

EFEITO DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES, DA ADUBAÇÃO FOSFATADA E DA ESTERILIZAÇÃO DO SOLO NO CRESCIMENTO DE MUDAS DE MARACUJAZEIRO AMARELO⁽¹⁾

U. M. T. CAVALCANTE⁽²⁾, L. C. MAIA⁽³⁾, C. M. C. COSTA⁽⁴⁾,
A. T. CAVALCANTE⁽⁵⁾ & V. F. SANTOS⁽⁵⁾

RESUMO

O efeito da inoculação com fungos micorrízicos arbusculares (FMA), da adubação com fósforo e da esterilização do solo sobre o crescimento de mudas de maracujazeiro amarelo foi avaliado em experimento, realizado em casa de vegetação, inteiramente casualizado em fatorial de $2 \times 3 \times 4$, com três repetições, utilizando potes de 1,6 dm³, sendo: dois tratamentos de solo (esterilizado - SE e não esterilizado - SNE), três tratamentos de P (4, 11 e 30 mg dm⁻³ de P) e quatro tratamentos de inoculação (*Gigaspora albida*, *Scutellospora heterogama*, inóculo misto de *G. albida*, *G. margarita*, *Acaulospora longula* e *S. heterogama* e o controle não inoculado). Mudanças inoculadas e cultivadas em SE apresentaram aumento significativo na altura, diâmetro do caule, número de folhas e de gavinhas a partir de 50 dias da inoculação (d.a.i.), com exceção das inoculadas com *S. heterogama*, que mostraram respostas tardias (70 d.a.i.). Maiores índices de colonização radicular e densidade de esporos na rizosfera foram registrados em SE. A esterilização do solo afetou a concentração de P na parte aérea das mudas, apenas no tratamento-controle e inoculado com *S. heterogama*. Em geral, a esterilização do solo, a adubação fosfatada e a inoculação com FMA favoreceram o crescimento das mudas de maracujazeiro, sendo registradas interações da inoculação micorrízica, esterilização do solo e adubação fosfatada.

Termos de indexação: fungos endomicorrízicos, fósforo, *Gigaspora albida*, *Gigaspora margarita*, *Scutellospora heterogama*, *Acaulospora longula*.

⁽¹⁾ Parte da Tese de Doutorado da primeira autora. Recebido para publicação em outubro de 2000 e aprovado em agosto de 2002.

⁽²⁾ Professora do Departamento de Biologia, Universidade Federal Rural de Pernambuco – UFRPE. Rua Dom Manuel de Medeiros s/n, Dois Irmãos, CEP 51.172-900 Recife (PE). Bolsista da CAPES. E-mail: umaaze @ ig.com.br

⁽³⁾ Professora do Departamento de Micologia, Universidade Federal Rural de Pernambuco – UFPE. Bolsista do CNPq. E-mail: leonorcmaia@hotmail.com

⁽⁴⁾ Estudante da Pós-Graduação em Biologia de Fungos, UFPE. Bolsista da CAPES.

⁽⁵⁾ Pesquisador do Instituto de Pesquisa Agropecuária de Pernambuco – IPA/PE. Av. Gal. San Martin 1371, CEP 50761-000 Recife (PE).

SUMMARY: *EFFECT OF ARBUSCULAR MYCORRHIZAL FUNGI, PHOSPHORUS SUPPLY, AND SOIL STERILIZATION ON GROWTH OF YELLOW PASSION FRUIT SEEDLINGS*

*The effects of inoculation with arbuscular mycorrhizal fungi (AMF), of soil sterilization, and of phosphorus fertilization on growth of yellow passion fruit were evaluated in greenhouse conditions. The experimental outlay was a completely randomized $2 \times 3 \times 4$ factorial design with three replicates per treatment. The applied treatments, using 1.6 dm^3 pots, were: two soil treatments (sterilized-SS and unsterilized soil-US), three P treatments (soil with 4, 11 and 30 mg dm^{-3} of P) and four AMF treatments (inoculation with either *Gigaspora albida* or *Scutellospora heterogama*, with mixed inoculum of *G. albida*, *G. margarita*, *Acaulospora longula* and *S. heterogama* and an uninoculated control). Inoculated seedlings cultivated in SS presented significant increases of height, stem diameter, number of leaves and clasps after the 50th day of inoculation (d.a.i.), except for *S. heterogama*, which promoted late host responses (70th d.a.i.). Higher root colonization and spore density on the rhizosphere were registered in SS. Only in the control and *S. heterogama* treatments P shoot concentrations were negatively affected by soil sterilization. In general, soil sterilization, P supply, and AMF inoculation enhanced the growth of yellow passion fruit. Interactions of mycorrhizal inoculation with soil sterilization and with phosphorus were observed.*

Index terms: endomycorrhizal fungi, phosphorus, Acaulospora longula, Gigaspora albida, Gigaspora margarita, Scutellospora heterogama.

INTRODUÇÃO

O maracujazeiro amarelo (*Passiflora edulis* Sims. f. *flavicarpa* Deg.) produz frutos bastante apreciados pelo sabor e que apresentam alto valor nutritivo. A produção de mudas da cultura é feita basicamente a partir de sementes, sendo recomendada a adição de substrato comercial, fumigado, misturado com esterco de curral e superfosfato simples (Ruggiero et al., 1996). Fungos micorrízicos arbusculares (FMA) podem constituir outra alternativa para incrementar a produção de mudas, reduzindo a necessidade de aplicação desses insumos, sobretudo considerando a dependência do maracujazeiro à micorrização (Cavalcante et al., 2001).

Expandindo a zona de absorção da raiz, pelo desenvolvimento de hifas que se ramificam, explorando e absorvendo maior quantidade de nutrientes minerais do solo, os FMAs podem acarretar maior crescimento das plantas, em menos tempo (Bago et al., 1998). Além da melhoria na nutrição, a inoculação com FMA tem sido responsável pelo melhor estabelecimento de mudas no transplante para o campo, conferindo também maior tolerância a patógenos do solo (Smith & Read, 1997). A associação com FMA pode contribuir, ainda, para aumento do teor de fósforo na planta (Chu, 1993; Camargo et al., 1990).

O benefício da inoculação com FMA na produção de mudas tem sido comprovado em várias fruteiras, tais como aceroleira (Costa et al., 2001), bananeira (Jaizme-Veja et al., 1997), ameixeira e macieira

(Fortuna et al., 1996), citros (Souza et al., 1997), mamoeiro (Weber & Amorim, 1994; Lins et al., 1999; Trindade et al., 2001) e maracujazeiro (Soares & Martins, 2000).

Este trabalho objetivou identificar, em solo natural e esterilizado, a dose mais adequada de P e os isolados de FMA mais promissores para o estabelecimento e sucesso da simbiose na promoção do crescimento de mudas de maracujazeiro amarelo.

MATERIAL E MÉTODOS

Foi usado Latossolo Amarelo distrófico argissólico, com as seguintes características: 4 mg dm^{-3} de P; 0,10, 1,90, 0,70 e $0,12 \text{ cmol}_c \text{ dm}^{-3}$ de Al, Ca, Mg e K, respectivamente; pH 5,7; 1,3, 13,2 e $22,8 \text{ g dm}^{-3}$ de N, C e MO, respectivamente. O solo foi desinfestado com brometo de metila (98 % de brometo de metila e 2 % de cloropicrina), 20 dias antes da utilização, e a umidade mantida em torno de 60 % do VTP (Volume Total de Poros). Consideraram-se três doses (baixa, média e alta) de fósforo: 4 (solo natural), 11 e 30 mg dm^{-3} de P no solo, estas obtidas com a adição de superfosfato simples, incorporado ao solo antes do plantio. A escolha das doses baseou-se no recomendado para adubação desta cultura (Cavalcanti et al., 1998).

Os inóculos consistiram de uma suspensão de esporos, extraídos de cultura em solo pelo método de peneiramento úmido (Gerdemann & Nicolson,

1963) e centrifugação (Jenkins, 1964), de *Gigaspora albida* Schenck & Smith (UFPE 01); *Gigaspora margarita* Becker & Hall, *Acaulospora longula* Spain & Schenck e *Scutellospora heterogama* (Nicolson & Gerd.) Walker & Sanders (UFPE 02, 08 e 12, respectivamente), mantidos em potes de cultura com grama baiana (*Paspalum notatum* Flügge).

As sementes de maracujá foram desinfestadas com hipoclorito de sódio, a 20 % do produto comercial (2 % do princípio ativo), e colocadas em solo fumigado. A inoculação foi efetuada em plântulas com apenas uma folha verdadeira. Cada vaso (1,6 kg), com uma planta, recebeu 100 esporos de *G. albida*, de *S. heterogama* ou da mistura de FMA (25 esporos de cada um dos quatro isolados). Filtrado dos solos onde os inóculos foram produzidos foi adicionado em todos os tratamentos, para reestabelecimento da microbiota original, com exceção dos FMAs.

A altura das plantas, o diâmetro do caule a 3 cm do solo, o número de folhas e o de gavinhas foram avaliados a cada dez dias, após a inoculação. Além destes, foram determinadas, por ocasião da colheita, aos 70 dias, a concentração de P na parte aérea, a colonização das raízes pelos FMAs e a densidade de esporos na rizosfera. As raízes foram diafanizadas e coradas (Phillips & Hayman, 1970) para avaliação da colonização micorrízica, sendo usados 100 fragmentos de 1 cm/amostra de raiz (Giovannetti & Mosse, 1980). Os esporos de FMA foram extraídos do solo por peneiramento úmido (Gerdemann & Nicolson, 1963) e centrifugações em água e sacarose (Jenkins, 1964).

O delineamento foi inteiramente casualizado, com três repetições, em esquema fatorial (2 × 3 × 4), correspondendo, respectivamente, à condição de esterilização do solo (esterilizado ou não), à quantidade de fósforo (4, 11 e 30 mg dm³ de P no solo) e à inoculação com: (a) *G. albida*; (b) *S. heterogama*; (c) mistura de FMA (*G. albida*, *G. margarita*, *A. longula* e *S. heterogama*); (d) controle (não inoculado). Os dados foram submetidos à análise de variância, utilizando-se o programa SANEST (Zonta et al., 1984), e as médias foram comparadas pelo teste de Tukey a 5 %. Para regressão, foram relacionados doses de P, tratamentos de inoculação e épocas de colheita, como variáveis dependentes.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

O crescimento do maracujazeiro amarelo foi, em geral, favorecido a partir dos 50 dias da inoculação dos fungos. Até esse período, não houve diferença no crescimento das plantas entre os tratamentos. Inicialmente, as melhores respostas ocorreram com a inoculação de *G. albida* e, ou, com inóculo misto e,

no final do experimento, também com *S. heterogama* (Quadro 1). Os resultados indicaram que este fungo aparentemente requer mais tempo para colonizar as raízes do maracujazeiro, o que resultou no efeito tardio da resposta à inoculação. Outra possibilidade é que tenha havido germinação de *S. heterogama* sem que esta tenha sido imediatamente seguida pela colonização e estabelecimento da simbiose. Algumas espécies estão adaptadas a situações em que a germinação não é seguida, de imediato, pela colonização; também deve ser considerado o fato de ser o micélio externo importante para a produção de esporos (Smith & Read, 1997) e o não-desenvolvimento deste compromete a esporulação, reduzindo a reinfecção por estas estruturas. Graça et al. (1991) relataram que *S. heterogama* foi ineficiente, em maracujazeiro amarelo, quando inoculado isoladamente, porém se mostrou efetivo, quando aplicado juntamente com *Azospirillum brasiliense*.

A eficiência de *G. albida* em promover o crescimento do maracujazeiro (isoladamente ou com o inóculo misto) foi observada já aos 50 dias; esse fungo possivelmente coloniza mais rápido que *S. heterogama* e, ou, apresenta maior compatibilidade com o hospedeiro. Bécard & Piché (1990) também observaram rápida colonização com um isolado de *G. margarita*. Em estudos com *Passiflora ligularis* L., Rodrigues et al. (1995) observaram melhor resposta quando as plantas foram inoculadas com *Acaulospora longula* do que com *A. foveata* Trappe & Janos e *Glomus occultum* Walker.

Neste trabalho, *A. longula* foi um dos componentes do inóculo misto. Apesar da reconhecida falta de especificidade na simbiose micorrízica arbuscular, a eficiência do FMA está sob controle genético e é afetada pela espécie da planta e do fungo, além de ser dependente das condições ambientais (Bagyaraj, 1991; Declerck et al., 1995).

Foram observadas interações significativas entre a inoculação do FMA e a esterilização do solo. O desdobramento evidenciou, aos 50 dias, plantas com maiores valores de altura, quando inoculadas com *G. albida* e com a mistura de FMA em solo esterilizado e, aos 60 e 70 dias, em todos os tratamentos inoculados (Quadro 1). Soares & Martins (2000), trabalhando também com maracujazeiro amarelo, consideraram que a prática de fumigação do solo não é recomendável, por eliminar a microbiota, tornando necessária a inoculação do FMA e, ou, a aplicação de doses elevadas de P, uma vez que essa planta é dependente da micorrização (Cavalcante et al., 2001).

Aos 50 dias, em solo esterilizado, as mudas inoculadas com *G. albida* apresentaram maior diâmetro do caule que as do tratamento-controle e daquele com *S. heterogama* (Quadro 1); no entanto, aos 70 dias, o benefício da micorrização em relação a essa característica foi observado em todos os

Quadro 1. Efeito de FMA e da esterilização do solo sobre o crescimento do maracujazeiro amarelo, 50, 60 e 70 dias após a inoculação, independentemente dos níveis de fósforo

| Tratamento de inoculação | Altura (cm) | | Diâmetro do caule (mm) | |
|--------------------------|------------------|-----------------|------------------------|-----------------|
| | SE | SNE | SE | SNE |
| 50 dias | | | | |
| Controle | 24,93 ± 6,93 bA | 18,23 ± 2,88 aA | 3,16 ± 0,34 cA | 3,34 ± 0,33 aA |
| <i>G. albida</i> | 43,03 ± 6,38 aA | 20,53 ± 4,34 aB | 4,22 ± 0,16 aA | 3,55 ± 0,25 aB |
| <i>S. heterogama</i> | 26,61 ± 4,82 bA | 20,99 ± 3,98 aA | 3,53 ± 0,17 bcA | 3,50 ± 0,33 aA |
| Inóculo misto | 40,31 ± 5,95 aA | 23,57 ± 3,95 aB | 3,93 ± 0,2 abA | 3,63 ± 0,34 aA |
| 60 dias | | | | |
| Controle | 44,48 ± 12,27 bA | 23,97 ± 4,38 aB | 3,44 ± 0,35 bA | 3,65 ± 0,41 aA |
| <i>G. albida</i> | 81,11 ± 6,25 aA | 24,74 ± 5,58 aB | 4,77 ± 0,08 aA | 3,94 ± 0,34 aB |
| <i>S. heterogama</i> | 56,57 ± 4,31 bA | 29,66 ± 6,82 aB | 4,32 ± 0,22 aA | 3,84 ± 0,39 bB |
| Inóculo misto | 74,63 ± 8,2 aA | 32,37 ± 5,96 aB | 4,58 ± 0,28 aA | 4,04 ± 0,39 abB |
| 70 dias | | | | |
| Controle | 61,51 ± 15,03 bA | 32,32 ± 6,62 aB | 3,73 ± 0,41 bA | 3,91 ± 0,45 aA |
| <i>G. albida</i> | 98,84 ± 1,35 aA | 32,34 ± 7,96 aB | 5,01 ± 0,16 aA | 4,18 ± 0,37 aB |
| <i>S. heterogama</i> | 88,67 ± 4,47 aA | 38,81 ± 9,26 aB | 4,74 ± 0,18 aA | 3,98 ± 0,43 aB |
| Inóculo misto | 96,45 ± 2,17 aA | 44,75 ± 9,27 aB | 4,77 ± 0,16 aA | 4,28 ± 0,45 aB |
| N ^o folha | | | | |
| N ^o gavinha | | | | |
| 50 dias | | | | |
| Controle | 7,11 ± 1,10 bA | 7,42 ± 0,68 aA | (1) | (1) |
| <i>G. albida</i> | 9,83 ± 0,53 aA | 8,25 ± 0,57 aB | (1) | (1) |
| <i>S. heterogama</i> | 9,05 ± 0,51 aA | 8,24 ± 0,60 aA | (1) | (1) |
| Inóculo misto | 10,19 ± 0,36 aA | 8,41 ± 0,76 aB | (1) | (1) |
| 60 dias | | | | |
| Controle | 8,55 ± 1,35 bA | 8,01 ± 0,63 aA | 1,72 ± 0,73 bA | 0,48 ± 0,24 aB |
| <i>G. albida</i> | 12,37 ± 0,64 aA | 8,60 ± 0,52 aB | 4,08 ± 0,57 aA | 0,42 ± 0,37 aB |
| <i>S. heterogama</i> | 11,73 ± 0,49 aA | 9,38 ± 0,55 aB | 3,23 ± 0,47 aA | 0,93 ± 0,45 aB |
| Inóculo misto | 12,04 ± 0,63 aA | 8,85 ± 0,79 aB | 4,07 ± 0,57 aA | 1,04 ± 0,43 aB |
| 70 dias | | | | |
| Controle | 10,43 ± 1,48 bA | 8,91 ± 0,62 aB | 2,79 ± 1,17 bA | 0,82 ± 0,44 aB |
| <i>G. albida</i> | 14,15 ± 0,70 aA | 9,46 ± 0,68 aB | 5,77 ± 0,61 aA | 0,55 ± 0,52 aB |
| <i>S. heterogama</i> | 13,85 ± 0,48 aA | 10,34 ± 0,72 aB | 5,14 ± 0,49 aA | 1,38 ± 0,60 aB |
| Inóculo misto | 14,28 ± 0,60 aA | 9,73 ± 0,85 aB | 6,48 ± 0,50 aA | 1,57 ± 0,63 aB |

Médias seguidas da mesma letra minúscula, na coluna, e maiúscula, na linha, não diferem significativamente pelo teste de Tukey a 5 %; SE – solo esterilizado; SNE – solo não esterilizado.

(1) Sem produção de gavinhas.

tratamentos inoculados. Resultados semelhantes foram observados em citros (Cardoso & Lambais, 1993; Souza et al., 1997) e em macieiras (Plenchette et al., 1981), porém também há registros indicando que o diâmetro do caule não aumentou por causa da micorrização (Antunes & Cardoso, 1990; Silva & Siqueira, 1991; Silveira et al., 2002). Os resultados obtidos neste trabalho poderão ser relevantes para a propagação vegetativa do maracujazeiro, sugerida por Ruggiero et al. (1996), tendo em vista que a inoculação micorrízica contribuiu para aumentar, consideravelmente, o diâmetro do caule, possibilitando a antecipação da enxertia.

No solo esterilizado, as mudas inoculadas com FMA tiveram maior número de folhas e gavinhas que o controle, apresentando mais de nove folhas aos 50 dias. Ruggiero et al. (1996) consideram que mudas com oito folhas e altura em torno de 20 cm estão aptas para o transplante. No entanto, o número de folhas parece não ser indicativo de vigor, tendo em vista que as plantas-controle, não inoculadas, apresentaram de sete a dez folhas (Quadro 1). Estas eram pouco desenvolvidas e exibiam coloração verde-escura, típica, no maracujazeiro, da deficiência em fósforo (Ruggiero et al., 1996).

No solo não esterilizado, não houve diferença entre os tratamentos, com relação ao número de folhas (Quadro 1). Possivelmente, a competição com os outros microrganismos impediu que os FMAs inoculados fossem efetivos. Entretanto, Rodrigues et al. (1995) verificaram, em *Passiflora ligularis* L., que a desinfestação do solo prejudicou o desenvolvimento das plantas e a eficiência na aquisição de fertilizante fosfatado.

As gavinhas surgiram nas plantas inoculadas aos 40 dias; todavia, só após 60 dias, perceberam-se interações entre tratamento do solo e inoculação com FMA. Maior produção de gavinhas ocorreu nas plantas inoculadas e mantidas em solo esterilizado, enquanto os tratamentos em solo não esterilizado não diferiram (Quadro 1). O surgimento de gavinhas no maracujazeiro indica o último momento para o plantio no campo (Ruggiero et al., 1996) e, nas plantas inoculadas, isso ocorreu aos 40 dias (dados não apresentados), diferentemente do que ocorreu em plantas não inoculadas.

Houve interação entre P × FMA com regressão linear ajustada aos 50 e 70 dias para altura das plantas (P × controle e P × *S. heterogama*), indicando que o crescimento das plantas não inoculadas, ou inoculadas com *S. heterogama*, foi dependente da fertilização fosfatada. Por outro lado, regressão hiperbólica foi ajustada entre P × *G. albida* e P × inóculo misto, indicando crescimento das mudas inoculadas com estes fungos, quando cultivadas em solo com até 30 mg dm⁻³ de P (Quadro 2).

Interações entre P no solo e tratamentos de inoculação foram observadas com relação ao diâmetro do caule, aos 60 dias, com regressão linear ajustada para P × controle e regressão hiperbólica para P × FMA (Quadro 2). Também houve interação entre P × FMA para o número de folhas, com regressão linear; a partir dos 50 dias, entre P × controle e, a partir dos 60 dias, entre P × *S. heterogama*. Regressão hiperbólica foi obtida entre P × *G. albida* e P × inóculo misto (50 e 60 dias) (Quadro 2).

Quadro 2. Equação de regressão ajustada entre as doses de P (mg dm⁻³ de P no solo) e FMA, para variáveis de crescimento de mudas de maracujazeiro amarelo

| Variável de crescimento | Tratamento com FMA | Equação | R ² |
|---|----------------------|------------------------------|----------------|
| 50 dias | | | |
| Altura (cm) | Controle | $\hat{Y} = 4,67 + 1,13x$ | 0,98 |
| | <i>S. heterogama</i> | $\hat{Y} = 9,87 + 0,93x$ | 0,93 |
| | <i>G. albida</i> | $\hat{Y} = 49,03 - 140,64/x$ | 0,98 |
| | Inóculo misto | $\hat{Y} = 49,08 - 137,35/x$ | 0,99 |
| Número de folhas | Controle | $\hat{Y} = 2,29 + 0,03x$ | 0,76 |
| | <i>S. heterogama</i> | $\hat{Y} = 10,61 - 15,31/x$ | 0,99 |
| | <i>G. albida</i> | $\hat{Y} = 10,91 - 14,68/x$ | 0,95 |
| | Inóculo misto | $\hat{Y} = 11,29 - 15,58/x$ | 0,91 |
| 60 dias | | | |
| Diâmetro do caule (mm) | Controle | $\hat{Y} = 2,26 + 0,08x$ | 0,84 |
| | <i>S. heterogama</i> | $\hat{Y} = 5,12 - 8,31/x$ | 0,99 |
| | <i>G. albida</i> | $\hat{Y} = 5,08 - 5,81/x$ | 0,97 |
| | Inóculo misto | $\hat{Y} = 5,48 - 9,32/x$ | 0,99 |
| Número de folhas | Controle | $\hat{Y} = 2,47 + 0,03x$ | 0,74 |
| | <i>S. heterogama</i> | $\hat{Y} = 3,13 + 0,01x$ | 0,75 |
| | <i>G. albida</i> | $\hat{Y} = 12,41 - 15,66/x$ | 0,98 |
| | Inóculo misto | $\hat{Y} = 12,79 - 18,67/x$ | 0,95 |
| 80 dias | | | |
| Altura (cm) | Controle | $\hat{Y} = 16,75 + 2,01x$ | 0,74 |
| | <i>S. heterogama</i> | $\hat{Y} = 47,78 + 1,06x$ | 0,99 |
| | <i>G. albida</i> | $\hat{Y} = 76,37 - 86,44/x$ | 0,78 |
| | Inóculo misto | $\hat{Y} = 87,44 - 134,96/x$ | 0,88 |
| Colonização das raízes (%) | <i>G. albida</i> | $\hat{Y} = 61,12 + 0,88x$ | 0,99 |
| | Inóculo misto | $\hat{Y} = 62,26 + 1,13x$ | 0,90 |
| Densidade de esporos (n ^o /100 g solo) | Inóculo misto | $\hat{Y} = 93,48 + 6,28x$ | 0,98 |

Na colonização das raízes, foi possível ajustar uma regressão linear entre $P \times G. albida$ e $P \times$ inóculo misto, enquanto na densidade de inóculo esse ajuste foi entre $P \times$ inóculo misto (Quadro 2), indicando a importância desse nutriente na relação simbiótica e na multiplicação do fungo.

Aos 70 dias, apenas as mudas cultivadas em solo esterilizado e que receberam inóculo misto apresentaram maior concentração de P que o controle. No solo não esterilizado, as plantas inoculadas com a mistura de FMA apresentaram menor concentração de P na parte aérea que as inoculadas com *S. heterogama* ou não inoculadas. A concentração de P foi maior nas plantas cultivadas em solo não esterilizado do que no esterilizado apenas nos tratamentos-controle (com fungos nativos) e com *S. heterogama* (Quadro 3). Cuenca et al. (1990) observaram que FMAs nativos ocasionaram aumento na absorção de P e de outros nutrientes, em plântulas de cacau.

Os valores de P na parte aérea das plantas estavam abaixo daquele considerado adequado (0,5 %) para o maracujazeiro amarelo (Ruggiero et al., 1996). A absorção de P pode ter maior impacto no início da colonização, quando as hifas externas estão em densidade mais baixa (O'Keefe & Sylvia, 1992). Por outro lado, Karagiannidis et al. (1997) observaram, em videiras, que o teor de P nas folhas não estava diretamente relacionado com o grau de colonização micorrízica das raízes nem como teor de P no solo, embora as folhas tenham apresentado ótimo suprimento de P. Em citros, não se observou relação entre teores de P nas folhas e no solo, nas plantas micorrizadas, enquanto, no controle, o aumento de P no solo resultou em maior teor de P foliar (Davis & Fucik, 1986).

Soares & Martins (2000) obtiveram aumentos significativos na produção de matéria seca e no teor de alguns nutrientes, incluindo P, em mudas de maracujazeiro amarelo inoculadas com *Glomus clarum* Nicolson & Schenck, *G. fasciculatum* (Thaxter) Gerd. & Trappe emend. Walker & Koske

e com FMA nativos. Esses autores aplicaram os fungos associados a compostos fenólicos, mas verificaram que estes não eram indispensáveis para estimular e acelerar a colonização radicular promovida por eles.

As espécies de FMA não contribuíram igualmente para aumentar a absorção de nutrientes e o crescimento da planta (Abbott & Gazey, 1994). Silveira et al. (2002) não observaram alteração nos teores de P em porta-enxertos de abacateiro inoculados com seis espécies de FMA; entretanto, diferenças ocorreram na absorção de N, K, Ca, Mg e Fe, conforme o FMA inoculado. É possível que o tempo de duração do experimento (70 dias) não tenha sido suficiente para detectar a maior concentração de P na parte aérea dos maracujazeiros inoculados. Em citros, só foram observadas diferenças no acúmulo de nutrientes 180 dias após o transplantio (Cardoso & Lambais, 1993). Outra alternativa, para explicar a ausência de diferenças na concentração de P na parte aérea entre as mudas inoculadas e não inoculadas, seria que as doses de P aplicadas não foram suficientes para que o nutriente fosse absorvido e transportado em maior quantidade para a parte aérea do maracujazeiro.

A esterilização do solo favoreceu a colonização das raízes e a densidade de esporos na rizosfera das plantas inoculadas (Quadro 3). Resultados semelhantes foram obtidos por Camargo et al. (1990) em porta-enxertos de citros. A ausência de organismos prejudiciais (Kleinschmidt & Gerdemann, 1972) e, ou, de competidores, no solo esterilizado contribuiu, possivelmente, para essas respostas.

Nos solos com ou sem esterilização, todos os tratamentos inoculados apresentaram maior percentagem de colonização que o controle. Por outro lado, mesmo na presença de FMA nativo, no solo não esterilizado, os fungos inoculados promoveram maior colonização (Quadro 3), sendo também mais infectivos. Antunes & Cardoso (1990) não observaram diferenças significativas na colonização radicular entre porta-enxertos de citros inoculados e não inoculados, quando em solo não esterilizado.

Quadro 3. Efeito de FMA e da esterilização do solo sobre a concentração de P, colonização de raízes e densidade de esporos na rizosfera do maracujazeiro amarelo, 70 dias após a inoculação

| Tratamento de inoculação | Concentração de P na parte aérea | | Colonização da raiz | | Densidade de esporo | |
|--------------------------|----------------------------------|-------------------|---------------------|------------------|---------------------|------------------|
| | SE | SNE | SE | SNE | SE | SNE |
| | % | | | | nº/100 g de solo | |
| Não inoculado | 0,051 ± 0,004 bB | 0,096 ± 0,010 aA | 1,77 ± 1,12 cB | 29,03 ± 7,70 bA | 5,11 ± 3,21 bB | 57,33 ± 25,02 aA |
| <i>G. albida</i> | 0,070 ± 0,004 abA | 0,085 ± 0,010 abA | 92,22 ± 2,09 abA | 56,51 ± 8,46 aB | 418,88 ± 56,96 aA | 72,88 ± 20,75 aB |
| <i>S. heterogama</i> | 0,066 ± 0,007 abB | 0,090 ± 0,000 aA | 80,66 ± 5,00 bA | 49,11 ± 7,86 aB | 477,77 ± 68,48 aA | 44,66 ± 10,45 aB |
| Inóculo misto | 0,075 ± 0,004 aA | 0,064 ± 0,008 bA | 95,33 ± 1,66 aA | 63,11 ± 10,10 aB | 294,66 ± 51,71 aA | 80,88 ± 26,73 aB |

Médias seguidas da mesma letra minúscula, na coluna, e maiúscula, na linha, não diferem significativamente pelo teste de Tukey a 5 %. SE – solo esterilizado; SNE – solo não esterilizado.

No solo esterilizado, a densidade de esporos na rizosfera das plantas inoculadas foi maior do que no controle, enquanto, no solo não esterilizado, não houve diferença entre os tratamentos, possivelmente porque os fungos nativos foram tão eficientes na produção de esporos quanto os introduzidos (Quadro 3).

A esterilização do solo não impediu que, aos 70 dias, fossem observadas estruturas de FMA nas raízes e no solo da rizosfera das plantas-controle (Quadro 3). Isso pode ter sido consequência da colonização de propágulos infectivos que escaparam à esterilização, de algum mecanismo de dispersão, levando esporos para o solo esterilizado, ou da presença de alguns propágulos introduzidos por meio da solução do solo onde foram produzidos os inóculos, que foi colocada nas plantas-controle.

Entretanto, esta última possibilidade é pouco provável, tendo em vista a ausência de esporos de FMA na solução do solo, conforme constatado. Reinvasão de FMA em solo esterilizado com brometo de metila pode ocorrer após seis ou mais meses em presença de um hospedeiro susceptível (Ridings et al., 1977). Menge (1982) não detectou propágulos de FMA uma semana após a fumigação de solo com brometo de metila, porém baixas populações de propágulos infectivos foram detectadas após dois a 13 meses. O autor concluiu que raramente ocorre destruição completa dos FMA com esse tratamento. Aumento da população de FMA nativo em solo esterilizado com brometo de metila pode ocorrer em decorrência do crescimento ativo do hospedeiro e dos propágulos fúngicos que escaparam à esterilização ou que foram introduzidos durante o experimento por mecanismos de dispersão (Walker et al., 1982).

CONCLUSÕES

1. A esterilização do solo e a adubação fosfatada, até 30 mg dm⁻³, beneficiam as respostas de crescimento do maracujazeiro à inoculação com FMA, assim como a colonização de raízes e a produção de esporos na rizosfera.

2. Em geral, o benefício da simbiose micorrízica para o crescimento do maracujazeiro começa a ser evidenciado 50 dias após a inoculação, dependendo do isolado de FMA; *S. heterogama* promove resposta tardia (70 dias), em comparação com *G. albida* e com o inóculo misto utilizado.

LITERATURA CITADA

ABBOTT, L.K. & GAZEY, C. An ecological view of the formation of VA mycorrhizas. *Plant Soil*, 159:69-78, 1994.

ANTUNES, V. & CARDOSO, E.J.N. O fósforo e a micorriza vesículo arbuscular no crescimento de porta-enxertos de citros cultivados em solo natural. *R. Bras. Ci. Solo*, 14:277-282, 1990.

BAGO, B.; AZCÓN-AGUILAR, A.; GOULET, A. & PICHÉ, Y. Branched absorbing structures (BAS): a feature of the extraradical mycelium of symbiotic arbuscular mycorrhizal fungi. *New Phytol.*, 139:375-388, 1998.

BAGYARAJ, D.J. Use of VA mycorrhiza in practical agriculture. In: REUNIÃO BRASILEIRA SOBRE MICORRIZAS, 5., Mendes, 1991. Resumos. Itaguaí, EMBRAPA-Centro Nacional de Pesquisa em Biologia do Solo, 1991. p.81-92.

BÉCARD, G. & PICHÉ, Y. Physiological factors determining vesicular-arbuscular formation in host and nonhost Ri T-DNA transformed roots. *Can. J. Bot.*, 68:1260-1264, 1990.

CAMARGO, I.P.; SOUZA, M.; CARVALHO, J.G. & OLIVEIRA, E. Doses e fontes de fósforo e de fungos micorrízicos sobre a nutrição mineral do limoeiro 'Cravo' até a repicagem. *Pesq. Agropec. Bras.*, 25:1465-1470, 1990.

CARDOSO, E.J.B.N. & LAMBAIS, M.R. Efeito de aldicarb e fosetil-al no desenvolvimento e na colonização micorrízica de tangerina 'Cleópatra'. *R. Bras. Ci. Solo*, 17:179-184, 1993.

CAVALCANTI, F.J.A.; SANTOS, J.C.P.; PEREIRA, J.R.; LEITE, J.P.; SILVA, M.C.L.; FREIRE, F.J.; SILVA, D.J.; SOUSA, A.R.; MESSIAS, A.S.; FARIA, C.M.B.; BURGOS, N.; LIMA JÚNIOR, M.A.; GOMES, R.V.; CAVALCANTI, A.C. & LIMA, J.F.W.F. Recomendações de adubação para o Estado de Pernambuco (2ª aproximação). 2.ed. Recife, IPA, 1998. 198p.

CAVALCANTE, U.M.T.; MAIA, L.C.; COSTA, C.M.C. & SANTOS, V.F. Mycorrhizal dependency of passion fruit (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa*). *Fruit*, 56:317-324, 2001.

CHU, E.Y. Inoculação de fungos micorrízicos em plântulas de acerola (*Malpighia glabra* L.) Belém, EMBRAPA/CPATU, 1993. 15p. (Boletim de Pesquisa, 149)

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

CUENCA, G.; HERRERA, R. & MENESES, E. Effects of VA mycorrhiza on the growth of cacao seedlings under nursery conditions in Venezuela. *Plant Soil*, 126:71-78, 1990.

DAVIS, R.M. & FUCIK, J.E. Effect of girdling sour orange seedlings on mycorrhizal development. *HortScience*, 21:302-304, 1986.

DECLERCK, S.; PLENCHETTE, C. & STRULLU, D.G. Mycorrhizal dependency of banana (*Musa acuminata*, grupo AAA) cultivar. *Plant Soil*, 176:183-187, 1995.

FORTUNA, P.; CITERNESI, A.S.; MORINI, S.; VITAGLIANO, C. & GIOVANETTI, M. Influence of arbuscular mycorrhizae and phosphate fertilization on shoot apical growth of micropropagated apple and plum rootstocks. *Tree Physiol.*, 16:757-763, 1996.

GERDEMANN, J.W. & NICOLSON, T.H. Spores of mycorrhizal *Endogone* species extracted from soil by wet sieving and decanting. *Trans. Br. Mycol. Soc.*, 46:235-244, 1963.

GIOVANETTI, M. & MOSSE, B. An evaluation of techniques for measuring vesicular arbuscular mycorrhizal infection in roots. *New Phytol.*, 84:489-500, 1980.

- GRAÇA, J.P.; MACHADO, J.P.O.; RUGGIERO, C. & ANDRIOLO, J.L. Eficiência de fungos endomicorrízicos e da bactéria *Azospirillum brasilense* sobre o desenvolvimento de mudas de maracujá (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa*). R. Bras. Frutic., 13:125-130, 1991.
- JAIZME-VEGA, M.C.; TENOURY, P.; PINOCHET, J. & JAUMOT, M. Interactions between the root knot nematode *Meloidogyne incognita* and *Glomus mosseae* in banana. Plant Soil, 196:27-35, 1997.
- JENKINS, W.R. A rapid centrifugal-floatation technique for separating nematodes from soil. Plant Dis. Rep., 48:692, 1964.
- KARAGIANNIDIS, N.; VELEMIS, D. & STAVROPOULOS, N. Root colonization and spore population by VA-mycorrhizal fungi in four grapevine rootstocks. Vitis, 36:57-60, 1997.
- KLEINSCHMIDT, G.D. & GERDEMANN, J.W. Stunting of citrus seedlings in fumigated nursery soils related to the absence of endomycorrhizae. Phytopathology, 62:1447-1453, 1972.
- LINS, C.E.L.; AGUIAR, R.L.F.; CAVALCANTE, U.M.T. & MAIA, L.C. Influência da adubação com esterco bovino e inoculação de fungos micorrízicos arbusculares no crescimento de mudas de *Carica papaya* L. (var. Formosa). Acta Bot. Bras., 13:257-261, 1999.
- MENGE, J.A. Effect of soil fumigant and fungicides on vesicular-arbuscular fungi. Phytopathology, 72:1125-1182, 1982.
- O'KEEFE, D.M. & SYLVIA, D.M. Chronology and mechanisms of P uptake by mycorrhizal sweet potato plants. New Phytol., 122:651-659, 1992.
- PHILLIPS, J.M. & HAYMAN, D.S. Improved procedures to clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. Trans. Br. Mycol. Soc., 55:158-160, 1970.
- PLENCHETTE, C.; FURLAN, V. & FORTIN, J.A. Growth stimulation of apple in unsterilized soil under field conditions with VA mycorrhiza inoculation. Can. J. Bot., 59:2003-2008, 1981.
- RIDINGS, W.H.; SCHENCK, N.C.; SNELL, R.R.; KEEN, W.M. & CORNELL, J.A. Reinvasion of methyl bromide treated soil by soil-born fungi and their subsequent effect on citrus seedlings growth. Proc. Florida State Hort. Soc., 90:70-74, 1977.
- RODRIGUES, G.A.M.; HURTADO, M. & PRAGER, M.S. Inoculación de granadilla *Passiflora ligularis* L. Acta Agron., 45:89-98, 1995.
- RUGGIERO, C.; SÃO JOSÉ, A.R.; VOLPE, C.A.; OLIVEIRA, J.C.; DURIGAN, J.F.; BAUMGARTNER, J.G.; SILVA, J.R.; NAKAMURA, K.; FERREIRA, M.E.; KAVATI, R. & PEREIRA, V.P. Maracujá para exportação: aspectos técnicos da produção. Ministério da Agricultura e do Abastecimento, Secretaria de Desenvolvimento Rural. Programa de Apoio à Produção e Exportação de Frutas, Hortaliças, Flores e Plantas Ornamentais. Brasília: EMBRAPA-SPI, 1996. 64p. (Publicações Técnicas FRUPEX, 19)
- SILVA, L.F.C. & SIQUEIRA, J.O. Crescimento e teores de nutrientes de mudas de abacateiro, mangueira e mamoeiro sob influência de diferentes espécies de fungos micorrízicos vesículo-arbusculares. R. Bras. Ci. Solo, 15:283-285, 1991.
- SILVEIRA, S.V.; SOUZA, P.V.D. & KOLLER, O.C. Influência de fungos micorrízicos arbusculares sobre o desenvolvimento vegetativo de porta-enxertos de abacateiro. Pesq. Agropec. Bras., 37:303-309, 2002.
- SMITH, S.E. & READ, D.J. Mycorrhizal symbiosis. London, Academic Press, 1997. 605p.
- SOARES, A.C.F. & MARTINS, M.A. Influência de fungos micorrízicos arbusculares, associada à adição de compostos fenólicos, no crescimento de mudas de maracujazeiro amarelo (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa*). R. Bras. Ci. Solo 24:731-740, 2000.
- SOUZA, P.V.D.; BERJON, M.A.; ORENGA, V.A. & FONFRIA, M.A. Desenvolvimento do citrange 'Troyer' infectado com fungo micorrízico, em dois substratos de cultivo. Pesq. Agropec. Bras., 32:1039-1045, 1997.
- TRINDADE, A.V.; SIQUEIRA, J.O. & ALMEIDA, E.F. Dependência micorrízica de variedades comerciais de mamoeiro. Pesq. Agropec. Bras., 36:1485-1494, 2001.
- ZONTA, E.P.; MACHADO, A.A. & SILVEIRA JÚNIOR, P. Sistema de análise estatística para microcomputadores (SANEST). Pelotas, Departamento de Matemática e Estatística, 1984. 151p.
- WALKER, C.; MIZE, C.W. & MCNABB JR., H.S. Populations of endogonaceus fungi at two locations in central Iowa. Can. J. Bot., 60:2518-2529, 1982.
- WEBER, O.B. & AMORIM, S.M.C. Adubação fosfática e inoculação de fungos micorrízicos vesicular arbusculares em mamoeiro 'Solo'. R. Bras. Ci. Solo, 18:187-191, 1994.