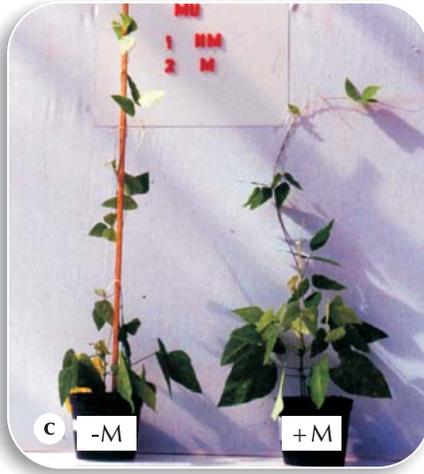
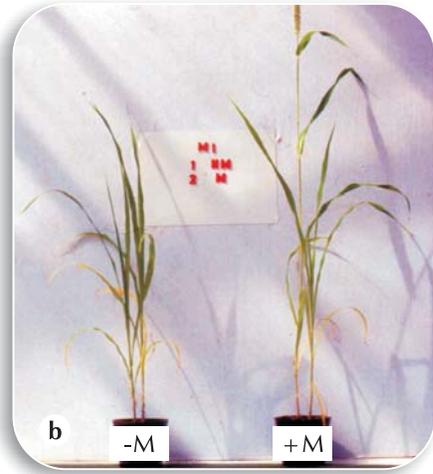
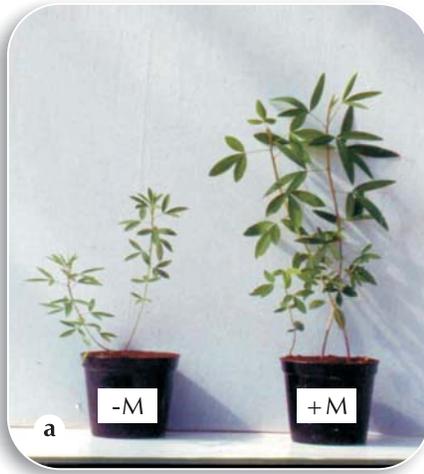
Cerrado: micorriza arbuscular - ocorrência e manejo



**Fig. 9.** Crescimento de plantas de feijão, em Latossolo Vermelho coletado de área corrigida e adubada, em campo, e cultivada anteriormente com arroz (a), com mamona (b) e com milho (c) e com fungos micorrízicos arbusculares nativos em atividade (+ M) e inativados (- M).



Fotos: Jeanne Miranda.



Fotos: Jeanne Miranda.

**Fig. 10.** Resposta de adubos verdes, como a crotalária (a), o milho (b) e a mucuna (c), à inoculação (+ M) com o fungo micorrízico arbuscular, *Glomus etunicatum*.

Foto: Jeanne Miranda.



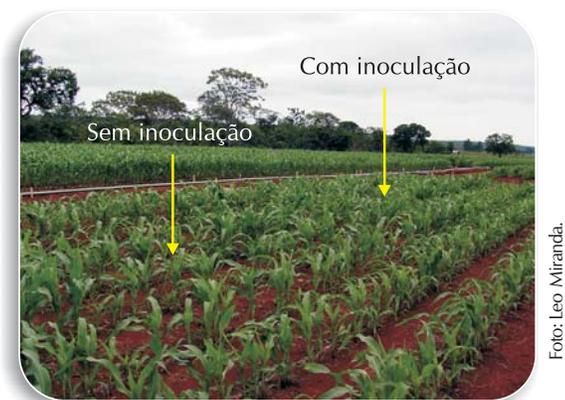
**Fig. 11.** Crescimento de plantas de sorgo inoculadas com o fungo micorrízico arbuscular, *Glomus etunicatum*, e cultivadas pela metodologia de raízes subdivididas. Efeito da translocação interna de fósforo (P) para as raízes do lado de menor disponibilidade, no conteúdo de micélio externo de *Glomus etunicatum* e colonização radicular (CR) das plantas.

Doses de P ( $\mu\text{g g}^{-1}$ )	P na raiz (%)	Micélio Externo <sup>(1)</sup>	CR (%)
[25	0,10	médio	66
[25	0,09	médio	73
[25	0,13	médio/baixo	26
[250	0,19	baixo	25

<sup>1</sup> Categorias: traços, baixo, médio e alto.

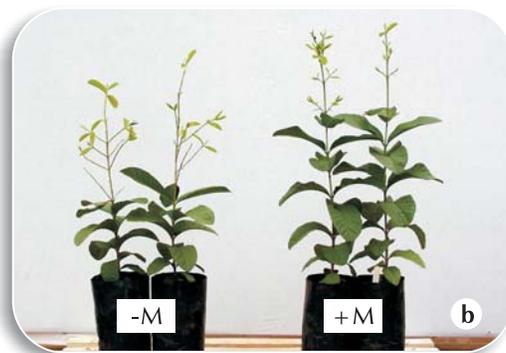
Fonte: Miranda et al., 1989.

## Apêndice IV: Observações em campo e em mudas



**Fig. 12.** Cultivo de milho, sob plantio direto, em Latossolo Vermelho sem inoculação (parcela da frente) e com inoculação (parcela de trás) do fungo micorrízico arbuscular *Glomus etunicatum*.

Fotos: Leo Miranda.



**Fig. 13.** Mudanças de espécies arbóreas inoculadas e não-inoculadas com o fungo micorrízico arbuscular, *Glomus etunicatum*, e cultivadas em substrato natural. Graviola – 1 ano (a), goiaba – 4 meses (b).





# *Livraria Virtual*

Na Livraria Virtual da Embrapa  
você encontra livros, fitas de vídeo,  
DVDs e CD-ROMs sobre agricultura,  
pecuária, negócio agrícola, etc.

Para fazer seu pedido, acesse  
**[www.sct.embrapa.br/liv](http://www.sct.embrapa.br/liv)**

ou entre em contato conosco

**Fone: (61) 3340-9999**

**Fax: (61) 3340-2753**

**[vendas@sct.embrapa.br](mailto:vendas@sct.embrapa.br)**

