

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
FACULDADE DE AGRONOMIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM FITOTECNIA

OCORRÊNCIA DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM CULTIVOS DE
VIDEIRA (*Vitis* sp.) SOB MANEJO ORGÂNICO E CONVENCIONAL

Alberto Luiz Ávila
Engenheiro Agrônomo (UDESC)

Dissertação apresentada como um dos
requisitos ao Grau de
Mestre em Fitotecnia
Área de Concentração Fitossanidade

Porto Alegre (RS), Brasil
Março de 2004

**OCORRÊNCIA DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES
EM CULTIVOS DE VIDEIRA (*Vitis* sp.)
SOB MANEJO ORGÂNICO E CONVENCIONAL**

Autor: Alberto Luiz Ávila
Orientador: Fábio Kessler Dal Soglio
Co-orientador: Paulo Vitor Dutra de Souza

RESUMO

Vários agroecossistemas no mundo estão em evidente declínio por erosão, baixa produtividade e baixa qualidade da água causada pelo desmatamento, agricultura intensiva, e o contínuo uso dos recursos da terra sem uma proposta de sustentabilidade. A diversidade biológica destes sistemas está sendo alterada. Pouca pesquisa tem sido conduzida para quantificar o relacionamento benéfico entre diversidade biológica, solo e planta, e a sustentabilidade dos agroecossistemas. Entre os representantes desta biodiversidade, destacam-se os fungos micorrízicos arbusculares (FMA), que exercem papel importante na sustentabilidade dos sistemas de cultivo, proporcionando às plantas melhor absorção de nutrientes, melhor crescimento e desenvolvimento, proteção contra patógenos, além de promover efeitos positivos sobre a agregação do solo. Com o objetivo de verificar a interação das comunidades de FMA com diferentes sistemas produtivos, efetuou-se um levantamento em vinhedos com manejo convencional e orgânico no município de Urussanga, Estado de Santa Catarina, Brasil. O estudo foi realizado nos meses de setembro/2002, fevereiro/2003 e julho/2003. Foram coletadas um total de 18 unidades amostrais. Avaliou-se a colonização radicular, as estruturas presentes nas raízes e a ocorrência de espécies de FMA, bem como as características químicas do solo adjacente às raízes de videira. As comunidades de FMA não diferiram em relação aos tipos de manejo, apesar das alterações químicas determinadas pelas aplicações de adubos orgânicos, que elevou os valores de matéria orgânica, Ca, Na, K e Mg. O gênero *Glomus* foi o de maior ocorrência. Foram identificadas oito espécies (*Glomus invermaium* Hall, *G. macrocarpum* Tulasne & Tulasne, *G. claroideum* Schenck & Smith, *G. etunicatum* Becker & Gedermann, *G. diaphanum* Morton & Walker, *Entrophospora infrequens* (Hall) Ames & Schneider, *Acaulospora mellea* Spain & Schenck e *A. scrobiculata* Trappe). A colonização radicular foi alta, e a presença de estruturas de FMA nas raízes de videira foram baixas, e médias apresentando correlações negativas significativas com os nutrientes K, Ca e Na.

¹ Dissertação de Mestrado em Fitotecnia, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, RS, Brasil (59 p.) Março, 2004

OCCURRENCE OF THE ARBUSCULAR MYCORRHIZAL FUNGI IN GRAPE VINES (*VITIS* SP.) UNDER ORGANIC AND CONVENTIONAL MANAGEMENT ¹

Author: Alberto Luiz Ávila
Advisor: Fábio Kessler Dal Soglio
Co-advisor: Paulo Vitor Dutra de Souza

ABSTRACT

Several agroecosystems are in evident decline worldwide due to erosion, low productivity, and low water quality caused by deforestation, intensive agriculture and the continuous use of the earth resources without a sustainable proposal. The biodiversity of these systems is being altered. Few research work has been done to quantify the beneficial relationship of biological diversity, soil and plant, and the agroecosystems sustainability. Among those who represent this biodiversity are the arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) which have an important role on the sustainability of the crop systems, giving the plants better nutrient uptake, better growth and development, protection against pathogens, promoting positive effects on the soil aggregation. Aiming to verify the interaction of the AMF communities with different productivity systems, a survey was done in grape vines under conventional and organic management in Urussanga, State of Santa Catarina, Brazil. The sampling was done in September 2002 and February and July 2003. A total of 18 sample unities were collected. Root colonization, AMF structures present in the roots and the occurrence of AMF species were evaluated, together to chemical soil characterization. The AMF communities did not differ in relation to soil management, even with the chemical alteration caused by the application of organic fertilizer, that increased the amounts of organic matter, Ca, Na, K and Mg. The genera *Glomus* was the one of major occurrence. Eight species were identified (*Glomus invermaium* Hall, *G. macrocarpum* Tulasne & Tulasne, *G. claroideum* Schenck & Smith, *G. etunicatum* Becker & Gedermann, *G. diaphanum* Morton & Walker, *Entrophospora infrequens* (Hall) Ames & Schneider, *Acaulospora mellea* Spain & Schenck e *A. scrobiculata* Trappe). Root colonization was high, and the presence of AMF structures in the grape plant roots were low, and medium presenting a significant negative correlation with the nutrients K, Ca and Na.

¹Master of Science dissertation in Agronomy, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, RS, Brazil. (59 p.) March, 2004.

SUMÁRIO

1 – INTRODUÇÃO.....	01
2 – REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	03
2.1 – Importância da vitivinicultura.....	03
2.2 – Micorrizas.....	04
2.3 – FMA e absorção de nutrientes.....	08
2.4 – Aspectos ecológicos dos FMA.....	09
2.4.1 - Interações com os vegetais.....	10
2.4.2 – FMA no controle biológico.....	11
2.4.3 - FMA e manejo do solo.....	13
2.4.4 - Efeito dos pesticidas sobre os FMA.....	14
2.4.5 - Efeito dos fertilizantes sobre os FMA.....	14
2.5– Considerações sobre o estudo da ocorrência, diversidade e dinâmica dos FMA.....	16
3 – MATERIAL E MÉTODOS.....	21
3.1 – Local.....	21
3.2 – Caracterização das áreas.....	21
3.2.1 – Manejo convencional.....	22
3.2.2 – Manejo orgânico.....	23
3.3 – Composição das amostras de raízes e solo.....	24
3.4 – Preparação das amostras de solo e raízes.....	24
3.5 – Extração e quantificação de propágulos de FMA.....	25
3.6 – Quantificação de estruturas de FMA em segmentos de raízes.....	26
3.7 – Caracterização química do solo.....	28
3.8 – Análise estatística.....	28
4 – RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	30
4.1 – Morfotipos/espécies.....	30
4.2 – Tipo de manejo e características químicas.....	36
4.3 – Correlação entre a ocorrência de FMA e as características químicas do solo.....	39
4.4 – Colonização radicular e quantificação de estruturas de FMA.....	40

5 – CONCLUSÕES.....	45
6 – REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	46
7 – APÊNDICES.....	55

RELAÇÃO DE TABELAS

	PÁG.
01. Nomes científicos e descritores das espécies de FMA, para cada morfotipo, encontradas em 18 unidades amostrais pertencentes a vinhedos convencional e orgânico. As unidades amostrais foram coletadas no município de Urussanga/SC, nos meses de Setembro/2002, Fevereiro/2003 e Julho/2003....	31
02. Número de esporos de FMA em 50 gramas de solo/unidade amostral, para cada morfotipo, encontradas em 18 unidades amostrais pertencentes a vinhedos convencional e orgânico. As unidades amostrais foram coletadas no município de Urussanga/SC, nos meses de Setembro/2002, Fevereiro/2003 e Julho/2003.....	33
03. Síntese das Análises de Variância Multivariada com Teste de Aleatorização de 18 unidades amostrais, pertencentes a vinhedos convencional e orgânico, descritas por morfotipos de FMA. As unidades amostrais foram coletadas no município de Urussanga/SC, nos meses de Setembro/2002, Fevereiro/2003 e Julho/2003.....	34
04. Média das características químicas do solo de 18 unidades amostrais pertencentes a vinhedos com manejo convencional e orgânico. As unidades amostrais foram coletadas no município de Urussanga/SC, nos meses de Setembro/2002, Fevereiro/2003 e Julho/2003.....	37
05. Coeficientes de correlação entre a ocorrência de morfotipos de FMA e as características químicas do solo de 18 unidades amostrais pertencentes a vinhedos com manejo convencional e orgânico. As unidades amostrais foram coletadas no município de Urussanga/SC, nos meses de Setembro/2002, Fevereiro/2003 e Julho/2003.....	39
06. Porcentagem de colonização radicular de FMA em segmentos de raízes de videira de 18 unidades amostrais pertencentes a vinhedos com manejo convencional e orgânico. As unidades amostrais foram coletadas no município de Urussanga/SC, nos meses de Setembro/2002, Fevereiro/2003 e Julho/2003.....	41
07. Índices de presença de estruturas de FMA em segmentos de raízes de videira de 18 unidades amostrais pertencentes a vinhedos com manejo convencional e orgânico. As unidades amostrais foram coletadas no município de Urussanga/SC, nos meses de Setembro/2002, Fevereiro/2003 e Julho/2003.....	42

08	Correlação entre os índices de estruturas de FMA e as características químicas do solo de 18 unidades amostrais pertencentes a vinhedos com manejo convencional e orgânico. As unidades amostrais foram coletadas no município de Urussanga/SC, nos meses de Setembro/2002, Fevereiro/2003 e Julho/2003.....	43
----	--	----

RELAÇÃO DE FIGURAS

PÁG.

01. Diagrama de dispersão obtido por ordenação de 18 unidades amostrais descritas pelas características químicas do solo nos manejos convencional e orgânico. Os eixos foram obtidos por análise de componentes principais a partir de distâncias euclidianas com os dados normalizados dentro de variáveis. As variáveis que estão mais correlacionadas com o eixo I são: Ca: $r = 0,94941$; Na: $r = 0,86598$; Mg: $r = 0,84154$; K: $r = 0,76127$; pH: $r = 0,67300$; MO: $r = 0,64736$; P: $r = -0,31714$. As variáveis que estão mais correlacionadas com o eixo II são: pH: $r = -0,59626$; P: $r = -0,59069$; K: $r = 0,49231$; MO: $r = 0,45333$; Mg: $r = -0,39680$; Ca: $r = -0,04295$; Na: $r = -0,09191$ 38

1. INTRODUÇÃO

Vários agroecossistemas no mundo estão em evidente declínio por erosão, baixa produtividade, e baixa qualidade da água causada pelo desmatamento, agricultura intensiva, e o contínuo uso dos recursos da terra sem uma proposta de sustentabilidade. A diversidade biológica destes sistemas está sendo alterada. Pouca pesquisa tem sido conduzida para quantificar o relacionamento benéfico entre diversidade biológica, solo e planta, e a sustentabilidade dos agroecossistemas.

Desse contexto, surge a noção de agricultura sustentável que devido à sua abrangência abriga uma amplitude de definições, compreendendo aquelas que defendem o modelo produtivo atual, desde que praticado com maior eficiência e racionalidade, bem como aquelas que defendem maiores mudanças no processo produtivo, visando promover transformações estruturais na economia, na sociedade e nas relações com os recursos naturais (Ehlers, 1999).

Apesar dos interesses envolvidos, existe convergência quanto aos objetivos gerais da sustentabilidade, como por exemplo: a manutenção da produtividade agrícola e da qualidade de vida e a conservação do meio ambiente e dos recursos naturais. Segundo Altieri (1986) e Gliessman (2000), estes objetivos só serão alcançados com a profunda reformulação das tecnologias agrícolas. Portanto, o manejo eficiente dos agroecossistemas

será decisivo para a conservação e viabilidade da biosfera, assim como a adoção de princípios ecológicos para o desenvolvimento dos sistemas agrícolas serão a base da agricultura sustentável (Altieri, 1986; Kennedy & Smith, 1995).

Um dos princípios ecológicos a ser adotado na agricultura é a manutenção da biodiversidade, chave para a redução da entropia e para o aumento da estabilidade nos agro e ecossistemas. Entre os representantes desta biodiversidade, destacam-se os fungos micorrízicos arbusculares (FMA), que exercem papel importante na sustentabilidade dos sistemas de cultivo, proporcionando às plantas melhor absorção de nutrientes, melhor crescimento e desenvolvimento, proteção contra patógenos, além de promover efeitos positivos sobre a agregação do solo. Para que os FMA sejam potencialmente utilizados, é necessário conhecer sua variabilidade genética, funcional e sua distribuição, bem como identificar as mudanças ocasionadas pelas práticas agrícolas sobre a diversidade destes organismos (Focchi, 2003). As comunidades rizosféricas devem ser desenvolvidas especificamente para determinadas condições ambientais (Saggi & Lovato, 1999). São necessárias pesquisas locais, selecionando microrganismos e técnicas de manejo adaptados a condições específicas de planta, clima e solo.

Com o objetivo de avaliar o impacto de diferentes práticas agrícolas sobre as comunidades de FMA, foi realizado um levantamento no município de Urussanga/SC, no qual foram estudados diferentes vinhedos conduzidos com manejo orgânico e convencional.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Importância da vitivinicultura

O cultivo da videira localiza-se nas Regiões Sul, Sudeste e Nordeste do Brasil. A maior área vitícola do País está concentrada no Rio Grande do Sul, sendo esta região responsável por mais da metade da produção brasileira de uva e 85% da produção de vinhos e mostos. Além dos estados onde a viticultura já está estabelecida, no decorrer dos últimos anos ela tem se expandido para outras regiões, nas quais o cultivo se destina tanto à produção de uvas de mesa, como de uvas para vinho (Kuhn *et al.*, 1984; EPAGRI, 2000; ICEPA-SC, 2003). A vitivinicultura catarinense está concentrada na microrregião de Joaçaba, que inclui os municípios situados na região de Alto Vale do Rio do Peixe, onde a produção de uvas representa em torno de 60% da produção estadual e concentra as principais cantinas do estado (Sousa, 1996; ICEPA - SC, 2002). Santa Catarina contribui com cerca de 4,0% da produção nacional de uva e, percebe-se uma ampliação muito expressiva da viticultura na região oeste, destinada basicamente ao consumo in natura mas passível de agregação de valor pela transformação em sucos e vinhos de mesa (ICEPA-SC, 2003). No Estado de Santa Catarina as propriedades têm aproximadamente 30 hectares, com área média de vinhedos de 2,3 hectares, o que as caracteriza como pequenas,

utilizando preponderantemente mão-de-obra familiar, o que tem importante papel na fixação do homem no meio rural (Losso, 1994). Em Santa Catarina são cultivadas quase que exclusivamente uvas americanas e híbridas (92%), destinadas ao consumo *in natura*, ou à elaboração de vinhos de consumo corrente e/ou de suco de uva (EMBRAPA, 1986; Sousa, 1996; Rosier & Losso, 1997; Melo, 2000). Entretanto, em muito pouco tempo estarão em produção também os mais de 150 hectares de vinhedos de uvas para vinhos finos implantados em Santa Catarina até a presente safra, nas cercanias de São Joaquim, Caçador e Tangará, com as melhores cepas para vinhos finos, cuja qualidade e sabor comprovam o potencial dos vinhedos de altitude deste estado (ICEPA-SC, 2003).

2.2 Micorrizas

O termo micorriza foi empregado pela primeira vez por Frank, em 1885, citado por Rayner (1927) significando, *mykos*=fungo e *rhiza*=raiz, palavras de origem grega. As micorrizas são uma associação mutualística, na qual as raízes das plantas são invadidas por fungos específicos, ocorrendo uma perfeita integração funcional entre os simbioses (Smith & Read, 1997). A íntima relação entre os fungos micorrízicos e as plantas existe há, no mínimo, 350 milhões de anos (Simon *et al.*, 1993). Trata-se de uma simbiose praticamente universal, não só pelo grande número de plantas que formam a associação, como também por sua ocorrência generalizada na maioria dos habitats naturais (Silveira, 1998; Dodd, 2000; Sylvia & Chellemi, 2002).

Pode-se afirmar que cerca de 95% das espécies vegetais atuais pertencem a famílias que são caracteristicamente micorrízicas (Trappe, 1987). Segundo Siqueira *et al.* (2002) os FMA são a regra e não a exceção na natureza. Famílias de plantas tipicamente não-micorrízicas incluem Caryophyllaceae, Brassicaceae, Chenopodiaceae, Juncaceae,

Polygonaceae, Cyperaceae, que parecem ter perdido a capacidade de formar esta associação em tempos mais recentes, evolutivamente.

Maior atenção tem sido dada a dois grandes grupos de micorrizas, as endomicorrizas e as ectomicorrizas. Segundo Siqueira & Franco (1988), nas ectomicorrizas o fungo invade o córtex da raiz através dos espaços intercelulares, formando a rede de Hartig (emaranhado de hifas ocupando os espaços intercelulares das camadas superficiais do córtex, porém, não ultrapassando a endoderme). A formação da rede de Hartig corresponde à interface hospedeiro-fungo, onde são estabelecidas as trocas entre os simbioses e há a formação de uma camada de hifas na parte externa da raiz, alterando a morfologia local. Já, nas endomicorrizas ocorre a penetração inter e intracelular, sem modificar a raiz. Não há manto extra-radicular e não há formação da rede de Hartig. Subdividem-se em: A) Ericóides: Ascomicetos dos gêneros *Pezizea*, *Clavalia* e *Elaphomyces*, em mutualismo com plantas da Ordem Ericales; B) Orquidóides: colonizam plantas da Família Orquidaceae, sendo *Rhizoctonia* e *Armillaria* principais gêneros e C) Arbusculares: fungos da Ordem Glomales (Zigomicotina). Formam arbúsculos e vesículas e ocorrem na maioria das Angiospermas e algumas Gimnospermas. São menos específicos quanto aos seus hospedeiros em relação às ectomicorrizas.

A Ordem Glomales é dividida em três famílias: 1) Família Gigasporaceae: corresponde aos gêneros *Gigaspora* Gerd e Trappe e *Scutellospora* Walker e Sanders. Estes gêneros formam somente arbúsculos. Células auxiliares são produzidas no solo junto a estruturas chamadas azigosporos. O termo azigosporo é usado para esporos de *Gigaspora* que são produzidos em hifas terminais. É consenso que esta família só se reproduz assexuadamente; 2) Família Acaulosporaceae: corresponde aos gêneros *Acaulospora* Gerd.

e Trappe e *Entrophospora* Annes e Schneider e 3) Família Glomaceae: corresponde aos gêneros *Glomus* Tui e Tui e *Sclerocystis* Berk e Br. As Famílias Acaulosporaceae e Glomaceae produzem vesículas e arbúsculos nas raízes, mas não formam células auxiliares. A esporulação destas famílias é por clamidósporos. Os esporos de *Acaulospora* e *Entrophospora* surgem de uma hifa terminal que se incha como um saco, referida como "saculo esporifero". Em *Glomus* e *Sclerocystis* os clamidósporos surgem apicalmente em hifas férteis. Glomales formam esporos únicos no solo, mas algumas espécies podem formar esporocarpos e não há confirmação de Zigosporo (esporo sexual). Glomales tem grande importância, associados a culturas de interesse agrônomo (Alexopoulos *et al.*, 1996). Embora tradicionalmente classificados na Divisão Zygomycota, os FMA apresentam divergências suficientes, com base na análise do RNA ribossômico 18S, para formarem uma nova Divisão. Schussler *et al.* (2001) propuseram a Divisão Glomeromycota para abrigar os organismos formadores de micorrizas arbusculares, colocando-se este grupo de fungos no mesmo nível da hierarquia taxonômica que os grupos basidiomicetos e ascomicetos.

A colonização radicular pelos FMA desenvolve-se a partir de hifas que originam-se de propágulos no solo. Esporos, fragmentos de raízes colonizadas e plantas infectadas por FMA são as principais fontes de inóculos desses fungos (Ascón & Barea, 1997). As hifas infectivas são estimuladas por componentes bióticos e abióticos. Os exsudados radiculares e as condições físico-químicas do solo na rizosfera podem favorecer o desenvolvimento das hifas, aumentando as chances de contato com as raízes (Siqueira & Franco, 1988). O contato das hifas com a superfície das raízes desencadeia a formação de um apressório, que facilita a fixação e penetração do fungo em seu hospedeiro. Pelo

apressório formado sobre as células da epiderme, a hifa desenvolve-se passando diretamente pelos espaços intercelulares. No interior da raiz, na camada cortical, as hifas espalham-se entre e dentro das células. Uma vez alcançado o interior do córtex, elas crescerão dentro das células e, por meio de repetidas ramificações dicotômicas formarão pequenas estruturas semelhantes a uma árvore, chamadas de arbúsculos, que possuem um curto tempo de vida, por volta de 4-14 dias. Os arbúsculos desenvolvem-se por invaginação ocupando praticamente todo o espaço celular. Este processo não rompe o plasmalema, o que aumenta a superfície de contato da célula com o arbúsculo. Muitos gêneros de FMA formam também vesículas ovais ou esféricas, que têm a função de armazenar principalmente lipídios. Os FMA formam muitos esporos sobre o micélio extra radicular (Siqueira & Franco, 1988; Azcón & Barea, 1997).

Com a colonização interna se desenvolvendo, a hifa extra radicular se ramifica, e cresce ao longo da superfície da raiz, formando mais pontos de penetração (Azcón & Barea, 1997). Elas também crescem para dentro do solo, ao redor da raiz, formando uma extensa rede de micélio que interage com as partículas do solo (Wilkinson *et al.*, 1998).

As micorrizas contribuem de diversas formas com as plantas. As hifas dos fungos ampliam a área de absorção das raízes, aumentando a absorção principalmente de fósforo (P) e água. Em troca dos nutrientes, os fungos obtêm das plantas carboidratos essenciais (Lopes *et al.*, 1983). Os benefícios dessa simbiose, expressos principalmente como o estímulo ao crescimento vegetal, deve-se a fatores nutricionais, principalmente o aumento da absorção de fósforo Schubert & Lubraco (2000). Essa simbiose, além de melhorar o estado nutricional das plantas, acelera o crescimento e melhora o vigor das plantas na fase de formação (Colozzi-Filho *et al.*, 1994), favorece sua adaptação a

diferentes ecossistemas e aumenta a tolerância a fatores estressantes bióticos e abióticos. A associação das plantas com os FMA vem adquirindo importância crescente no controle biológico de doenças. Atualmente, muitos fitopatologistas estudam os fungos micorrízicos arbusculares com o objetivo de utilizá-los como controle biológico, pois existem muitos relatos dos efeitos benéficos dos FMA na proteção das plantas ao ataque de fungos e nematóides que causam doenças às plantas (Dehne, 1982; Guillemin *et al.*, 1994; Trotta *et al.*, 1996; Pinochet *et al.*, 1998; Filion *et al.*, 1999; Graham, 2001; Azcon-Aguilar *et al.*, 2002; Declerck *et al.*, 2002; Yao *et al.*, 2002). A presença de micorrizas também contribui para o aumento no crescimento de porta-enxertos de videira (Schubert *et al.*, 1988; 1990; Bavaresco & Fogher, 1996; Biricolti *et al.*, 1997; Lindermann & Davies, 2001), não só aumentando a biomassa vegetal, mas também influenciando a distribuição proporcional da biomassa entre a parte aérea e a raiz de videira e de outras frutíferas (Ravolanirina *et al.*, 1989; Varna & Schuepp, 1994; Schubert & Lubraco, 2000). Além disso, os fungos micorrízicos arbusculares podem influenciar na morfogênese e na arquitetura das raízes de plantas de videira micropropagadas (Schellenbaum *et al.*, 1991).

Segundo Azcón & Barea (1997), por desempenharem papel fundamental para a manutenção da produtividade e saúde dos vegetais, os FMA apresentam um grande potencial biotecnológico. O manejo apropriado dessa simbiose pode reduzir a utilização de fertilizantes e pesticidas químicos, chave para a produção sustentável.

2.3 FMA e absorção de nutrientes

Raízes micorrizadas são mais hábeis em obter mais nutrientes de solos com baixa fertilidade do que raízes não micorrizadas, porque as hifas alcançam um maior volume de solo do que as raízes sozinhas. Micorrizas são especialmente importantes para o

crescimento e sobrevivência das plantas quando o solo tem baixas concentrações de nutrientes essenciais, especialmente P (George, 2000).

Dados registrados por Smith & Gianimazzi-Pearson (1988) indicam que o comprimento das hifas no solo podem alcançar em média 1m/cm de raiz, mas valores superiores a 10-14m/cm de raiz têm sido encontrados. Essa rede micelial pode estender-se por vários centímetros para fora da superfície da raiz, fazendo uma ponte sobre a zona de baixa concentração de nutrientes, adjacente às raízes, para absorver íons pouco móveis no solo, principalmente P, Zn e Cu.

Os fungos micorrízicos, por sua capacidade de explorar maior volume de solo, permitem que uma maior quantidade de íons minerais seja absorvida pelas hifas dos fungos que os transferem à planta hospedeira. Entre os íons mais eficientemente absorvidos está o fósforo (Marschener & Deli, 1994), além de zinco, cobre, enxofre e potássio, conseqüentemente têm-se o crescimento acelerado dos hospedeiros (Smith & Read, 1997).

A associação com FMA é particularmente importante quando o substrato apresenta limitação de nutrientes, pois a eficiência dos fungos micorrízicos aumenta conforme aumenta a escassez de nutrientes e água. Também, plantas micorrizadas são mais tolerantes a níveis tóxicos de metais (Smith & Read, 1997).

Algumas características morfológicas e fisiológicas do sistema radicular das plantas, principalmente as que melhoram a capacidade de adquirirem nutrientes, favorecem ou não a micorrização. Em geral, plantas com sistema radicular amplo e com grande área superficial possuem mais habilidade para absorver nutrientes pouco móveis no solo. Por isso, são menos dependentes da associação micorrízica. Por outro lado, plantas com baixas ramificações, baixo número de raízes laterais e poucos e/ou pequenos pêlos radiculares,

são mais dependentes da associação micorrízica para absorver nutrientes minerais (Brundrett, 1991).

2.4 Aspectos ecológicos dos FMA

Segundo Allen *et al.* (2003), associação micorrízica é uma simbiose entre plantas e fungos, sendo crucial para o manejo dos recursos naturais e agrícolas. Esta simbiose tem sido estudada durante um século e nosso entendimento das interações nos mecanismos fisiológicos planta-fungo é consideravelmente bom. Todavia, uma simples planta pode formar associação com muitos fungos, e um simples fungo pode se conectar a muitas plantas. Então a complexidade de combinações possíveis desta simbiose é enorme.

Os FMA estão amplamente distribuídos nos ecossistemas, desempenhando papel fundamental para o ciclo de nutrientes. Eles interagem com a maioria dos organismos presentes no solo, desde bactérias, outros fungos, nematóides e até mamíferos. Os FMA são afetados por mudanças nas condições ambientais, provocadas naturalmente ou pelo homem. Nos agroecossistemas as práticas agrícolas podem alterar a ocorrência de espécies de FMA e as taxas de colonização radicular nas culturas, podendo a associação tornar-se benéfica ou prejudicial aos vegetais (Hamel, 1996; Douds & Millner, 1999).

2.4.1 Interações com os vegetais

Johnson *et al.* (1992) demonstraram que a espécie hospedeira e as condições de fertilidade do solo influenciam a comunidade de FMA, sendo ambos os fatores de mesma importância. Das 12 espécies de FMA mais abundantes no estudo, apenas uma não demonstrou correlação significativa com relação à espécie hospedeira e o tipo de solo. As gramíneas, utilizadas no estudo, proporcionaram o desenvolvimento de comunidades diferentes de FMA, tanto pelo ambiente interno da raiz (fotossintatos) como pela influência

sobre o solo (exsudatos). Devido à afinidade entre as espécies de FMA e as plantas hospedeiras, as comunidades de FMA podem potencialmente influenciar a comunidade de plantas.

Hamel *et al.* (1991), citado por Francis & Read (1994), afirmam que a associação entre as espécies de plantas e FMA é bastante complexa. As micorrizas podem servir de canais de ligação entre plantas de mesma espécie e de outras espécies, possuindo potencial de transportar substâncias químicas como compostos de carbono, fósforo, nitrogênio, entre outros. Essa rede de conexões serve, provavelmente, como primeira fonte de inóculo para a colonização das raízes (Hodge, 2000). Desse modo, esses micélios assumem um importante papel nos ambientes naturais e nos agroecossistemas, distribuindo os recursos dentro da comunidade, diminuindo a dominância de espécies agressivas, promovendo a coexistência e aumentando assim a biodiversidade (Read *et al.*, 1997). Esse mecanismo de ajuda mútua considerado uma forma de “altruísmo recíproco”, onde as espécies destinam parte de seus recursos a fim de garantir a sobrevivência de outras espécies, mantém a estabilidade nos ecossistemas (Axelrod & Hamilton, 1981; Wilkinson *et al.*, 1998).

2.4.2 FMA no controle biológico

Segundo Azcon-Aguilar & Barea (1996), o controle biológico dos patógenos de plantas é uma prática chave na agricultura sustentável, pois está baseada no manejo dos recursos naturais, além de proporcionar a redução no uso de produtos químicos e preservar o meio ambiente. Os microrganismos presentes na rizosfera são componentes dos ecossistemas, e alguns grupos podem proteger as plantas dos patógenos, como os fungos micorrízicos arbusculares. A associação micorrízica pode assegurar a sanidade das plantas

através de vários mecanismos e ou interações, que melhoram a capacidade das plantas de tolerar estresses bióticos e abióticos, como no caso, o ataque de patógenos de solo.

Laranjeiras (2001) afirma que a redução da severidade de doenças de plantas pode ser fortemente influenciada por FMA, através de um ou mais mecanismos incluindo: a) aumento do fornecimento de nutrientes à planta; b) competição por fotossintatos do hospedeiro e sítios de infecção; c) modificações morfológicas em raízes e nos tecidos radiculares; d) modificações nos componentes químicos dos tecidos da planta; e) redução do estresse abiótico; f) modificações microbianas na micorrizosfera. Também, a produção de substâncias capazes de influenciar a resistência ao ataque de patógenos pelas plantas colonizadas por FMA, além da expressão diferencial de vários genes envolvidos na defesa vegetal contra o ataque de patógenos.

Há evidências que sugerem que a associação de endomicorriza com plantas contribui para a resistência a certos patógenos radiculares, incluindo fungos e nematóides, por produzir substâncias antibióticas (Alexopoulos *et al.*, 1996). Também, é sugerido que FMA podem absorver e transferir metabólicos de outros fungos, bactérias, actinomicetos, algas e cianobactérias, da rizosfera para as plantas.

Em condições de estresse, como no caso a presença do patógeno, os FMA apresentam efeitos positivos no crescimento de bananeiras (Declerck *et al.*, 2002). Contudo, somente a melhoria na nutrição de fósforo e o aumento no crescimento das plantas não explicaram a redução nos sintomas de *Phytophthora nicotianae*; existem outros mecanismos envolvidos na tolerância das plantas micorrizadas ao ataque de patógenos, como a própria presença dos FMA nas raízes, a competição entre os FMA e fungos

patogênicos por sítios de infecção e a indução de resistência com modificações bioquímicas no hospedeiro (Trotta *et al.*, 1996).

Embora alguns relatos mostrem um aumento na incidência de moléstias (Zambolim, 1985), de maneira geral observa-se um decréscimo no ataque de fungos fitopatogênicos em raízes de plantas micorrizadas (Schenk & Kellam, 1978; Gianinazzi *et al.*, 1982; Paulitz & Linderman, 1991). As micorrizas induzem a resistência da planta aos fungos patogênicos (Hussey & Roncadori, 1982; Zambolim & Schenk, 1981), competem fisicamente por espaços nas raízes e aumentam a espessura da parede das células corticais (Zambolim, 1985; Zambolim & Schenk, 1983).

Existem relatos da diminuição no ataque de *Phytophthora cinnamomi* Rands, um dos causadores de Podridão do Colo na maçã, de inibição de micorrizas em *Pínus sp* (Marx, citado por Lopes *et al.*, 1983), em cipreste (Bartschi *et al.*, citado por Guillemín *et al.*, 1994) e em abacaxi (Guillemín *et al.*, 1994). O mesmo fato foi evidenciado com o gênero *Fusarium*: a inoculação de *Glomus sp.* em soja diminuiu o ataque de *Fusarium solani* (Mart.) Sacc. (Zambolim, 1980); a inoculação de *Glomus intraradice* (N. C. Schenck) G. S. Sm. aumentou a resistência do tomate ao ataque de *Fusarium oxysporum f. sp. radicle-lycopersici* (Jarvis) Shoemaker (Caron *et al.*, 1986) e a utilização de um inóculo micorrízico, constituído de uma mistura de *Glomus etunicatum*, *Glomus clarum* e *Acaulospora sp.* em porta-enxertos de videira (Paulsen 1103 e SO4) controlou o ataque de *Fusarium oxysporum f. sp. herbermontis*, agente causal da fusariose em videira (Zemke, 2003).

2.4.3 FMA e manejo do solo

Trabalhos têm mostrado que a redução no preparo do solo aumenta o número de propágulos e mantém a rede de micélios dos FMA (Munyanziza *et al.*, 1997; Hamel, 1996). Douds & Millner (1999) afirmam que a velocidade e a taxa de colonização radicular das culturas aumentam, melhorando, em muitos casos, o estabelecimento da cultura e a sua produtividade. Plantas de milho semeadas em solo com plantio direto ou cultivo mínimo apresentaram maior absorção de P e colonização radicular nos estágios iniciais de desenvolvimento do que plantas cultivadas em áreas lavradas.

Douds *et al.* (1995) sugerem que o preparo do solo pode modificar as comunidades de FMA, exercendo um efeito seletivo sobre suas espécies. As espécies mais resistentes às mudanças causadas nas características do solo vão proliferar, mas elas podem não ser as mais eficientes para a simbiose. Já Franke-Snyder *et al.* (2001) comparando estruturas e população de FMA associado com cultivo de soja e milho em manejo convencional e sistema de cultivo de baixo impacto, durante 15 anos, não encontraram diferenças nas comunidades dos FMA.

2.4.4 Efeito dos pesticidas sobre os FMA

Segundo Jalali & Sharma (1993) FMA, como muitos outros organismos do solo, podem sofrer com o uso de certos pesticidas. A infecção radicular e o desenvolvimento dos FMA podem ser inibidos, estimulados ou se conservar indiferentes à presença dos pesticidas. Os fungicidas sistêmicos, como thiobendazol, benomyl e triadimefon, são comprovadamente tóxicos aos FMA, entretanto captan não possui efeito sobre estes fungos. Nematicidas geralmente não exibem ou exibem pouco efeito sobre os FMA. Alguns nematicidas, como os 1,2-dibromo-3-cloropropano (DBCP), podem até mesmo estimular a infecção radicular. Esta resposta pode ser causada pelo controle de

organismos competidores e predadores, além de possível estimulação à exsudação, pelo hospedeiro, de compostos benéficos aos FMA (Hamel, 1996; Munyanziza *et al.*, 1997).

Os herbicidas paraquat e simazine não apresentam efeito tóxico aos FMA, mas o controle das plantas espontâneas durante muito tempo reduz a diversidade de espécies hospedeiras. Por causa da natureza biotrófica dos FMA, a redução da diversidade de hospedeiros pode eliminar, reduzir a capacidade infectiva ou até mesmo eliminar fungos benéficos para as culturas (Hamel, 1996).

2.4.5 Efeito dos fertilizantes sobre os FMA

Os fungos micorrízicos, por sua capacidade de explorar maior volume de solo, permitem que uma maior quantidade de íons minerais sejam absorvidos pelas hifas dos fungos que os transferem à planta hospedeira. Dentre os íons mais eficientemente absorvidos está o fósforo (P) (Marschener & Dell, 1994).

Segundo Abbott & Robson (1991) a aplicação de altas doses de P solúvel tende a reduzir consideravelmente a colonização radicular, a diversidade de FMA, a produção de esporos e a resposta das plantas a inoculantes. Entretanto muitas espécies de FMA são hábeis em colonizar raízes sob altas aplicações de P. No entanto é possível que continuadas aplicações de P possam, eventualmente, levar ao desenvolvimento de populações de FMA hábeis em colonizar raízes de plantas providas com quantidades suficientes de P. Solos bem fertilizados podem selecionar espécies de micorrizas que não sejam as mais eficientes para a simbiose (Johnson, 1993). Níveis altos de potássio têm favorecido a colonização radicular por FMA. Já aplicação pesada de N prejudica os FMA, sendo que o nitrato tem se mostrado mais prejudicial do que a forma amoniacal (Abbott & Robson, 1991).

A redução da colonização radicular em solos bem fertilizados não significa que os FMA tenham sua importância minimizada. As melhorias observadas nas plantas envolvidas na simbiose não dependem somente da fertilidade do solo, mas também do nível de dependência micorrízica da espécie de planta envolvida. Os benefícios dos FMA não se limitam ao suprimento de P, pois promovem também a proteção contra patógenos do sistema radicular. As práticas agrícolas podem maximizar os benefícios às comunidades autóctones de FMA. Sistemas produtivos com baixa utilização de energia fóssil são reconhecidos por manter a sustentabilidade agrícola, proporcionando uma maior colonização radicular, através do aumento da população e da seleção de espécies de FMA, além de manter um elevado nível de esporos no solo, se comparados aos sistemas convencionais. Estes sistemas são caracterizados pela redução do preparo do solo, aumento na diversidade de culturas, manutenção das plantas de cobertura e redução de insumos químicos (fertilizantes e pesticidas) (Hamel, 1996).

2.5 Considerações sobre o estudo da ocorrência, diversidade e dinâmica dos FMA

Segundo Colozzi & Cardoso (2000), o estudo da ocorrência, da diversidade e da dinâmica populacional dos FMA tem sido um desafio, dadas as dificuldades de identificação desses fungos, tanto livres no solo como no interior de raízes. Os inóculos dos FMA apresentam-se de três formas: esporos no solo, hifas no solo e no interior de raízes. A identificação dos FMA tem se baseado tradicionalmente na morfologia dos esporos, principalmente pelo tamanho, cor, posição da hifa terminal, presença de apêndices e características da parede (Abbott & Robson, 1991; Douds & Millner, 1999; Redecker, 2002). A identificação de esporos de FMA coletados diretamente do campo não é fácil e

requer muita familiaridade com as espécies que ocorrem no local (Abott & Robson, 1991; Douds & Millner, 1999). A identificação pode ser dificultada se: 1) poucos esporos estão presentes; 2) as espécies não produzem esporos; 3) os esporos presentes estão em diferentes estágios de seu desenvolvimento; 4) existem misturas de espécies difíceis de distinguir; 5) os esporos pertencem a espécies não descritas; 6) os esporos estão parasitados ou com as paredes degradadas (Abbott & Robson, 1991; Douds & Millner, 1999).

Estes problemas podem ser solucionados com a utilização de culturas armadilhas. Existem várias formas de se estabelecer as culturas-armadilhas. Pode-se cultivar plantas, geralmente gramíneas ou leguminosas, em vasos na casa de vegetação em mistura 1:1 de solo do campo e areia esterilizada. Cultivar plantas retiradas do campo em solo livre de FMA para encorajar a esporulação de espécies que colonizam suas raízes. Raízes coletadas no campo também podem ser utilizadas em culturas armadilhas, por conter muitas espécies de FMA (Douds & Millner, 1999). Dessa forma, espécies que não estavam presentes na amostra de campo e diferentes estágios de desenvolvimento dos esporos podem ser observados. Outra forma de auxiliar a identificação de espécies de FMA é o estabelecimento de culturas puras em solo nativo e/ou areia esterilizados. Esporos saudáveis são separados e colocados individualmente ou em grupos, que provavelmente representem a mesma espécie, em potes contendo plantas, geralmente *Paspalum notatum* Flugge e *Sorghum bicolor* (L.) Moench (Douds & Millner, 1999). As culturas são amostradas em intervalos de tempo. Geralmente são necessárias muitos ciclos das culturas-armadilhas para que algumas espécies que não esporulavam apareçam. Stutz & Morton (1996) observaram, após três ciclos da cultura armadilha, a esporulação de sete espécies

que não estavam presentes na primeira amostragem. Já Franke-Snyder *et al.* (2001) observaram apenas uma espécie adicional. Muitas culturas podem fracassar, principalmente por ter esporos pouco saudáveis, germinação deficiente dos esporos e condições inadequadas para as espécies esporularem. Stürmer & Bellei (1994) conseguiram cultivar apenas 2 de 22 espécies de FMA isoladas de dunas no Brasil. Os resultados obtidos a partir de culturas-armadilhas não representam a relativa diversidade e riqueza de espécies de FMA do local original. As culturas armadilhas tendem a ser específicas, estimulam a esporulação de poucos FMA, principalmente quando diferentes condições são empregadas (Brundrett *et al.*, 1999a e 1999b). Apesar disso, são consideradas importantes instrumentos para complementar estudo da diversidade e riqueza de FMA de determinado local. Da mesma forma que as culturas-armadilhas, a identificação e contagem de esporos diretamente do campo não informa a respeito da distribuição e abundância de cada espécie de FMA, nem mesmo sobre a contribuição para a quantidade de hifas presentes no solo e nas raízes. Por isso vários métodos têm sido utilizados para complementar os estudos de ecologia dos FMA. Segundo Sylvia *et al.* (1992) identificação a partir da morfologia de hifas presentes em raízes podem ser usadas. Essa técnica requer muita experiência desenvolvida “a priori” em culturas puras dessas espécies em um único hospedeiro. Podem existir muitas mudanças na morfologia de um fungo dentro da raiz de diferentes hospedeiros. Essa técnica é utilizada principalmente em laboratório quando se conhece a identidade dos fungos. A distinção das hifas de FMA pode ser feita microscopicamente até família. O diâmetro, a falta de septo e grampo de conexão distinguem muitas hifas de FMA no solo, mas se as hifas são finas, não são facilmente distinguidas de outros fungos. Assim, o total de hifas de FMA nos experimentos em casa

de vegetação são quantificadas a partir da diferença entre um solo inoculado com FMA de um solo sem a presença dos mesmos.

Já segundo Hahn *et al.* (1993 e 1994), testes imunológicos também têm sido aplicados para a identificação e estudos de FMA. O uso de alguns anticorpos têm permitido a identificação até espécie. A baixa produção de anticorpos para antígenos de FMA e a reatividade cruzada de alguns anticorpos restringem o uso desta tecnologia a laboratórios.

Esporos e vesículas são constituídos por lipídios. Por isso, alguns ácidos graxos são exclusivos e podem ser usados para distinguir lipídios de uma espécie de FMA de outra e do próprio hospedeiro. Diferenças no perfil de ácidos graxos entre FMA indica que a análise de ácidos graxos ester-metil-ester (fatty acid methyl ester - FAME) pode ser utilizada para identificar espécies de FMA (Graham *et al.*, 1995). Essa técnica tem sido utilizada em amostras puras de FMA, mas apresenta um grande potencial para a identificação destas espécies no campo (Douds & Millner, 1999).

A identificação de FMA no interior de raízes tem sido o maior problema de estudos de ecologia dos FMA. As técnicas moleculares de Reação de Cadeia de Polimerase (PCR) e Polimorfismo de comprimento de fragmentos de restrição (restriction fragment length polymorfism - RFLP) têm sido aplicados para a identificação de FMA (Douds & Millner, 1999). Clapp *et al.* (1995) observaram em um estudo a campo que os resultados de PCR no solo para as espécies de *Acaulospora* e *Scutelospora* foram semelhantes as contagens de esporos, em ambos os casos houve abundância desses gêneros, mas o PCR nas raízes apresentou baixa colonização radicular desses gêneros. Os gêneros *Acaulospora*, *Scutelospora* e *Glomus* apareceram colonizando as raízes, mas houve a predominância de

Glomus, que apresentou pouca esporulação. Colozzi & Cardoso (2000), em estudo a campo, também demonstraram que as contagens de esporos não caracterizavam a colonização radicular. Esporos de *Scutellospora gilmorei* presentes na rizosfera do cafeeiro, não determinaram a colonização dessa espécie nas raízes do cafeeiro. Além do potencial de identificar FMA no interior de raízes de plantas, as técnicas moleculares têm contribuído para o melhor estabelecimento da filogenia dos FMA. A descoberta de esporos de dois gêneros de FMA sendo produzidos sobre a mesma hifa e que provavelmente pertencem a uma nova família, as várias linhagens de Glomales que não foram identificadas e que produzem esporos similares aos de *Glomus* e os esporos do tipo acaulosporóide que ocorrem em ambas as famílias *Acaulosporaceae* e *Archeosporaceae*, identificados por análises moleculares, tornam imprescindível o desenvolvimento destas técnicas (Douds & Millner, 1999; Redecker, 2002). Porém, segundo Sanders *et al.* (1995), alguns problemas restringem o uso da abordagem molecular. Esporos coletados a campo todos de mesmo tamanho e cor, produziram diferentes bandas após a digestão com “endonuclease restriction”. As seqüências de marcadores provenientes de rDNA de Glomales até agora vêm mostrando variação dentro de esporos de uma população.

Perante dúvidas e incertezas dos novos métodos de identificação de FMA, o método clássico de identificação é a alternativa mais viável para o momento (Douds & Millner, 1999). Uma estratégia de longo prazo pode ser seguida. Esporos retirados de amostras do local de estudo são separados em grupos de espécies iniciando as culturas em casa de vegetação. Culturas-armadilhas com o solo do local de estudo são também iniciadas. Ambos os tipos de culturas são monitorados regularmente. Esporos são isolados e identificados e culturas puras contendo apenas uma espécie são iniciadas. Desta forma a

riqueza de espécies pode ser calculada. Depois de possuir familiaridade com as espécies do local, estudos com diferentes práticas de manejo podem ser examinados. A diversidade e a abundância de espécies pode ser descrita pela comunidade esporulante (Douds & Millner, 1999). Essa estratégia, considerada por alguns dispendiosa e que, às vezes, alcança resultados não-conclusivos (Colozzi & Cardoso, 2000), deve ser complementada por técnicas mais modernas de mensuração da biodiversidade dos FMA, como os métodos moleculares, permitindo melhor compreensão da ecologia desses organismos.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Local

O levantamento foi realizado em seis propriedades: três com manejo orgânico e três com manejo convencional, pertencentes ao município de Urussanga/SC (Latitude 28°33'45" e Longitude 49°18'45") com clima sem estação seca, com verão quente (Cfa), onde a temperatura média anual é de 21°C, sendo a média do mês mais frio 14,4°C e do mês mais quente 23,5°C. A umidade relativa do ar fica por volta de 77 a 84% durante todo o ano e a precipitação média anual é de 1622 mm.

3.2 Caracterização das áreas

No começo do levantamento cinco vinhedos estavam entrando no terceiro ano pós-implantação e um vinhedo convencional com 18 anos pós-implantação. Todos utilizando porta-enxerto SO4 (*V. riparia* Michaux x *V. berlandieri* Blanchon) e cultivar niágara branca de copa. A classe do solo na qual estão situados os vinhedos é Argissolo de origem granítica (Embrapa, 1999). Os seis vinhedos estão em classe de relevo (suave ondulado).

3.2.1. Manejo convencional

Os vinhedos convencionais (com três anos) foram implantados conforme recomendações técnicas, sendo a fertilidade do solo recuperada de acordo com recomendações da Comissão de Fertilidade do Solo RS/SC (1995), aplicando-se a lanço 5 t/ha de calcário PRNT 80, 150 Kg/ha de cloreto de potássio (60% de K₂O) e 180 Kg de superfosfato simples (41% de P₂O₅), incorporados por lavração e gradagem. A adubação de manutenção foi feita com aplicação de 200 Kg/ha de sulfato de amônia (20% de N), 100 Kg/ha de cloreto de potássio e 100 Kg/ha de superfosfato simples, na segunda quinzena de abril/2003.

Os problemas fitossanitários mais freqüentes, são: Antracnose (*Elsinoe ampelina* Shears), conhecida também por “olho de passarinho” e “negrão”, devido à sua característica sobre as bagas das uvas. É uma moléstia comum no sul do Brasil, cujas condições de clima são favoráveis à sua incidência. O fungo pode desenvolver-se em ampla faixa de temperatura, de 9°C a 20°C, sendo os ataques mais severos com temperaturas entre 15° e 18°C, associadas a umidade relativa do ar alta. Manifesta-se em todos os órgãos aéreos da videira durante todo o ciclo vegetativo, se ocorrerem condições ideais para o seu desenvolvimento. Ao ser detectado nos vinhedos é controlado com aplicações de Captan e Chlorothalonil; Míldio (*Plasmopara viticola* (Berk. & Curtis) Berl. & de Toni, também é chamada de “mofo” ou “muffa”. O fungo tem o seu desenvolvimento favorecido com temperaturas entre 10°C e 29°C e elevada umidade relativa do ar. Todos os órgãos verdes estão sujeitos ao ataque do fungo. É controlado com aplicações de fungicidas específicos, sendo os mais utilizados na região o Captan e Mancozeb; Besouros desfolhadores (*Maecolaspis* sp.), são pequenos besouros que comem as folhas da videira

deixando as nervuras. A folha fica com um aspecto semelhante a uma rede. Atacam, principalmente no meio da primavera. São controlados com o emprego de inseticidas à base de Triclorfon e Fenitrothion.

Como manejo do solo, mantém-se o mesmo sempre coberto com vegetação espontânea, sendo realizadas roçadas das plantas quando necessário. No inverno, semeia-se a lanço 80Kg/ha aveia preta (*Avena strigosa* Schieb.), que tendo completado seu ciclo vital, após secar, forma uma espessa camada de matéria orgânica morta sobre o solo, prestando grande benefício no controle da erosão hídrica.

3.2.2 Manejo orgânico

Os vinhedos orgânicos foram implantados conforme recomendações técnicas, sendo a fertilidade do solo recuperada de acordo com recomendações da Comissão de Fertilidade do Solo RS/SC (1995), aplicando-se a lanço 5,5 t/ha de calcário PRNT 80, 160 Kg/ha de cloreto de potássio (60% de K_2O) e 220 Kg de fosfato natural de Arad (33% de P_2O_5), incorporados por lavração e gradagem. A adubação de manutenção foi feita com aplicação de três toneladas por hectare de cama-de-aviário (3,2% de N, 3,5% de P_2O_5 , 2,5% de K_2O e 70% de matéria seca) e biofertilizante (esterco de vaca cru; leite; melado; minerais), na segunda quinzena de abril/2003.

Os tratos fitossanitários realizados periodicamente para o controle da antracnose e míldio mediante emprego de caldas sulfocálcica e calda bordalesa. A primeira aplicação de calda sulfocálcica é realizada preventivamente no mês de julho, quando as plantas de videira estão em estado de dormência; depois, realizam-se novas aplicações começando antes do início da floração, geralmente, três pulverizações com intervalos de sete a dez dias. As aplicações de calda bordalesa são feitas preventivamente iniciando com

as bagas no tamanho de um chumbinho, pulverizando a cada sete a dez dias, sendo a última aplicação 20 dias antes da colheita.

Como manejo do solo, faz-se o mesmo utilizado no manejo convencional.

3.3 Composição das amostras de raízes e solo

As amostras de raízes e do solo adjacente às raízes foram coletadas para determinar a presença de espécies de FMA, estruturas de FMA presentes nas raízes de videira e as características químicas do solo.

As coletas foram realizadas em três épocas diferentes, nos meses de setembro/2002, fevereiro/2003, e julho/2003. Em cada vinhedo, determinou-se 100 plantas como uma unidade amostral, a cada coleta foram escolhidas aleatoriamente 10 plantas, caracterizando-se 10 sub-amostras, formando uma amostra composta de por unidade amostral. Todas as sub-amostras de raízes e solo foram retiradas a uma profundidade de 5 a 10 cm, junto a planta.

O estudo teve um total de 18 unidades amostrais (n) distribuídas nos meses e nos locais de coleta, conforme descrito abaixo:

- 1) Coleta setembro/2002: vinhedos orgânicos n=3
vinhedos convencionais n=3
- 2) Coleta fevereiro/2003: vinhedos orgânicos n=3
vinhedos convencionais n=3
- 3) Coleta julho/2003: vinhedos orgânicos n=3
vinhedos convencionais n=3

3.4 Preparação das amostras de solo e raízes

As amostras de solo adjacentes às raízes foram homogeneizadas e secas ao ar para a extração de esporos de FMA e determinação das características químicas.

As raízes foram lavadas em água corrente e, em seguida, as radículas foram cortadas na porção mediana, em segmentos de aproximadamente 1 cm e guardadas em uma solução de F.A.A. (Formaldeído a 5%, Ácido Acético a 5% e Álcool Etílico a 90%) para posterior determinação da presença de estruturas dos FMA.

3.5 Extração e quantificação de propágulos de FMA

Os esporos de FMA foram extraídos pela técnica de peneiramento úmido (Gerdemann & Nicolson, 1963), seguido de centrifugação com sacarose. Do solo seco ao ar, retirou-se uma amostra de 50g, que foi colocada em uma seqüência de peneiras de 250 e 53 μm e lavada com água destilada. O solo retido na peneira de 53 μm foi separado e colocado em tubos para a centrifugação durante 3 minutos a 1750 rpm em centrífuga de rotor plano. Depois de retirado e guardado o primeiro sobrenadante, acrescentou-se solução de sacarose com concentração de 480g/l, homogeneizando-a em seguida e centrifugando-a por mais 30 segundos a 1750 rpm. Os dois sobrenadantes foram passados pela peneira de 53 μm e lavados cuidadosamente com água destilada para retirar o excesso de argila e sacarose.

O material retido na peneira de 53 μm , esporos dos FMA e impurezas, foi observado em microscópio estereoscópio, com aumento de 30 vezes, sendo realizada a contagem e separação dos esporos de FMA do restante do material. A separação dos esporos foi realizada em vidro de relógio com auxílio da agulha histológica e micropipeta. Os esporos resistentes ao toque da agulha histológica foram separados e armazenados em

vidros de 20 ml, contendo uma solução de azida sódica (NaN_3) 0,05 %, a 4 °C, para a posterior separação por tipos morfológicos de esporos e determinação das espécies presentes. Os morfotipos foram separados em função da cor, forma e transparência.

Lâminas contendo os morfotipos foram preparadas com as soluções fixadoras PVLG (Polivinil-Lacto-Glicerol) e PVLG+Melzer (1:1) (Polivinil-Lacto-Glicerol + reagente Melzer). Em uma lâmina previamente identificada com o código do morfotipo, foram colocados, com o auxílio de uma pipeta, 20 esporos de FMA em dois pontos distintos da lâmina, um para cada solução fixadora. O excesso de água do esporos foi retirado com o auxílio de papel toalha. Após foram colocadas pequenas gotas das soluções, uma para cada grupo de esporos, colocando-se uma lamínula e preenchendo-se os espaços vazios com as soluções. As lâminas foram colocadas em estufa a temperatura de 50°C durante dois dias. Nesse período, verificavam-se as lâminas, completando-se os espaços vazios com as soluções. Após a secagem, os esporos foram quebrados com uma leve pressão sobre a lamínula realizada com o auxílio de um lápis borracha. Depois de prontas, as lâminas contendo os esporos dos morfotipos foram enviadas para a identificação das espécies no Departamento de Biologia da Universidade Estadual de Maringá (UEM), localizada em Maringá/PR, pela Dra. Rosilaine Carrenho, pelo método descrito por Schenck & Perez (1988).

3.6 Quantificação de estruturas de FMA em segmentos de raízes

As raízes conservadas em solução FAA (Formaldeído a 5%, Ácido Acético Glacial a 5% e Álcool Etílico a 90%) foram utilizadas para a quantificação de hifas, vesículas e arbúsculos, sendo utilizado o método de tingimento de raízes adaptado de

Schmitz (1998) e Honrubia *et al.* (1993). Estes autores basearam seus trabalhos no método de clarificação e coloração descrito por Philips & Hayman (1970).

As raízes foram colocadas em solução de hidróxido de potássio (KOH) a 10% em copos de Becker de 50ml, e mantidos em banho-maria por 12 min em temperatura de 90 a 100°C. Após, retirou-se a solução de KOH e lavaram-se as raízes com água destilada por três vezes. Aproximadamente 30 segmentos de raízes de 1 cm de comprimento, de cada unidade amostral, foram utilizados para o processo de tingimento, sendo aproveitados 24 segmentos.

Realizada a lavagem, mantiveram-se as raízes imersas em uma solução de hipoclorito de sódio (NaClO+NaCl+H₂O) + ácido clorídrico (HCl), (100ml de NaClO+NaCl+H₂O a 1% + 0,5ml de HCl com pH em torno de 5,5) por 7 a 10 minutos. Após, lavaram-se os segmentos de raízes com água destilada por três vezes.

As raízes lavadas foram tingidas com algumas gotas de Azul de Tripano (lactofenol + Azul de Tripano) em banho-maria por 10 minutos a 90°C. Após, o excesso de tintura foi retirado com água destilada.

Os segmentos de raízes tingidos foram guardados em ácido láctico (CH₃CHOHCOOH). Os segmentos de raízes com ácido láctico foram colocados sobre lâminas, 8 segmentos por lâmina, colocando-se 4 segmentos por lamínula, preparando-se 3 lâminas, num total de 24 segmentos de raízes avaliados por unidade amostral. Sobre a lamínula exerceu-se uma leve pressão com a finalidade de dilacerar o córtex, facilitando a visualização das estruturas de FMA. A visualização foi feita em microscópio óptico com aumento de 250 e 400 vezes.

O índice de avaliação de colonização por hifas de FMA e de contagem de vesículas e arbúsculos está descrito em Nemeç (1992). Segundo esse índice, a presença destas estruturas do fungo no córtex é avaliada em uma escala de 0 a 3. As vesículas e arbúsculos são classificados de acordo com os seguintes critérios: 0 para a inexistência de estruturas; 1 para uma até 50 estruturas presentes; 2 para 51 até 100 estruturas presentes; e, 3 para mais de 100 estruturas presentes. A presença de hifas é classificada de acordo com os seguintes critérios: 0 para a inexistência de hifas; 1 para escasso desenvolvimento de hifas no segmento; 2 para desenvolvimento moderado de hifas; e 3 para amplo desenvolvimento de hifas.

A porcentagem de colonização com FMA foi calculada pela relação entre o número de fragmentos de raízes colonizados pelo total de fragmentos analisados. Para este cálculo, aproveitaram-se os resultados obtidos na quantificação de estruturas de FMA nas raízes. A presença ou não de estruturas, independente do índice de presença determinado, indicou a porcentagem de colonização por FMA.

3.7 Caracterização química do solo

O solo passou por análise química visando a determinação do pH, teor de matéria orgânica (MO) e análise de macronutrientes. As análises foram realizadas no Laboratório Físico, Químico e Biológico da Companhia Integrada de Desenvolvimento Agrícola de Santa Catarina (CIDASC).

3.8 Análise estatística:

Os resultados obtidos foram avaliados pelos métodos de Análise de Ordenação e Análise de Variância Multivariada com Teste de Aleatorização (Orlóci *et al.*, 1987).

Os dados referentes à morfotipos/contagem de esporos, estruturas presentes nas raízes e características químicas do solo foram avaliados individualmente pelos seguintes métodos:

- 1) Ordenação: obtida por análise de Componentes Principais. Utilizou-se como medida de semelhança correlação entre variáveis;
- 2) Correlação entre variáveis, seguidas de Teste de Aleatorização;
- 3) Análise de variância Multivariada com Teste de Aleatorização.

As unidades amostrais nas Análises de Variância com Teste de Aleatorização foram agrupadas de acordo com manejo e época de coleta.

Para a análise de Ordenação, foi utilizada transformação vetorial, normalização dentro de variáveis, com o objetivo de padronizar as variáveis e dar mais consistência a variação contida em cada eixo da Ordenação. Como medida de semelhança utilizou-se a Distância Euclidiana que mostrou-se a mais expressiva para a análise de Ordenação.

Os dados oriundos da contagem de esporos foram transformados pela raiz quadrada do valor absoluto quando utilizados nas análises de ordenação, a fim de minimizar a variância contida nas contagens de esporos de determinados tipos morfológicos de FMA.

Empregou-se Testes de Hipóteses via aleatorização para avaliar as diferenças entre os manejos e a correlação entre as variáveis. As matrizes para os testes de hipóteses foram normalizadas com o objetivo de padronizar as variáveis. A medida de semelhança usada foi Distância Euclidiana entre as unidades amostrais. Não foi utilizada transformação vetorial para os dados.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Morfotipos/espécies

O método utilizado para separar os esporos de FMA, pela cor, forma e transparência, resultou no isolamento de oito morfotipos: morfotipo (A) globoso, fosco e de cor alaranjada; (B) globoso, transparente e de cor alaranjada; (C) elíptico, fosco e de cor alaranjada; (D) globoso, transparente; (E) irregular, fosco e de cor alaranjada; (F) elíptico e transparente; (G) globoso e de cor cinza; (H) globoso e de cor marrom. Apesar da utilização de poucas características para separação dos esporos de FMA, o trabalho apresentou uma síntese das espécies de FMA que ocorrem nos locais avaliados. A identificação dos esporos revelou que a maioria dos morfotipos foi constituída por diferentes espécies de FMA (Tabela 1). Dois morfotipos constituíram-se de apenas uma espécie cada (F e G), dois morfotipos constituiu-se de duas (A e D), três (C, E e H), ou quatro espécies (B) (Tabela 1). Também verificou-se que diferentes esporos de uma mesma espécie foram incluídos em diferentes morfotipos. *Glomus invermaium* (A, B e C), *G. macrocarpum* (A, B e C), *G. claroideum* (B, E, F e H), *G. etunicatum* (B, C, D e E) (Tabela 1), provavelmente, pelos esporos estarem em diferentes estágios de desenvolvimento.

Tabela 1 - Nomes científicos e descritores das espécies de FMA, para cada morfotipo, encontradas em 18 unidades amostrais pertencentes a vinhedos convencional e orgânico. As unidades amostrais foram coletadas no município de Urussanga/SC, nos meses de Setembro/2002, Fevereiro/2003 e Julho/2003.

Morfotipos*	Espécies de FMA
A	<i>Glomus invermaium</i> Hall
	<i>G. macrocarpum</i> Tulasne & Tulasne
B	<i>G. claroideum</i> Schenck & Smith
	<i>G. invermaium</i>
	<i>G. etunicatum</i> Becker & Gerdemann
	<i>G. macrocarpum</i>
C	<i>G. etunicatum</i>
	<i>G. invermaium</i>
	<i>G. macrocarpum</i>
D	<i>Acaulospora mellea</i> Spain & Schenck
	<i>G. etunicatum</i>
E	<i>G. claroideum</i>
	<i>G. etunicatum</i>
	<i>A. scrobiculata</i> Trappe
F	<i>G. claroideum</i>
G	nid**
H	<i>G. claroideum</i>
	<i>G. diaphanum</i> Morton & Walker
	<i>Entrophospora infrequens</i> (Hall) Ames & Schneider

*Características dos esporos por morfotipo: A = globoso, fosco, alaranjada; B = globoso, transparente, alaranjada; C = elíptico, fosco, alaranjada; D = globoso, transparente; E = irregular, fosco, alaranjada; F = elíptico, transparente; G = globoso, cinzento; h = globoso, marrom. ** nid – não identificado.

Foram observados três gêneros de FMA nas áreas estudadas: *Glomus*, *Acaulospora* e *Entrophospora*. O gênero *Glomus* foi encontrado em todos os morfotipos (exceto G), o que é esperado, visto que este gênero é o mais diverso e numeroso entre os FMA (Tabela 1).

A separação por morfotipos tem boa correlação com número de espécies e esporulação das mesmas. Segundo Focchi (2003), com o resultado da contagem, separação e identificação de esporos de FMA em pomares de citros com manejo orgânico e convencional no município de Montenegro/RS, foram obtidas três matrizes de descrição das comunidades de FMA, elaboradas a partir dos morfotipos, grupos de gêneros e a

presença e ausência de espécies. As matrizes de morfotipos e gêneros foram elaboradas pelas contagens de esporos. A matriz de espécies foi elaborada pela presença e ausência de espécies. Observou-se correlação significativa entre as matrizes de semelhança de unidades amostrais descritas por morfotipos, grupos de gêneros e espécies. Entre as matrizes de morfotipos e grupos de gêneros houve correlação de 0,90. Entre as matrizes de morfotipos e espécies houve correlação de 0,33.

Avaliação desta dissertação baseou-se numa matriz descritiva quantitativa dos morfotipos encontrados, elaborada pela contagem de esporos (Tabela 2).

Observou-se número de esporos maior em setembro (Tabela 2), provavelmente por serem os esporos estruturas de resistência no período de inverno, em que as videiras estão em dormência, e não há vegetação espontânea devido ao manejo da aveia.

Na Análise de Variância Multivariada das comunidades de FMA, descritas pelos morfotipos, constatou-se que não houve diferenças significativas entre os tipos de manejo (Tabela 3). Segundo Cuenca *et al.* (1998), ambientes mais estáveis tendem a favorecer a esporulação de maior número de espécies, devido à diversidade de nichos ecológicos, presença constante de hospedeiros e pela ausência de variações bruscas nas características do solo. Nesses ambientes existe, provavelmente, maior riqueza de tipos morfológicos de FMA, esporos em diferentes estágios de desenvolvimento e maior número de espécies esporulando (Douds & Millner, 1999). Já, Franke-Snyder *et al.* (2001), em um experimento de longa duração, com soja e milho em diferentes sistemas produtivos sob manejo convencional e orgânico, também observaram que a riqueza, a diversidade e as comunidades de FMA não diferiram entre os tratamentos.

Tabela 2 – Número de esporos de FMA em 50 gramas de solo/unidade amostral, para cada morfotipo, encontradas em 18 unidades amostrais pertencentes a vinhedos convencional e orgânico. As unidades amostrais foram coletadas no município de Urussanga/SC, nos meses de Setembro/2002, Fevereiro/2003 e Julho/2003.

Morfotipos	Setembro/2002*					
	OR1**	OR2	OR3	CO1	CO2	CO3
A	14***	64	5	8	8	8
B	8	25	4	8	3	0
C	28	99	8	9	31	5
D	5	11	9	2	10	4
E	3	1	0	2	0	3
F	2	2	0	5	3	0
G	0	1	4	1	4	9
H	0	0	16	0	0	6
Total	60	203	106	85	59	45
Morfotipos	Fevereiro/2003*					
	OR1**	OR2	OR3	CO1	CO2	CO3
A	5***	14	4	10	5	4
B	3	13	7	4	2	7
C	7	18	10	25	19	5
D	2	3	3	6	7	2
E	1	3	4	0	2	0
F	0	1	0	3	0	0
G	0	0	1	0	1	5
H	0	0	0	0	0	2
Total	18	52	28	48	36	25
Morfotipos	Julho/2003*					
	OR1**	OR2	OR3	CO1	CO2	CO3
A	15***	44	11	22	9	14
B	10	34	24	9	4	21
C	24	58	27	43	41	13
D	8	8	10	11	13	6
E	4	4	12	0	7	0
F	3	8	0	0	0	0
G	0	0	4	12	3	7
H	0	2	0	0	0	0
Total	54	158	88	97	77	61

*Período da coleta. **OR1 = orgânico 1; OR2 = orgânico 2; OR3 = orgânico 3; CO1 = convencional 1; CO2 = convencional 2; CO3 = convencional 3. ***Número de esporos, extraídos pela técnica de peneiramento úmido (Gerdemann & Nicolson, 1963).

Conforme visto na Tabela 3 ainda não há diferença nas comunidades de FMA entre os vinhedos com manejo convencional e orgânico, mesmo com a menor interferência externa (uso de insumos químicos, por exemplo) no manejo orgânico, provavelmente pelo pouco tempo de implantação dos vinhedos (no começo do levantamento cinco vinhedos estavam entrando no terceiro ano pós-implantação e um vinhedo convencional com 18 anos pós-implantação). As práticas agrícolas podem maximizar os benefícios às comunidades autóctones de FMA. Sistemas produtivos com baixa utilização de energia fóssil são reconhecidos por manter a sustentabilidade agrícola, proporcionando uma maior colonização radicular, através do aumento da população e da seleção de espécies de FMA, além de manter um elevado nível de esporos no solo, se comparados aos sistemas convencionais. Estes sistemas são caracterizados pela redução do preparo do solo, aumento na diversidade de culturas, manutenção das plantas de cobertura e redução de insumos químicos (fertilizantes e pesticidas) (Hamel, 1996).

Tabela 3 – Síntese das Análises de Variância Multivariada com Teste de Aleatorização de 18 unidades amostrais, pertencentes a vinhedos convencional e orgânico, descritas por morfotipos de FMA. As unidades amostrais foram coletadas no município de Urussanga/SC, nos meses de Setembro/2002, Fevereiro/2003 e Julho/2003.

Critério para o contraste		
Manejo	Convencional	a*
	Orgânico	a

* Manejos seguidos de mesma letra não diferem significativamente quanto a composição das comunidades de FMA ($p \leq 0,05$).

A diversidade de FMA no solo é determinante na regulação da diversidade, produtividade e variabilidade de comunidades vegetais constituindo um fator ecológico inerente para a estabilidade e manutenção de ecossistemas terrestres (Van Der Heidjen *et*

al., 1998). O manejo do solo e a sucessão de espécies vegetais em sistemas agrícolas podem regular a ecologia funcional e a dinâmica populacional das comunidades de FMA. Hendrix *et al.* (1995) constataram que solos cultivados continuamente com soja apresentaram espécies de *Gigaspora* como FMA dominantes, enquanto em solos rotacionados com as culturas de milho, sorgo e festuca, constatou-se quantidade maior de espécies do gênero *Glomus*. Portanto, a escolha da espécie vegetal de cobertura a ser utilizada é importante, pois estas plantas podem ser responsáveis por promover alterações quantitativas e qualitativas na população de FMA nativos. Nas áreas avaliadas, tanto nos vinhedos orgânicos como nos convencionais utiliza-se o mesmo sistema de cobertura de solo (itens 3.2.1 e 3.2.2), podendo ser mais um fator de não haver diferenças entre as comunidades de FMA.

Segundo Douds & Millner (1999), estudos de comunidades de FMA requerem grande estrutura, geralmente montada durante um longo período, à fim de que os pesquisadores tenham oportunidade de-se familiarizarem com as espécies de determinado local. Esta estrutura compreende a identificação das espécies coletadas na área em estudo e elaboração de culturas armadilhas com solo oriundo do campo, bem como culturas-armadilhas puras, com apenas uma espécie de FMA. Apenas quando todo esse aparato é montado e a familiaridade com as espécies existe, experimentos envolvendo diversos sistemas produtivos podem ser realizados. Porém, estudos conduzidos com culturas armadilhas são dispendiosos, difíceis de ser executados e muitas vezes não apresentam resultados conclusivos (Douds & Millner, 1999; Colozzi & Cardoso, 2000; Redecker, 2002). Apesar disso, trabalhos conduzidos com maior rigor na identificação de espécies de FMA de determinadas comunidades, possibilitam maior informação a respeito das

preferências das espécies quanto à esporulação. Porém, não podem dizer muito em relação à contribuição destas espécies para a biomassa no solo e sobre a comunidade ativa (Abbott & Robson, 1991; Douds & Millner, 1999; Colozzi & Cardoso, 2000; Redecker, 2002). Novas técnicas de mensuração dos FMA têm sido desenvolvidas, como a identificação por testes imunológicos, enzimáticos e moleculares. Estes testes possibilitam identificar e quantificar as espécies de FMA tanto no solo como nas raízes (Douds & Millner, 1999; Colozzi & Cardoso, 2000; Redecker, 2002). Mas, por ainda estarem em desenvolvimento, têm apresentado alguns problemas para a aplicação generalizada em estudos de campo (Douds & Millner, 1999; Redecker, 2002). Dessa forma, o método clássico de identificação parece ser atualmente o método mais indicado para trabalhos com FMA (Douds & Millner, 1999). Entretanto, a superação das dificuldades com os estudos de ecologia dos FMA passa, necessariamente, pela integração das técnicas de identificação de espécies e mensuração da biomassa destes organismos (Colozzi & Cardoso, 2000; Redecker, 2002).

4.2 Tipo de manejo e características químicas

O manejo orgânico do solo determinou maiores teores de MO, K, Ca, Mg e Na. (Tabela 4). Segundo Giovannini (1999), a adubação de videira é um dos componentes do custo de produção e exerce grande influência na produtividade e qualidade da uva e dos vinhos dela oriundos. Uma planta de videira contém obrigatoriamente C, H e O, obtidos da atmosfera e da água, e N, P, K, Ca, Mg, S, B, Cl, Co, Cu, Fe, Mn, Mo, Na e Zn, normalmente obtidos da solução do solo. Outros nutrientes podem estar presentes dependendo do meio onde esta é cultivada (Fregoni 1985). A maior disponibilidade na solução do solo de N, Ca, Na, K e Mg nos vinhedos orgânicos tendem a proporcionar um

melhor estado nutricional das plantas de videira, por se tratarem de elementos essenciais para seu desenvolvimento. Segundo a Comissão de Fertilidade de Solos RS-SC (1995) deve-se observar alguns cuidados na adubação para não ocorrerem desequilíbrios nutricionais, esta precaução deve acontecer, principalmente, nos vinhedos orgânicos na utilização da cama-de-aviário.

Tabela 4 – Média das características químicas do solo de 18 unidades amostrais pertencentes a vinhedos com manejo convencional e orgânico. As unidades amostrais foram coletadas no município de Urussanga/SC, nos meses de Setembro/2002, Fevereiro/2003 e Julho/2003.

Manejo	Características químicas do solo (teor médio)							
	pH	MO (%)	P (ppm)	K (ppm)	Ca (cmol _c /l)	Mg (cmol _c /l)	Na (cmol _c /l)	
Orgânico	6,1	3,7	49,9	232	8,8	2,6	0,75	*a
Convencional	6,0	2,6	50	129	6,3	1,9	0,55	b

*linhas de valores seguidos de mesma letra não diferem significativamente pelo Teste de Aleatorização ($p \leq 0,01$).

Ordenação, obtida a partir da matriz de características químicas, apresentou uma nítida separação entre vinhedos convencional e orgânico (Figura 1), apesar do pouco tempo de implantação da maioria. O eixo horizontal é reflexo das variáveis Ca, Na, Mg, K, mostrando que a medida que os valores dessas variáveis aumentam caracterizam o manejo orgânico. Já o eixo vertical é reflexo das variáveis pH e P mostrando que a medida que os valores dessas variáveis aumentam caracterizam o manejo orgânico.

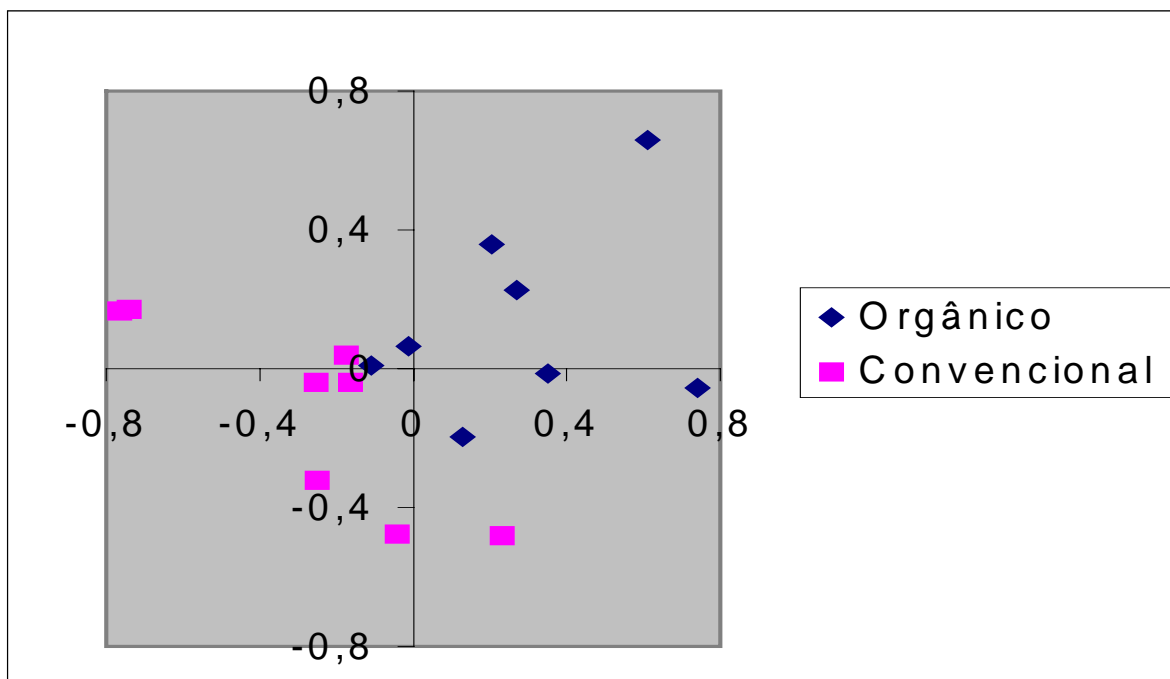


Figura 1: Diagrama de dispersão obtido por ordenação de 18 unidades amostrais descritas pelas características químicas do solo nos manejos convencional e orgânico. Os eixos foram obtidos por análise de componentes principais a partir de distâncias euclidianas com os dados normalizados dentro de variáveis. As variáveis que estão mais correlacionadas com o eixo horizontal são: Ca: $r = 0,94941$; Na: $r = 0,86598$; Mg: $r = 0,84154$; K: $r = 0,76127$; pH: $r = 0,67300$; MO: $r = 0,64736$; P: $r = -0,31714$. As variáveis que estão mais correlacionadas com o eixo vertical são: pH: $r = -0,59626$; P: $r = -0,59069$; K: $r = 0,49231$; MO: $r = 0,45333$; Mg: $r = -0,39680$; Ca: $r = -0,04295$; Na: $r = -0,09191$.

4.3 Correlação entre a ocorrência de FMA e as características químicas do solo

Alguns morfotipos de FMA apresentaram correlação significativa com as características químicas do solo. O morfotipo (A) apresentou correlação negativa significativa com P e positiva com K e MO, (B) positiva com K, Ca, Mg, Na, e pH, (C) negativa com P e positiva com K, (D) negativa com Ca e pH, (F) positiva com K e MO, (G) negativa com K, MO e Ca (Tabela 5).

Tabela 5 – Coeficientes de correlação entre a ocorrência de morfotipos de FMA e as características químicas do solo de 18 unidades amostrais pertencentes a vinhedos com manejo convencional e orgânico. As unidades amostrais foram coletadas no município de Urussanga/SC, nos meses de Setembro/2002, Fevereiro/2003 e Julho/2003.

Morfotipos de FMA	Características químicas do solo						
	P	K	MO	Ca	Mg	Na	pH
A	-0.69*	0.55**	0.43***	0.34	0.35	0.31	0.16
B	-0.33	0.54*	0.07	0.53*	0.72**	0.51**	0.44***
C	-0.61*	0.43***	0.26	0.03	0.02	-0.02	-0.29
D	-0.25	0.01	-0.22	-0.40***	-0.29	-0.37	0.54*
E	0.05	0.36	0.09	0.24	0.16	0.13	-0.13
F	-0.16	0.39***	0.62**	0.24	0.08	0.13	-0.00
G	0.06	-0.49**	-0.80**	-0.48*	-0.08	-0.18	0.04
H	0.11	0.06	-0.32	-0.00	0.16	0.06	0.20

p ≤ * 0,05, ** 0,01 e ***0,1, (significância dos coeficientes de correlação).

Verificou-se que os morfotipos (A, B e C), que representam as espécies (*G. invermaium*, *G. macrocarpum*, *G. claroideum* e *G. etunicatum*), ocorrem em ambientes com maiores teores de K e menores teores de P. Já, os morfotipos (E e H), que representam

as espécies *A. scrobiculata*, *E. infrequens*, *G. diaphanum*, *G. claroideum* e *G. etunicatum* apresentaram-se indiferentes a qualquer característica do solo. Antunes e Cardoso *et al.* (1990), observaram que *A. mellea* e *G. etunicatum* preferem ambientes com menores teores de P. Por outro lado, também tem sido verificado que *A. scrobiculata*, *G. macrocarpum*, *G. mossea*, *G. fasciculatum* e *G. claroideum* são indiferentes aos níveis de fertilidade do solo (Siqueira *et al.*, 1989; Antunes & Cardoso, 1990; Johnson *et al.* 1992, Johnson, 1993; Weber & Oliveira, 1994; Colozzi & Cardoso, 2000). Estes resultados mostram que não deve-se levar em consideração apenas níveis de nutrientes no solo como indicativo de comunidades de FMA. Segundo Entry *et al.* (2002) a formação e função dos relacionamentos micorrízicos são afetados por condições edáficas, tal como composição do solo, umidade, temperatura, pH, capacidade de troca de cátions, e também compactação do solo, metais e pesticidas.

4.4 Colonização radicular e quantificação de estruturas de FMA

Em 18 unidades amostrais pertencentes aos vinhedos, observou-se que a porcentagem de colonização radicular variou de 41% a 100%, mas a maioria das unidades amostrais apresentou colonização radicular superior a 77% (Tabela 6). Agostini (2002), em estudo realizado na Estação Experimental Agronômica (EEA) da UFRGS, que teve por objetivo avaliar o comportamento de três espécies de FMA sobre o desenvolvimento vegetativo de dois porta-enxertos de videira (PE 101-14 e P1103), encontrou alta porcentagem de colonização radicular, variando de 70% a 86%. Pode-se deduzir que há uma variação nos níveis de colonização radicular independente do local de cultivo (campo ou casa de vegetação), sendo geralmente altas as taxas de colonização.

A colonização média, na coleta realizada no início de setembro/2002, foi considerada baixa em relação aos outros períodos (Tabela 6). Vários fatores podem ter contribuído para isto, como ciclo da planta e o crescimento do sistema radicular. Talvez tenha ocorrido por efeito da diluição, devido ao rápido desenvolvimento das raízes finas, sem disseminação proporcional da colonização.

Tabela 6 – Porcentagem de colonização radicular de FMA em segmentos de raízes de videira de 18 unidades amostrais pertencentes a vinhedos com manejo convencional e orgânico. As unidades amostrais foram coletadas no município de Urussanga/SC, nos meses de Setembro/2002, Fevereiro/2003 e Julho/2003.

Manejo	Colonização radicular (%)		
	SET/2002	FEV/2003	Jul/2003
Orgânico (n=9)	51,8 a*	79,6 a	96,3 a
Convencional (n=9)**	43,3 a	88,8 a	85,0 a

*Valores médios de colonização radicular seguidos de mesma letra não diferem significativamente pelo Teste de Aleatorização ($P \leq 0,01$); ** número de unidades amostrais para cada manejo.

Na coleta realizada em setembro/2002, como aconteceu nas porcentagens de colonização radicular, foram observados também menores valores para as estruturas de FMA contidas nas raízes de videira. Os vinhedos convencionais não se diferenciam estatisticamente dos vinhedos orgânicos quanto à presença de estruturas. Os valores observados para os índices de estruturas de FMA nas raízes de videira são considerados baixos e médios segundo valores definidos por Nemeç (1992) (Tabela 7).

Tabela 7 – Índices de presença de estruturas de FMA em segmentos de raízes de videira de 18 unidades amostrais pertencentes a vinhedos com manejo convencional e orgânico. As unidades amostrais foram coletadas no município de Urussanga/SC, nos meses de Setembro/2002, Fevereiro/2003 e Julho/2003.

Manejo – Período	Estruturas de FMA					
	Vesículas ⁽¹⁾	Arbúsculos ⁽¹⁾	Hifas ⁽²⁾			
Convencional – Fev/2003 (⁽³⁾ n=3)	0,09	1,79	1,67	a ⁽⁴⁾		
Convencional – Jul/2003 (n=3)	0,24	1,92	1,17	a	b	
Orgânico – Jul/2003 (n=3)	0,07	1,44	1,13	a	b	c
Orgânico – Fev/2003 (n=3)	0,06	1,29	1,02	a	b	c
Convencional – Set/2002 (n=3)	0,25	1,07	0,56			c
Orgânico – Set/2002 (n=3)	0,10	1,06	0,57			c

⁽¹⁾ Índice de presença de vesículas ou arbúsculos de FMA, segundo Nemeç (1992): 0 = ausência de estruturas; 1 = 1 a 50 estruturas; 2 = 50 a 100 estruturas; 3 = mais de 100 estruturas por centímetro de raiz. ⁽²⁾ Índice de presença de hifas de FMA, segundo Nemeç (1992): 0 = ausência de estruturas; 1 = presença fraca; 2 = presença moderada; 3 = presença intensa de estruturas por centímetro de raiz. ⁽³⁾ Número de unidades amostrais para cada manejo/período. ⁽⁴⁾ Linhas de valores médios seguidos de mesma letra não diferem significativamente pelo Teste de Aleatorização ($P \leq 0,015$).

A correlação entre as estruturas dos FMA presentes nas raízes de videira e os nutrientes disponíveis no solo não variaram muito em relação à época de coleta das amostras (Tabela 8). Observou-se correlações negativas significativas entre os nutrientes K, Ca e Na e as estruturas de FMA. Os teores de P e MO não mostraram correlação significativa com as estruturas. As estruturas mais afetadas pelos teores de nutrientes foram as vesículas e os arbúsculos. Johnson (1993) observou que as estruturas de FMA mais afetadas pela adição de nutrientes foram arbúsculos e hifas. Os índices dessas estruturas aumentaram com a adição de N e P. Já, as vesículas aumentaram com a adição de N e diminuíram com a adição de P.

Tabela 8 – Correlação entre os índices de estruturas de FMA e as características químicas do solo de 18 unidades amostrais pertencentes a vinhedos com manejo convencional e orgânico. As unidades amostrais foram coletadas no município de Urussanga/SC, nos meses de Setembro/2002, Fevereiro/2003 e Julho/2003.

Estruturas	Características químicas do solo						
	P	K	MO	Ca	Mg	Na	pH
Vinhedos Set/2002 (n = 6)							
Vesículas.	0,30	-0,84***	-0,30	-0,77***	-0,63	-0,69	-0,03
Arbúsculos	0,27	-0,17	0,21	-0,27	-0,61	0,12	-0,28
Hifas	0,51	-0,00	0,04	-0,12	-0,45	-0,15	-0,90*
Vinhedos Fev/2003 (n = 6)							
Vesículas.	0,00	-0,70	0,39	-0,20	-0,50	-0,45	-0,02
Arbúsculos	0,00	-0,75	-0,41	-0,86**	-0,61	-0,79**	-0,33
Hifas	0,00	-0,75***	-0,62	-0,98**	-0,77***	-0,71***	-0,50
Vinhedos Jul/2003 (n = 6)							
Vesículas.	0,00	-0,85***	-0,46	-0,90**	-0,66	-0,78***	-0,45
Arbúsculos	0,00	-0,90*	-0,62	-0,91**	-0,58	-0,84**	-0,49
Hifas	0,00	-0,03	0,05	-0,11	-0,56	0,02	-0,22

p ≤ * 0,05, ** 0,01 e ***0,1, (significância dos coeficientes de correlação).

Diversos resultados de trabalhos sobre colonização radicular por FMA, têm apresentado grandes variações quanto a influência das características químicas do solo. A aplicação pesada de N prejudica os FMA, sendo que o nitrato tem-se mostrado mais prejudicial do que a forma amoniacal. Ao contrário, níveis altos de potássio têm favorecido a colonização radicular por FMA (Abbott & Robson, 1991). Para P, por exemplo, muitos trabalhos têm demonstrando esta variação. Panzenhagen *et al.* (1998) observaram menor colonização radicular em teores mais altos de P disponível no solo. Já Weber & Oliveira (1994) observaram níveis de colonização radicular maiores em teores médios e altos de P no solo. A complexidade das relações e interações são grandes envolvendo a simbiose FMA/hospedeiros. Não dependendo de um único fator, portanto análises mais holísticas envolvendo estas relações devem ser implementadas. Segundo Douds & Millner, (1999) nos agroecossistemas as práticas agrícolas podem alterar a ocorrência de espécies de FMA e as taxas de colonização radicular nas culturas, podendo a associação tornar-se benéfica ou prejudicial aos vegetais.

5. CONCLUSÕES:

Nas condições do presente estudo, pode-se concluir que:

- Os sistemas produtivos avaliados neste estudo apresentaram comunidades de FMA semelhantes, independente do tipo de manejo adotado;
- Verificou-se um efeito sazonal na esporulação dos FMA associados as videiras, com maior densidade de esporos em setembro, logo após o período de menor temperatura e dormência das plantas;
- Os vinhedos convencionais não se diferenciam estatisticamente dos vinhedos orgânicos quanto à presença de estruturas, havendo diferenças ao longo do ano, com baixa colonização no final do inverno e início da primavera devido à baixa atividade radicular.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS:

ABBOTT, L.K & ROBSON, A . D. Factors influencing the occurrence of vesicular-arbuscular mycorrhizas. . **Agriculture, Ecosystems and Environment**, Amsterdam v. 35, n. 2-3, p. 121-150, 1991.

AGOSTINI, S. **Fungos micorrízicos arbusculares e o desenvolvimento vegetativo de porta-enxertos de videira**. 2002. 57f. Dissertação (Mestrado). Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre.

ALLEN, M. F. et al. Ecology of Mycorrhizae: A Conceptual Framework for Complex Interactions Among Plants and Fungi. **Annual Review Phytopathology**. St Paul, v. 41, p. 271-303, 2003.

ALEXOPOULOS, C. J.; MIMS, C. W.; BLACKWELL, M. **Introductory Mycology**. 4.ed. New York, John Wiley & Sons, 1996. 869p.

ALTIERI, M.A. **Agroecologia**: As bases científicas da agricultura alternativa. Rio de Janeiro: ASPTA-FASE, 1986. 237 p.

ANTUNES, V. & CARDOSO, E.J.B.N. O fósforo e a micorriza vesículoarbusculares no crescimento de porta-enxertos de citros cultivados em solo natural. **Revista brasileira de Ciência do Solo**, Campinas, v. 14, n. 3, p. 277-282, 1990.

AXELROD, R. & HAMILTON, W.D. The evolution of cooperation. **Science**, v. 211, p. 1390-1396, 1981.

AZCÓN-AGUILAR, C. & BAREA, J.M. Arbuscular mycorrhizal and biological control of soil-borne plant pathogens - an overview of the mechanisms involved. **Mycorrhiza**, New York, v. 6, p. 457 - 464, 1996.

AZCÓN-AGUILAR, C. & BAREA, J.M. Applying mycorrhiza biotechnology to horticulture: significance and potentials. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 68, n. 4, p. 1-24, 1997.

AZCÓN-AGUILAR, C. et al. The contribution of arbuscular mycorrhizal fungi to the control of soil-borne plant pathogens. In: **Mycorrhizal technology in agriculture**. Birkhäuser Verlag, Switzerland, p. 187-197, 2002.

BAVARESCO, L. & FOGHER, C. Lime-induced chlorosis of grapevine as affected by rootstock and root infection with arbuscular mycorrhizal and *Pseudomonas fluorescens*. **Vitis**, Siebeldingen, v. 35, n. 5, p. 119 - 123, 1996.

BIRICOLTI, S. et al. VAM fungi and soil lime content influence rootstock growth and nutrient content **American Journal Of Enology And Viticulture**, Davies, v. 48, n. 1, p. 93 - 99, 1997.

BRUNDRETT, M.C. Mycorrhizas in natural ecosystems. **Advanced Ecology Research**, v. 21, p.171-313, 1991.

BRUNDRETT, M.C.; ABBOTT, L.K.; JASPER, D.A. Glomalean mycorrhizal fungi from tropical Australia. I. Comparison of the effectiveness and specificity of different isolation procedures. **Mycorrhiza**, New York, v 8, n. 6, p.305-314, 1999a.

BRUNDRETT, M.C.; JASPER, D.A.; ASHWATH, N. Glomalean mycorrhizal fungi from tropical Australia. II. The effect of nutrient levels and host species on the isolation of fungi. **Mycorrhiza**, New York, v 8, n. 6, p. 315-321, 1999b.

CARON, M.; FORTIN, J.A. & RICHARD, C. Effect of phosphorus concentration and *Glomus intraradices* on fusarium crown and root of tomatoes. **Phytopathology**, St Paul, v.76, p. 942-946, 1986.

CLAPP, J.P. et al. Diversity of fungal symbionts in arbuscular mycorrhizas from a natural community. **New phytologist**, Cambridge, v. 130, n. 2, p. 259-265, 1995.

COLOZZI-FILHO, A. et al. Efetividade de diferentes fungos micorrízicos arbusculares na formação de mudas, crescimento pós-tranplante e produção do cafeeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 29, n. 9, p. 1397 - 1406, 1994.

COLOZZI, A. F. & CARDOSO, E.J.B.N. Detecção de fungos micorrízicos em raízes de cafeeiro e de crotalaria cultivada na entrelinha. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**. Brasília, v. 35, n. 10, p. 2033-2042, 2000.

COMISSÃO DE FERTILIDADE DO SOLO – RS e SC. **Recomendações de adubação e de calagem para os estados do Rio Grande do Sul e de Santa Catarina**. 3.ed. Passo Fundo:SBRS – Núcleo Regional Sul, 1995. 244 p.

CUENCA, G.; ANDRADE, Z.; ESCALANTE, G. Diversity of Glomalean spores from natural, disturbed and revegetated communities growing on nutrient-poor tropical soils. **Soil Biology and Biochemistry**, Oxford, v. 30, n. 6, p. 711-719, 1998.

DECLERCK, S. et al. Effects of arbuscular mycorrhizal fungi on several of root rot of bananas caused by *Cylindrocladium spathiphylli*. **Plant Pathology**, Oxford, v. 51, p. 109-115, 2002.

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

DODD, J.C. The role of arbuscular mycorrhizal fungi in agro. and natural ecosystems. **Outlook on Agriculture**, London, v. 29, n.1, p. 55-62, 2000.

DOUDS Jr, D.D. et al. Effect of tillage and farming system upon populations and distribution of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v. 52, n. 2-3, p 111-118.1995

DOUDS Jr., D. & MILLNER, P.D. Biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi in agroecosystems. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v. 74, n. 1-3, p. 77-93, 1999.

EHLERS, E. **Agricultura sustentável: origem e perspectivas de um novo paradigma**. Guaíba: Agropecuária, 1999, 178 p.

ENTRY, J. A. et al. Influence of adverse soil conditions on the formation and function of Arbuscular mycorrhizas. **Advances in Environmental Research**, v. 7, p. 123-138, 2002.

EMBRAPA. **Relatório técnico anual do Centro Nacional de Pesquisa de uva e vinho de Bento Gonçalves**, Bento Gonçalves, 1986.

EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa de Solos. **Sistema brasileiro de classificação de solos**. Brasília: Embrapa, Rio de Janeiro, 1999, 412 p.

EPAGRI. **Informativo – Situação da safra 1999-2000 e Previsão de safra 2000-2001**. Estação Experimental de Videira, Santa Catarina, 2000.

FILION, M.; St-ARNAUD, M.; FORTIN, J. A. Direct interaction between the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* and different rhizosphere microorganisms. **New phytologist**, Cambridge, v. 141, n. 3, p. 525-533, 1999.

FOCCHI, S.S. **Ocorrência de fungos micorrízicos arbusculares e colonização radicular em pomares e viveiros de citros sob manejo orgânico e convencional**. 2003. 102 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Curso de pós-graduação em Fitotecnia, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre.

FRANCIS, R. & READ, D.J. The contribution of mycorrhizal fungi to the determination of plant community structure. **Plant and Soil**, The Hague, v. 159, p. 11-25, 1994.

FRANKE-SNYDER, M. et al. Diversity of communities of arbuscular mycorrhizal (AM) fungi present in conventional versus low-input agricultural sites in eastern Pennsylvania, USA. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v.16, n. 1, p.35-48, 2001.

FREGONI, M. **Viticultura generale**. Roma: Reda, 1995. 728p.

GEORGE, E. Nutrient uptake. In: Kapulnik, Y., Douds, D.D. (Eds.), *Arbuscular Mycorrhizas: Physiology and Function*. **Kluwer Academic Publishers**, Dordrecht, The Netherlands, p. 307-344, 2000.

GERDMANN, J.W. & NICOLSON, T.H. Spores of mycorrhizal Endogene especies extracted from soil by wet sieving and decanting. **Transactions of the British Mycological Society**, Cambridge, v. 46, p. 235-244, 1963.

GIANINAZZI, S. ; GIANINAZZI-PEARSON, V. ; TROUVELOT, A. Les mycorhizes, partie integrante de la plante: biologie et perspective d'utilisation. **INRA Press**, Paris, p. 397, 1982.

GIOVANNINI, E. **Produção de uvas para vinho, suco e mesa**. Ed. Renascença, Porto Alegre, 1999. 364p.

GLIESSMAN, S. R. **Manual de Agroecologia**. Porto Alegre: UFRGS, 2000. 480 p.

GRAHAM, J.H. What do root pathogens see in mycorrhizas? **New Phytologist**, New York, v. 149, p. 357 - 359, 2001.

GRAHAM, J.H.; HODGE, N.C., MORTON, J.B. Fatty acid methyl ester profiles for characterization of Glomalean fungi and their endomycorrhizae. **Applied and Environmental Microbiology**, Washington, v. 61, p. 58-64, 1995.

GUILLEMIN, J. P. et al. Contribution of arbuscular mycorrhizas to biological protection of micropropagated pineapple (*Ananas comosus* (L.) Merr) against *Phytophthora cinnamomi* Rands. **Agricultural Science in Finland**, Jokioinen, p.241-251, 1994.

HAHN, A. et al. Production of monoclonal antibodies against surface antigens of spores from arbuscular mycorrhizal fungi by an improved immunization and screening procedure. **Mycorrhiza**, New York, v. 4, n. 2, p. 69-78, 1993.

HAHN, A.; GIANINAZZI-PEARSON, V.; HOCK, B. Characterization of arbuscular mycorrhizal fungi by immunochemical methods. In: GIANINAZZI, S.; SCHÜEPP, H. **Impact of Arbuscular Mycorrhizas on Sustainable Agriculture and Natural Ecosystems**. Switzerland: Brinkhauser Verlag, p. 25-39, 1994

HAMEL, C. Prospects and problems pertaining to the management of arbuscular mycorrhizae in agriculture. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v. 60, n. 2-3, p. 197-210, 1996.

- HENDRIX, J. W.; GUO, B. Z.; AN, Z. Q. Divergence of mycorrhizal fungal communities in crop production systems. **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 170, n. 1, p. 131-140, 1995.
- HODGE, A. Microbial ecology of the arbuscular mycorrhiza. **FEMS Microbiology Ecology**, Amsterdam, v. 32, n. 2, p. 91-96, 2000.
- HONRUBIA, M. et al. **Biotecnologia forestal: micorrización y micropropagación**. Murcia: Universidad de Murcia, 1993. 92 p.
- HUSSEY, R. S. & RONCADORI, R. W. Vesicular-arbuscular mycorrhizae may limit nematode activity and improve plant growth. **Plant Disease**, v. 66, p. 9-14, 1982.
- ICEPA. **Síntese anual de agricultura de Santa Catarina**. Florianópolis, 2002. p. 87-89.
- ICEPA. **Síntese anual de agricultura de Santa Catarina – 2002-2003**. Florianópolis, 2003. p. 105- 107.
- JALALI, B. L. & SHARMA, O. P. Biocides and non-target microorganisms: an environmental assessment. **Indian Journal Microbiology**, v.33, p.83-92, 1992.
- JOHNSON, N.C. Can fertilization of soil select less mutualistic mycorrhizae?. **Ecological Application**, v. 3, n. 4, p. 749-757, 1993.
- JOHNSON, N.C.; TILMAN, D.; WEDIN, D. Plant and soil controls on mycorrhizal fungal communities. **Ecology**, Durham, v. 73, n. 6, p. 2034-2042, 1992.
- KENEDY, A.C. & SMITH, K.L. Soil microbial diversity and the sustainability of agricultural soils. **Plant and Soil**, The Hague, v 170, n. 1, p. 75-86, 1995.
- KHUN, G. B. et al. **O cultivo da Videira, informações básicas**, (Circular Técnico nº10). Bento Gonçalves, EMBRAPA/UEPAE, 1984. 44p.
- LARANJEIRAS, D. Situação atual do controle biológico de *Fusarium* spp. In: REUNIÃO DE CONTROLE BIOLÓGICO DE FITOPATÓGENOS. **Anais...** EMBRAPA, Bento Gonçalves, p.37-43, 2001.
- LINDERMANN, R.G. & DAVIES, A. Comparative response of selected grapevine rootstocks and cultivars to inoculation with different mycorrhizal fungi. **American Journal Enology Viticulture**, DAVIES, v. 52, p. 1, 2001.
- LOPES, E. S.; SIQUEIRA, J. O.; ZAMBOLIM, L. Caracterização das micorrizas vesiculares-arbusculares (MVA) e seus efeitos no crescimento das plantas. **Revista Brasileira da Ciência do Solo**, Campinas, v.7, p. 1-19, 1983.
- LOSSO, M. A. **Viticultura catarinense: Diagnósticos, conclusões e sugestões**. EPAGRI, Florianópolis. 1994.

- MARSCHNER, H. & DELL, B. Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis. **Plant and Soil**, The Hague, v. 159, n. 1, p. 89-102, 1994.
- MELLO, L. M. R. de. Mercado Brasileiro de uvas e vinhos. **EMBRAPA-CNPV. Instrução Técnica,001**. Bento Gonçalves, p. 1- 3, 2000. (Instrução Técnica, 001).
- MUNYANZIZA, E.; KEHRI, H.K.; BAGYARAJ, D.J. Agricultural intensification, soil biodiversity and agro-ecosystem function in the tropics: the role of mycorrhiza in crops and trees. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 6, n. 1, p. 77-85, 1997.
- NEMEC, S. Glomus intraradix effects on citrus rootstock seedling growth in various potting media. **Journal of Agricultural Science**, Cambridge, v. 118, n. 3, p.315-323, 1992.
- ORLÓCI, L.; KENKEL, N.C.; ORLÓCI, M. **Introduction to Analisis in Population and Community Ecology**. Honolulu: University of Hawaii. 1987. 211 p.
- PANZENHAGEN, N.V.; SOUZA, P.V.D.; KOLLER, O.C. Presença de micorrizas nas tangerinas montenegrina/*Poncirus trifoliata* em função de níveis de adubação com P e calagem. **Pesquisa Agropecuária Gaúcha**, Porto Alegre, v. 4, n. 2, p. 145-149, 1998.
- PAULITZ, T. C. & LINDERMAN, R. G. Mycorrhizal interactions with soil organisms. **In:** Arora, D. K. et al., (EDS). **Handbook of Applied Mycology**. New York, 1991. p. 77-129.
- PINOCHET, J. et al. Inducing tolerance to the root-lesion nematode *Pratylenchus vulnus* by early mycorrhizal inoculation of micropropagated myrobalan 29 C Plum rootstock. **Journal American Society Horticulture Science**, Alexandria, v. 123, n. 3, p. 342 - 347, 1998.
- PHILLIPS, J.M. & HAYMAN, D.S. Improved procedures for cleaning 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.
- RAYNER, M. C. Mycorrhiza. **An account of non-pathogenic infection by fungi in vascular plants and bryophytes**. London: Wheidon & Wesley, 1927. 246p.
- RAVOLANIRINA, F. et al. Production of endomycorrhizal explants of micropropagated grapevine rootstocks. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v. 29, p. 323 - 327, 1989.
- READ, D. The ties that bind. **Nature**, London, v. 388, p. 517-518, 1997.
- ROSIER, J.C. & LOSSO, M.A. **Cadeias produtivas do Estado de Santa Catarina: Viticultura**. Florianópolis: EPAGRI, 1997. 41p. (Boletim Técnico nº 83).

SAGGIN JÚNIOR, O.J. & LOVATO, P.E. Aplicação de micorrizas arbusculares na produção de mudas e plantas micropropagadas. In: SIQUEIRA, J.O., MOREIRA, F.M.S., LOPES, A.S. GUILHERME, L.R.L., FAQUIM, V. **Inter-relação fertilidade, Biologia do Solo e nutrição de Plantas**, Viçosa: SBSC UFLA/DCS, 1999.

SANDERS, J.R et al. Identification of ribosomal DNA polymorphisms among and within spores of the Glomales: application to studies on the genetic diversity of arbuscular mycorrhizal fungal communities. **New Phytologist**, London, v. 130, p. 419-427, 1995.

SCHELLENBAUM, L. et al. Influence of endomycorrhizal infection on root morphology in a micropropagated woody plant species (*Vitis vinifera* L.). **Annals of Botany**, London, v. 68, p. 135 - 141, 1991.

SCHENCK, N. C. & KELLAM, M. K. The influence of vesicular-arbuscular mycorrhizae on disease development. **Florida Agric Exp Sta**. Gainesville, 1978. 16 p. (Tech b. 798).

SCHENCK, N.C. & PEREZ, Y. **Manual for the identification of VA mycorrhizal fungi**. Gainesville: University of Florida, 1988. 241 p.

SCHMITZ, J.A.K. **Cultivo de *Poncirus trifoliata* L. Raf. em recipientes: influência de substratos e de fungos micorrízicos arbusculares**. 1998. 144 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Curso de pós-graduação em Fitotecnia, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre.

SCHUBERT, A. & LUBRACO, G. Mycorrhizal inoculation enhances growth and nutrient uptake of micropropagated apple rootstocks during weaning in commercial substrates of high nutrient availability. **Applied Soil Ecology**, Amsterdam, v. 15, n. 2, p. 113 - 118, 2000.

SCHUBERT, A; CAMMARATA, S.; EYNARD, I. Growth And Root Colonization Of Grapevines Inoculated With Different Mycorrhizal Endophytes. **Hortscience**, Alexandria, v. 23, n.2, p. 302-303, 1988.

SCHUBERT, A. et al. Effects of vesicular- arbuscular mycorrhizal fungi on micropropagated grapevine: Influence of endophyte strain, P fertilization and growth medium. **Vitis**, Siebeldingen, v. 29, p. 5-13, 1990.

SCHUSSLER, A.; SCHWARZOTT, D.; WALKER, C. **A new fungal phylum, the Glomeromycota: pphylogeny and evolution**. **Mycological Research**, 2001. (in press).

SILVEIRA, A.P.D. Ecologia de Fungos Micorrízicos Arbusculares. In: MELO, I.S.; AZEVEDO, J.L. ed. **Ecologia Microbiana**. EMBRAPA, Jaguaíuna, 1998. p. 61-86.

SIQUEIRA, J.O.; COLOZZI-FILHO, A.; OLIVEIRA, E. Ocorrência de micorrizas vesicular-arbuscular em agro e ecossistemas do estado de Minas Gerais. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 24, n. 12, p. 1499-1506, 1989.

SIQUEIRA, J.O. & FRANCO, A.A. **Ciências Agrária nos Trópicos Brasileiros. Biotecnologia do solo: fundamentos e perspectivas.** Brasília, MEC-ESAL-FAEPE-ABEAS, 1988. 235 p.

SIQUEIRA, J.O.; LAMBAIS, M. R.; STURMER, S. L. Fungos micorrízicos arbusculares. **Biotecnologia Ciência & Desenvolvimento**, v. 25, p. 12-21, 2002.

SIMON, L. et al. Origin and diversification of endomycorrhizal fungi and coincidence with vascular land plants. **Nature**, London, v. 363, p. 67 - 69, 1993.

SMITH, S.E. & GIANINAZZI-PEARSON, V. Physiological interactions between symbionts in vesicular-arbuscular mycorrhizal plants. **Annual Review Plant Physiology. Plant Molecular Biology**, v. 39, p. 221-244, 1988.

SMITH, S. E. & READ, D.J. Mycorrhizal Symbiosis. **Academic Press**, New York, 1997. 605p.

SOUSA, S.I.J. **Uvas para o Brasil.**, Piracicaba : FEALQ, 1996. 791p.

STÜRMER, S.L. & BELLEI, M.M. Compositional and seasonal variation of spore populations of arbuscular mycorrhizal fungi in dune soils on the island of Santa Catarina, Brazil. **Canadian Journal of Botany**, Ottawa, v. 74, n. 3, p. 1883-1889, 1994.

STUTZ, J.C. & MORTON, J.B. Successive pot cultures reveal high species richness of arbuscular endomycorrhizal fungi in arid ecosystems. **Canadian Journal of Botany**, Ottawa, v. 74, n. 12, p. 1883-1889, 1996.

SYLVIA, D.M. Quantification of external hyphae of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. In: NORRIS, J.R.; READ, D.J.; VARMA, A.K. **Methods in Microbiology: 24 Techniques For the Study of Mycorrhizal.** London: Academic Press, 1992. p. 53-65.

SYLVIA, D. M. & CHELLEMI, D.O. Interactions among root-inhabiting fungi and their implications for biological control of root pathogens. **Advances in Agronomy**, San Diego, v. 73, p. 1 - 33, 2002.

TRAPPE, J. M. Phylogenetic and ecological aspects of mycotrophy in the angiosperma from an evolutionary standpoint. In: **Ecophysiology of VA Mycorrhizal Plants.** G. Safir (ed.) CRC Press, Boca Raton, Florida, 1987. p. 5-25.

TROTTA, A. et al. Interactions between the soilborne root pathogen *Phytophthora nicotianae* var. *parasitica* and the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus moseae* in tomato plants. **Plant and Soil**, Dordrecht, v. 185, p. 199-209, 1996.

VAN DER HEIJDEN, M. G. A. et al. Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. **Nature**, London, v. 396, n. 6706, p. 69-72, 1998.

VARNA, A. & SCHÜEPP, H. Infectivity and effectiveness of *Glomus intraradices* on micropropagated plants. **Mycorrhiza**, New York, v. 5, p. 29-37, 1994.

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, n. 12, p. 1905-1914, 1994.

WILKINSON, D.M. The evolutionary ecology of mycorrhizal networks. **OIKOS**, Buenos Aires, v. 82, n. 2, p. 407-410, 1998.

YAO, M.K.; TWEDDELL, R.J.; DÉSILETS, H.; Effects of two vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi on the growth of micropropagated potato plantlets and on the extent of disease caused by *Rhizoctonia solani*. **Mycorrhiza**, New York, v. 12, n. 5, p. 235-242, 2002.

ZAMBOLIM, L. **Response of soybean to the interaction among three root infecting fungi, a vesicular arbuscular mycorrhizal fungus and *Rhizobium japonicum***. Tese de Doutorado. Gainesville, University of Florida, EUA, 95 f. 1980. (Mimeo).

ZAMBOLIM, L. Como plantas micorrizadas comportam-se em relação a fitopatógenos. **In: REUNIÃO BRASILEIRA SOBRE MICORRIZAS**. Lavras, p. 76-99, 1985.

ZAMBOLIM L. & SCHENCK, N. C. Interactions between a vesicular-arbuscular mycorrhizae and root-infecting fungi on soybean. **Phytopathology**, St Paul, v.71, p. 267, 1981.

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

ZEMKE, J.M. **Fungos micorrízicos arbusculares na aclimatização e no controle biológico da fusariose em porta-enxertos de videira (*Vitis spp*)**. 2003. 74 f. Dissertação – Curso de pós-graduação em Biotecnologia, Centro de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis.

7. APÊNDICES:

Apêndice 01 – Análise de Variância Multivariada com Teste de Aleatorização* de 18 unidades amostrais, pertencentes a vinhedos convencional e orgânico, descritas por 08 morfotipos de FMA. As unidades amostrais foram coletadas no município de Urussanga/SC, nos meses de Setembro/2002, Fevereiro/2003 e Julho/2003.

Fonte de variação	Soma de quadrados(Q)	P(QbNULL>=Qb)
Manejo**:		
Entre grupos	24.845	0.113
Contrastes:		
1 - 2	24.845	0.113
Dentro de grupos	198.45	
Total	223.30	

* matriz de semelhança obtida por distância euclidiana.

** contrastes entre manejos: manejo 1 = orgânico; manejo 2 = convencional.

Apêndice 02 – Análise de Variância Multivariada com Teste de Aleatorização* de 18 unidades amostrais, pertencentes a vinhedos convencional e orgânico, descritas pelas características químicas do solo. As unidades amostrais foram coletadas no município de Urussanga/SC, nos meses de Setembro/2002, Fevereiro/2003 e Julho/2003.

Fonte de variacao	Soma de quadrados(Q)	P(QbNULL \geq Qb)
Manejo**:		
Entre grupos	0.15477	0.001
Contrastes:		
1 - 2	0.15477	0.001
Dentro de grupos	0.20882	
Total	0.36359	

* matriz de semelhança obtida por distância euclidiana.

** contrastes entre manejos: manejo 1 = orgânico; manejo 2 = convencional.

Apêndice 03 – Análise de Variância Multivariada com Teste de Aleatorização* de 18 unidades amostrais , pertencentes a vinhedos convencional e orgânico, descritas pela porcentagem de colonização radicular dos FMA. As unidades amostrais foram coletadas no município de Urussanga/SC, nos meses de Setembro/2002, Fevereiro/2003 e Julho/2003.

Fonte de variação	Soma de quadrados(Q)	P(QbNULL>=Qb)
Manejo/período::		
Entre grupos	6906.9	0.001
Contrastes**:		
Grupos: 1 2 3 4 5 6		
1 -1 0 0 0 0	109.23	0.615
1 0 -1 0 0 0	1159.3	0.094
1 0 0 -1 0 0	2053.5	0.025
1 0 0 0 -1 0	2961.5	0.004
1 0 0 0 0 -1	1650.0	0.036
0 1 -1 0 0 0	1980.2	0.018
0 1 0 -1 0 0	3109.9	0.008
0 1 0 0 -1 0	4208.2	0.001
0 1 0 0 0 -1	2608.3	0.010
0 0 1 -1 0 0	126.96	0.632
0 0 1 0 -1 0	415.00	0.329
0 0 1 0 0 -1	43.202	0.772
0 0 0 1 -1 0	82.882	0.668
0 0 0 1 0 -1	22.042	0.793
0 0 0 0 1 -1	190.41	0.512
Dentro de Grupos	145.47	
Total	7052.3	

* matriz de semelhança obtida por distância euclidiana.

** contrastes entre manejo/período: grupo 1 = vinhedos orgânico/Set2002; grupo 2 = vinhedos convencional/Set2002; grupo 3 = vinhedos orgânico/Fev2003; grupo 4 = vinhedos convencional/Fev2003; grupo 5 = vinhedos orgânico/Jul2003; grupo 6 = vinhedos convencional/Jul2003.

Apêndice 04 – Análise de Variância Multivariada com Teste de Aleatorização* de 18 unidades amostrais, pertencentes a vinhedos convencional e orgânico, descritas pelos índices de presença de estruturas de FMA em segmentos de raízes de videira. As unidades amostrais foram coletadas no município de Urussanga/SC, nos meses de Setembro/2002, Fevereiro/2003 e Julho/2003.

Fonte de variação	Soma de quadrados(Q)	P(QbNULL>=Qb)
Manejo/período::		
Entre grupos	4.6716	0.001
Contrastes**:		
Grupos: 1 2 3 4 5 6		
1 -1 0 0 0 0	0.03283	0.896
1 0 -1 0 0 0	0.38123	0.319
1 0 0 -1 0 0	2.59980	0.001
1 0 0 0 -1 0	0.68658	0.136
1 0 0 0 0 -1	1.69750	0.01
0 1 -1 0 0 0	0.43313	0.25
0 1 0 -1 0 0	2.63170	0.001
0 1 0 0 -1 0	0.73015	0.113
0 1 0 0 0 -1	1.64190	0.015
0 0 1 -1 0 0	1.00540	0.066
0 0 1 0 -1 0	0.05168	0.828
0 0 1 0 0 -1	0.68258	0.138
0 0 0 1 -1 0	0.61658	0.166
0 0 0 1 0 -1	0.42548	0.276
0 0 0 0 1 -1	0.39830	0.283
Dentro de Grupos	0.95560	
Total	5.62720	

* matriz de semelhança obtida por distância euclidiana.

** contrastes entre manejo/período: grupo 1 = vinhedos orgânico/Set2002; grupo 2 = vinhedos convencional/Set2002; grupo 3 = vinhedos orgânico/Fev2003; grupo 4 = vinhedos convencional/Fev2003; grupo 5 = vinhedos orgânico/Jul2003; grupo 6 = vinhedos convencional/Jul2003.