

Universidade Federal de Pernambuco
Centro de Biociências
Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas

MARIA VALDIRENE LEITE PEDONE BONFIM

**CRESCIMENTO E PRODUÇÃO DE COMPOSTOS BIOATIVOS FOLIARES EM
LEGUMINOSAS MEDICINAIS NATIVAS DA CAATINGA ASSOCIADAS A
FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES**

RECIFE
2018

MARIA VALDIRENE LEITE PEDONE BONFIM

**CRESCIMENTO E PRODUÇÃO DE COMPOSTOS BIOATIVOS FOLIARES EM
LEGUMINOSAS MEDICINAIS NATIVAS DA CAATINGA ASSOCIADAS A
FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES**

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas, Área de Concentração Biotecnologia, da Universidade Federal de Pernambuco, como requisito parcial para obtenção do título de doutor em Ciências Biológicas.

Orientadora: Dra. Leonor Costa Maia
Coorientadora: Dra. Adriana Mayumi Yano-Melo

RECIFE
2018

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP) de acordo com ISBD

Bonfim, Maria Valdirene Leite Pedone

Crescimento e produção de compostos bioativos foliares em leguminosas medicinais nativas da Caatinga associadas a fungos micorrízicos arbusculares/ Maria Valdirene Leite Pedone Bonfim- 2018.

119 folhas: il., fig., tab.

Orientadora: Leonor Costa Maia

Coorientadora: Adriana Mayumi Yano-Melo

Tese (doutorado) – Universidade Federal de Pernambuco. Centro de Biotecnologia. Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas. Recife, 2018.

Inclui referências e apêndices

1. Micorriza 2. Plantas medicinais 3. Fenóis I. Maia, Leonor Costa (orient.) II. Yano-Melo, Adriana Mayumi (coorient.) III. Título

579.5

CDD (22.ed.)

UFPE/CB-2018-215

MARIA VALDIRENE LEITE PEDONE BONFIM

**CRESCIMENTO E PRODUÇÃO DE COMPOSTOS BIOATIVOS FOLIARES EM
LEGUMINOSAS MEDICINAIS NATIVAS DA CAATINGA ASSOCIADAS A
FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES**

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas, Área de Concentração Biotecnologia, da Universidade Federal de Pernambuco, como requisito parcial para obtenção do título de doutor em Ciências Biológicas.

Aprovada em: 02/03/2018

COMISSÃO EXAMINADORA

Dra. Leonor Costa Maia/UFPE

Dra. Adriana Mayumi Yano-Melo/ Univasf

Dra. Maria Tereza dos Santos Correia / UFPE

Dra. Maryluce Albuquerque da Silva Campos /UPE

Dr. João Ricardo Gonçalves de Oliveira/UFPB

Ao Deus Eterno por ter conduzido os meus passos e por ser minha fonte de inspiração; ao meu esposo Joedson Bonfim, aos meus pais, irmãos e sobrinhas, dedico.

AGRADECIMENTOS

Agradeço ao meu supremo orientador: o Deus Eterno, por ter me dado a vida, saúde e ter me conduzido até aqui.

Ao meu esposo Joedson Bonfim, pelo amor, carinho, companheirismo, compreensão e por sua valiosa ajuda na condução dos experimentos.

À minha mãezinha, Marinês Pereira Leite, pelas orações, amor, cuidado e carinho.

Ao meu paizinho, José Pedone, pelo carinho, apoio, incentivo e ajuda durante as avaliações do experimento de campo.

Aos meus irmãos Valdenora, Samuel, Valdene, Valquiria e Ismael pela convivência, incentivo e carinho.

Às minhas sobrinhas Layla e Laura que sempre alegam os meus dias.

Aos meus padrinhos Leondas Leite e Maria Pedone, pelo carinho, orações e apoio.

Aos meus cunhados Val Wellington, Iure Pedroza e Mirele Barros pelo incentivo e convivência agradável; e a toda minha família pelas orações e apoio.

À minha orientadora Dra. Leonor Costa Maia pela orientação desde o mestrado, pelos ensinamentos, confiança, apoio e incentivo.

À minha coorientadora Dra. Adriana Mayumi Yano-Melo pela disponibilidade, ensinamentos valiosos, incentivo, confiança e convivência agradável.

À Danielle Karla Alves da Silva, pela amizade, confiança, pelo ombro amigo nas horas difíceis, por me ajudar a tomar decisões e por sua valiosa colaboração durante toda essa jornada.

Ao professor Fábio Sérgio Barbosa da Silva, pela orientação na elaboração do projeto e por ter sido um dos maiores incentivadores para eu seguir esse caminho.

Às professoras Lindete Míria Vieira Martins, Maryluce Albuquerque e Vilma Santos, pela amizade e pela prontidão em ajudar sempre.

À Facepe pela concessão da bolsa e à Univasf por conceder as estruturas necessárias para a realização dos experimentos.

Aos professores do Programa pelos conhecimentos transmitidos.

Ao Dr. Jackson Roberto Guedes, Dr. Wagner Félix, Ana Paula de Oliveira e Melquisedec Oliveira pelas dúvidas sanadas sempre que precisei.

À Daniela Nascimento, Luiz Dantas e Esther Novic pela parceria na condução dos experimentos e pela amizade.

Ao Francisco Amâncio por sua valiosa ajuda na condução e manutenção do experimento de campo.

À Angélica Ricarte, amiga muito especial, pela companhia, amizade, ajuda durante a montagem e desmontagem dos experimentos e pelos valiosos conhecimentos transmitidos.

Às minhas grandes amigas e companheiras Karen Menezes, Tamires Dália, Maria Eugênia, Aline Passos e Raiane Araujo pela amizade, convivência e apoio durante a condução dos experimentos.

À Poliana Martins, pela valiosa ajuda no transplante das mudas, e aos demais colegas do Laboratório de Microbiologia da Univasf: Inácio Pascoal, Ingrid Correia, Alícia Melo, Hiale Alves, Khatianne Correia, Lilian Araujo, Mateus Alves, Jarbas Moraes, Allan Marques, Vanessa Bezerra, Welerson Nascimento, Edmário Neres e Laissa Nunes, pela amizade, convivência e companheirismo.

À minha grande amiga, Fabiola Gomes pela amizade valiosa, cumplicidade e companhia agradável sempre que precisei.

Aos colegas de turma Marcos Regueira, Marliete Araújo, Diogo Cavalcanti, Robson Cavalcanti e Rebeca Melo, pela amizade.

À Gérsika Fakirra pela amizade e companhia durante os estudos para a seleção e à Cleilton Santos Lima e Paula Tarcila pela amizade.

A Vanderson Costa pela amizade e convivência agradável.

À Nara Carvalho, Katiane Santos, Marilene Borges e Diana Cavalho, pela fiel amizade, incentivo e compreensão pela ausência e afastamento durante esse período.

Aos que não mencionei, mas que de algum modo contribuíram para a realização deste trabalho.

RESUMO

Mimosa tenuiflora e *Erythrina velutina* são leguminosas nativas da Caatinga utilizadas para fins medicinais e comerciais. No entanto, não há cultivo dessas espécies, que são exploradas diretamente da natureza, de forma extrativista. Por isso, o cultivo seria uma alternativa para diminuir a extração e, assim, evitar o desaparecimento dessas espécies no futuro. A aplicação de fungos micorrízicos arbusculares (FMA) pode ser uma alternativa para produzir mudas com fitomassa de qualidade melhorada. O objetivo deste estudo foi selecionar FMA, níveis de P e substratos eficientes em favorecer o crescimento e maximizar a produção de metabólitos secundários, com potencial medicinal, em plantas de *E. velutina* e de *M. tenuiflora* em condições controladas e em condições de campo. Realizaram-se quatro experimentos. Os dois primeiros foram conduzidos para determinar a responsividade de *M. tenuiflora* e de *E. velutina* à inoculação com FMA e à adubação fosfatada, e o efeito desses fatores sobre a biomassa e a produção de compostos fenólicos. Como *E. velutina* foi pouco responsiva à micorrização, os experimentos seguintes foram conduzidos apenas com *M. tenuiflora*. No terceiro experimento foi selecionado substrato eficiente para produção de mudas de *M. tenuiflora*; no quarto determinou-se a influência da micorrização para aumento do crescimento e da produção de metabólitos primários e secundários foliares em plantas de *M. tenuiflora*, em condições de campo. Mudas de *M. tenuiflora* micorrizadas apresentaram maior crescimento e conteúdo de metabólitos primários e secundários em relação às não micorrizadas, sendo os benefícios mais significativos em solo com baixo teor de P (até P16). A inoculação micorrízica incrementou a altura, o teor de clorofila total e a área foliar de mudas de *E. velutina*, sendo os benefícios dependentes da espécie de FMA utilizada e da dose de P. Para a maioria dos demais parâmetros avaliados, houve efeito apenas da adição de fósforo e ajuste dos dados ao modelo linear. O húmus de minhoca pode ser utilizado como substrato para produzir mudas micorrizadas de *M. tenuiflora*, pois favorece o desenvolvimento e incrementa a produção de compostos fenólicos em relação a mudas não micorrizadas. Os benefícios da inoculação micorrízica foram mantidos em condições de campo para alguns parâmetros de crescimento (altura, diâmetro do caule) e para a produção de fenóis totais foliares até 90 dias após o transplante. Conclui-se que mudas de *M. tenuiflora* são responsivas e se beneficiam da micorrização

principalmente em solo com baixa concentração de fósforo, enquanto mudas de *E. velutina* têm o crescimento e a produção de fenóis totais e de taninos totais beneficiados pela adição de P, sendo mais responsivas à adubação fosfatada do que à micorrização. A inoculação com FMA, especialmente com *Gigaspora albida*, promove benefícios para o crescimento e o conteúdo de metabólitos secundários de interesse medicinal de *M. tenuiflora*, tanto em condições controladas como em condições de campo, podendo ser empregada em substituição à adubação fosfatada. Portanto, essa alternativa mostra-se viável para incentivar a produção de mudas e o plantio de *M. tenuiflora*, visando a utilização da planta para fins medicinais e evitando a exploração de modo extrativista.

Palavras-chave: Inoculação micorrízica. Compostos fenólicos. Fósforo. Semiárido. Bioinsumo

ABSTRACT

Mimosa tenuiflora and *Erythrina velutina* are legumes native to the Caatinga used for medicinal and commercial purposes. However, there is no cultivation of these species, which are taken directly from nature in an extractive way. Therefore, cultivation would be an alternative to diminish the extraction and thus avoid the disappearance of these species in the future. The application of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) may be an alternative to produce seedlings with improved quality phytomass. The objective of this study was to select AMF, P levels and efficient substrates to favor growth and to maximize the production of secondary metabolites with medicinal potential in *E. velutina* and *M. tenuiflora* plants under controlled and field conditions. Four experiments were carried out: The first two experiments were conducted to determine the responsiveness of *M. tenuiflora* and *E. velutina* to AMF inoculation and phosphate fertilization, and the effect of these factors on biomass and the production of phenolic compounds. As *E. velutina* was not responsive to mycorrhization, the following experiments were conducted only with *M. tenuiflora*. The third experiment was conducted to select efficient substrate for *M. tenuiflora* seedlings production. The fourth experiment was conducted in order to verify if mycorrhization increases the growth and the production of primary and secondary foliar metabolites in plants of *M. tenuiflora* under field conditions. Mycorrhizal seedlings of *M. tenuiflora* showed higher growth and higher content of soluble carbohydrates and phenolic compounds than non-mycorrhizal ones, being the most significant benefits in soil with low P content (up to P16). Mycorrhizal inoculation benefited only the height, total chlorophyll content and leaf area of *E. velutina* seedlings, and the benefits were dependent on the species used and the dose of P. For most of the evaluated parameters there was effect of the addition of phosphorus and adjustment of the data to the linear model. Earthworm humus can be used as a substrate to produce mycorrhizal seedlings of *M. tenuiflora*. This substrate provided greater seedling development and increased phenolic compounds production in relation to non-mycorrhizal seedlings. The benefits of mycorrhizal inoculation were maintained under field conditions for some growth parameters (height, stem diameter) and for the production of total foliar phenols up to 90 days after transplanting. It is concluded that *M. tenuiflora* seedlings are responsive and benefit from mycorrhization mainly in soil with low phosphorus concentration, while *E.*

velutina seedlings have the growth and production of total phenols and total tannins benefited by the addition of P, being more responsive to phosphate fertilization than to mycorrhization. AMF inoculation, especially with *Gigaspora albida*, promotes benefits for growth and the content of secondary metabolites of medicinal interest of *M. tenuiflora*, under both, controlled and field conditions, and is an alternative to phosphate fertilization.

Keywords: Mycorrhizal inoculation. Phenolic compounds. Phosphor. Semiarid. Biofuel

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1** - Colonização micorrízica (A) e número de glomerosporos na rizosfera (B) de mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas a FMA (CE = *Claroideoglomus etunicatum*; GA = *Gigaspora albida* Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), em doses crescentes de fósforo, 70 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; * = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,05$); ** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,01$); *** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,001$); **** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,0001$)59
- Figura 2** - Altura de mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglomus etunicatum*; GA = *Gigaspora albida* Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), em solo com doses crescentes de fósforo, 70 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; ** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,01$); **** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,0001$)60
- Figura 3** - Número de folhas (A) e diâmetro do caule (B) de mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglomus etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*; Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), em solo com doses crescentes de fósforo, 70 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; * = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,05$); **** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,0001$)61
- Figura 4** - Conteúdo de clorofila a (A), clorofila b (B) e total (C) em mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglomus etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*; Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), em solo com doses crescentes de fósforo, 70 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; * = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,05$); ** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,01$); *** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,001$); **** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,0001$)62
- Figura 5** - Biomassa fresca (A) e seca (B) aérea de mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglomus etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*; Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), em doses crescentes de fósforo, 70 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; ** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,01$); *** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,001$); **** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,0001$)63

- Figura 6** - Biomassa fresca radicular (A) e área foliar (B) de mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*; Mix = C. *etunicatum* + *G. albida*), em solo com doses crescentes de fósforo, 70 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; ** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,01$); **** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,0001$)64
- Figura 7** - Concentração de carboidratos solúveis em mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*; Mix = C. *etunicatum* + *G. albida*), em solo com doses crescentes de fósforo, 70 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; ** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,01$).....65
- Figura 8** - Concentração de fenóis totais (A) e de taninos totais (B) em mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*; Mix = C. *etunicatum* + *G. albida*), em solo com doses crescentes de fósforo, 70 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; **** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,0001$)66
- Figura 9** - Concentração de flavonoides totais, independentemente da dose de P (A) (C = controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*; Mix = C. *etunicatum* + *G. albida*) e independentemente do tratamento de inoculação (B) em mudas de *Mimosa tenuiflora*, 70 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. Barras seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$). ** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,01$).....67
- Figura 10** - Conteúdo e incremento do conteúdo de carboidratos solúveis (A e B), fenóis totais (C e D), taninos totais (E e F) e flavonoides totais (G e H) em mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*; Mix = C. *etunicatum* + *G. albida*), em solo com doses crescentes de fósforo, 70 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; * = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,05$); ** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,01$); *** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,001$); **** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,0001$)68
- Figura 11** - Colonização micorrízica independentemente das doses de fósforo (A), número de glomerosporos na rizosfera (B) e resposta micorrízica (%) (C) de mudas de *Erythrina velutina* associadas a FMA (CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA =

Gigaspora albida; Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), 75 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = não significativo; *** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,001$).....71

Figura 12 - Altura de mudas de *Erythrina velutina* associadas ou não a FMA (C = Controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*; Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), independentemente da dose de P, 75 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. Barras seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$)72

Figura 13 - Número de folhas em função de doses crescentes de P (A) e diâmetro do caule em função da inoculação micorrízica (C = Controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*; Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*) (B) em mudas de *Erythrina velutina*, 75 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. Barras seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$). ** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,01$)72

Figura 14 - Biomassa fresca aérea (A) e biomassa seca aérea (B) de mudas de *Erythrina velutina* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*; Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), em solo com doses crescentes de fósforo, 75 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; * = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,05$); ** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,01$)73

Figura 15 - Biomassa fresca radicular (A) e biomassa seca radicular (B) de mudas de *Erythrina velutina*, independentemente da inoculação micorrízica, cultivadas em solo com doses crescentes de fósforo, 75 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. * = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,05$)74

Figura 16 - Clorofila *b* de mudas de *Erythrina velutina* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *G. albida*; Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), em solo com doses crescentes de fósforo, 75 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; * = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,05$); **** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,0001$).....75

Figura 17 - Área foliar de mudas de *Erythrina velutina* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*; Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), em solo com doses crescentes de fósforo, 75 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; * = modelo de

regressão significativo ($p \leq 0,05$); **** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,0001$)

.....76

Figura 18 - Concentração de fenóis totais (A) e de taninos totais (B), independentemente da inoculação micorrízica, e concentração de flavonoides totais (C) de mudas de *Erythrina velutina* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*; Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), em solo com doses crescentes de fósforo, 75 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; * = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,05$); ** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,01$)77

Figura 19 - Biomassa fresca radicular independentemente do substrato (A) e dos tratamentos de inoculação (B), colonização micorrízica (C), e número de glomerosporos (D) na rizosfera de mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*), cultivadas em diferentes substratos (AM = areia+vermiculita+ 5% de resíduo de acerola madura; AV = areia + vermiculita + 5% de resíduo de acerola verde; H = areia + vermiculita + 5% de húmus de minhoca; SN = areia + vermiculita + solução nutritiva), 90 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. Barras seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$). Letras minúsculas comparam tratamentos de inoculação e letras maiúsculas comparam substratos.....81

Figura 20 - Concentração de carboidratos solúveis foliares independentemente do substrato (A) e do tratamento de inoculação (B) de mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*), cultivadas em diferentes substratos (H = areia + vermiculita + 5% de húmus de minhoca; SN = areia+vermiculita+ solução nutritiva), 90 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. Barras seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).82

Figura 21 - Concentração de fenóis totais (A) e de taninos totais (B) foliares de mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*), cultivadas em diferentes substratos (H = areia + vermiculita + 5% de húmus de minhoca; SN = areia + vermiculita + solução nutritiva), 90 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. Letras minúsculas comparam os tratamentos de inoculação e letras maiúsculas comparam os substratos83

Figura 22 - Concentração de flavonoides totais foliares de mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*), cultivadas em diferentes substratos (H = areia + vermiculita + 5% de húmus de minhoca; SN = areia + vermiculita + solução nutritiva), 90 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. Letras minúsculas comparam os tratamentos de inoculação e letras maiúsculas comparam os substratos.....84

Figura 23 - Número mais provável (NMP) de propágulos infectivos de FMA e número de glomerosporos na rizosfera de *Mimosa tenuiflora* inoculada ou não com FMA (C = controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*), 90 (A e C) e 180 (B e D) dias após o transplante para o campo87

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Atividade antimicrobiana de <i>Mimosa tenuiflora</i> contra diversos micro-organismos.....	30
Tabela 2 - Efeitos da micorrização sobre a produção de metabólitos secundários em diversas espécies vegetais*	37
Tabela 3 - Trabalhos que investigaram os efeitos do P sobre a produção de metabólitos secundários.....	45
Tabela 4 - Características químicas e físicas dos substratos testados.....	55
Tabela 5 - Altura, colonização micorrízica e número de glomerosporos na rizosfera de mudas de <i>Mimosa tenuiflora</i> no momento do transplântio	58
Tabela 6 - Níveis de significância (valores de p) para as variáveis estudadas, considerando os efeitos isolados dos fatores (FMA; doses de P) e a interação FMA x P.....	69
Tabela 7 - Clorofila total de mudas de <i>Erythrina velutina</i> associadas ou não a FMA (C = controle; CE = <i>Claroideoglossum etunicatum</i> ; GA = <i>Gigaspora albida</i> Mix = <i>C. etunicatum</i> + <i>G. albida</i>), em solo com doses crescentes de fósforo, 75 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação	75
Tabela 8 - Altura, número de folhas, diâmetro do caule, biomassa fresca e seca aérea e área foliar de mudas de <i>Mimosa tenuiflora</i> associadas ou não a FMA (C = controle; CE = <i>Claroideoglossum etunicatum</i> ; GA = <i>Gigaspora albida</i>), cultivadas em diferentes substratos (AM = areia+vermiculita+5% de resíduo de acerola madura; AV = areia+vermiculita+ 5% de resíduo de acerola verde; H = areia+vermiculita+5% de húmus de minhoca; SN = areia+vermiculita+solução nutritiva), 90 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação.	78
Tabela 9 - Teores de Clorofila a, b e total de mudas de <i>Mimosa tenuiflora</i> associadas ou não a FMA (C = controle; CE = <i>Claroideoglossum etunicatum</i> ; GA = <i>Gigaspora albida</i>), cultivadas em diferentes substratos (H = areia + vermiculita + 5% de húmus de minhoca; SN = areia + vermiculita + solução nutritiva), 90 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação	80
Tabela 10 - Níveis de significância (valores de p) para as variáveis estudadas, considerando os efeitos dos FMA	84

Tabela 11 - Altura e diâmetro do caule de plantas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*), durante 180 dias após o transplante para o campo85

Tabela 12 - Concentração de fenóis totais e de carboidratos solúveis das folhas de *Mimosa tenuiflora* inoculada ou não com FMA (C = controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*), 90 e 180 dias após o transplante para o campo86

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	20
2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA	23
2.1 METABÓLITOS SECUNDÁRIOS VEGETAIS	23
2.2 PLANTAS MEDICINAIS NATIVAS DA CAATINGA	25
2.2.1 <i>Mimosa tenuiflora</i> (Jurema-preta)	28
2.2.2 <i>Erythrina velutina</i> (Mulungu)	31
2.3 FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES (FMA).....	33
2.4 FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES E PRODUÇÃO DE METABÓLITOS SECUNDÁRIOS.....	35
3 MATERIAL E MÉTODOS	49
3.1 ETAPAS.....	49
3.2 DETERMINAÇÃO DA RESPONSABILIDADE DAS PLANTAS À INOCULAÇÃO MICORRÍZICA E À ADUBAÇÃO FOSFATADA, E DO EFEITO DOS FMA E DO P SOBRE A PRODUÇÃO DE METABÓLITOS PRIMÁRIOS E SECUNDÁRIOS EM <i>Mimosa tenuiflora</i> E <i>Erythrina velutina</i>	50
3.2.1 Condições experimentais	50
3.2.2 Delineamento experimental	51
3.2.3 Avaliações de variáveis de crescimento vegetativos e fisiológicos	51
3.2.4 Avaliação de variáveis micorrízicas	52
3.2.5 Avaliações de variáveis bioquímicas e fitoquímicas	53
3.2.6 Análise estatística	54
3.3 SELEÇÃO DE SUBSTRATO PARA INCREMENTO DO CRESCIMENTO E DA PRODUÇÃO DE METABÓLITOS PRIMÁRIOS E SECUNDÁRIOS FOLIARES EM MUDAS DE <i>M. tenuiflora</i>	55
3.3.1 Condições experimentais	55
3.3.2 Delineamento experimental	56
3.3.3 Análises estatísticas	56
3.4 BENEFÍCIOS DA MICORRIZAÇÃO DE <i>Mimosa tenuiflora</i> EM CONDIÇÕES DE CAMPO	57
3.4.1 Condições experimentais e delineamento experimental	57
3.4.2 Análises estatísticas	58
4 RESULTADOS	59

4.1 DETERMINAÇÃO DA RESPONSABILIDADE DE <i>M. tenuiflora</i> À INOCULAÇÃO MICORRÍZICA E À ADUBAÇÃO FOSFATADA, E DO EFEITO DOS FMA E DO P SOBRE A PRODUÇÃO DE METABÓLITOS PRIMÁRIOS E SECUNDÁRIOS.....	59
4.2 DETERMINAÇÃO DA RESPONSABILIDADE DE <i>E. velutina</i> A MICORRIZAÇÃO E À ADUBAÇÃO FOSFATADA, E DO EFEITO DOS FMA E DO P SOBRE A PRODUÇÃO DE METABÓLITOS PRIMÁRIOS E SECUNDÁRIOS.....	69
4.3 SELEÇÃO DE SUBSTRATO QUE FAVOREÇA O CRESCIMENTO E A PRODUÇÃO DE METABÓLITOS PRIMÁRIOS E SECUNDÁRIOS FOLIARES EM MUDAS DE <i>M. tenuiflora</i>	77
4.4 BENEFÍCIOS DA MICORRIZAÇÃO DE <i>M. tenuiflora</i> EM CONDIÇÕES DE CAMPO	84
5 DISCUSSÃO	88
5.1 DETERMINAÇÃO DA RESPONSABILIDADE DE <i>M. tenuiflora</i> À MICORRIZAÇÃO E À ADUBAÇÃO FOSFATADA, E DO EFEITO DOS FMA E DO P SOBRE A PRODUÇÃO DE METABÓLITOS PRIMÁRIOS E SECUNDÁRIOS.....	88
5.2 DETERMINAÇÃO DA RESPONSABILIDADE DE <i>E. velutina</i> À MICORRIZAÇÃO E À ADUBAÇÃO FOSFATADA, E DO EFEITO DOS FMA E DO P SOBRE A PRODUÇÃO DE METABÓLITOS PRIMÁRIOS E SECUNDÁRIOS.....	91
5.3 SELEÇÃO DE SUBSTRATO PARA INCREMENTO DO CRESCIMENTO E DA PRODUÇÃO DE METABÓLITOS PRIMÁRIOS E SECUNDÁRIOS FOLIARES EM MUDAS DE <i>M. tenuiflora</i>	93
5.4 BENEFÍCIOS DA MICORRIZAÇÃO DE <i>M. tenuiflora</i> EM CONDIÇÕES DE CAMPO	96
6 CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	98
REFERÊNCIAS.....	99
APÊNDICE A - ARTIGO PUBLICADO NA REVISTA SYMBIOSIS.....	119

1 INTRODUÇÃO

O bioma Caatinga se estende pelos estados do Nordeste e pequenas porções do norte de Minas Gerais e compreende diferentes tipos de vegetação (ALBUQUERQUE et al., 2012). A área coberta pela Caatinga apresenta abundante intensidade luminosa, altas temperaturas e disponibilidade hídrica limitante associada a altas taxas de evapotranspiração (SAMPAIO, 2010). Apesar das condições adversas, a Caatinga possui uma enorme diversidade florística caracterizada por plantas xerófilas e decíduas, que ficam verdes apenas durante a estação chuvosa (PEREIRA FILHO; BAKKE, 2010) e que são utilizadas pela população para diversos fins, dentre estes os cuidados básicos em saúde (AGRA; FREITAS; BARBOSA-FILHO, 2007). Dentre as plantas utilizadas estão *Mimosa tenuiflora* (Willd.) Poir e *Erythrina velutina* Willd., leguminosas nativas da Caatinga, conhecidas popularmente como jurema-preta e mulungu, respectivamente. São espécies de elevada importância econômica no Nordeste brasileiro, sendo utilizadas para diversos fins (FIGUEIRÔA et al., 2005).

A madeira de *M. tenuiflora* é utilizada como fonte de energia para fins siderúrgicos e para produção de álcool combustível (SILVA et al., 2011; PAES et al., 2013), mourões, estacas e móveis rústicos, sendo uma das leguminosas mais exploradas no Nordeste (FIGUEIRÔA et al., 2005; SILVA et al., 2012). O uso medicinal de *M. tenuiflora* pela população nordestina tem sido bem documentado (ALBUQUERQUE; ANDRADE, 2002; SILVA; ALBUQUERQUE, 2005; AGRA et al., 2008; AGRA; FREITAS; BARBOSA-FILHO, 2007). A espécie é utilizada para odontalgia, inflamações de órgãos externos, ferimentos, febre, cólicas menstruais, dores de cabeça, hipertensão, bronquite e tosse (AGRA et al., 2008; ALBUQUERQUE et al., 2007; RIBEIRO et al., 2014). *Mimosa tenuiflora* possui diversos compostos, como taninos (PAES et al., 2006), flavonoides (BEZERRA, 2008), alcaloides (MECKES-LOZOYA; LOZOYA; GONZALEZ, 1990) e saponinas (JIANG; HAAG-BERRURIER; ANTON, 1991; MECKES-LOZOYA; LOZOYA; GONZALEZ, 1990), responsáveis por suas propriedades antimicrobiana, cicatrizante, analgésica e regeneradora de células (RIVERA-ARCE et al., 2007a)(BEZERRA et al., 2009; FIGUEIRÔA et al., 2005; PADILHA et al., 2010; RIVERA-ARCE et al., 2007a).

A madeira de *E. velutina* é utilizada para fabricação de produtos artesanais, jangadas e tamancos, enquanto a semente é utilizada para produção de bijuterias e brinquedos (FIGUEIRÔA et al., 2005; CARVALHO, 2008). A espécie está entre as plantas medicinais mais utilizadas pela população nordestina e estudos comprovaram algumas propriedades medicinais dos extratos dessa espécie, como atividade antibacteriana (VIRTUOSO et al., 2005), antinociceptiva (VASCONCELOS et al., 2003), anticonvulsiva (VASCONCELOS et al., 2007) e anti-inflamatória (VASCONCELOS et al., 2011), entre outras. Essas propriedades são conferidas por metabólitos secundários como compostos fenólicos e alcaloides (AMER; SHAMMA; FREYER, 1991).

Por serem utilizadas para fins medicinais, partes de *M. tenuiflora* e de *E. velutina* são vendidas em calçadas, mercados e feiras livres nas cidades do Nordeste. Essas plantas podem ainda ser comercializadas na forma de produtos industrializados como fitoterápicos, xampu, cremes e sabonetes. No entanto, não há cultivo dessas espécies, sendo estas retiradas diretamente da natureza, de forma extrativista. Por isso o cultivo seria uma alternativa para diminuir a extração e, assim, evitar o desaparecimento futuro dessas espécies (ALVES; NASCIMENTO, 2010).

A aplicação de fungos micorrízicos arbusculares (FMA) pode ser uma alternativa para produzir mudas em tempo reduzido, visto que essas plantas formam associação micorrízica (GATTAL et al., 2011; TEIXEIRA-RIOS; OLIVEIRA; YANO-MELO, 2016). Os FMA se associam à maioria das plantas terrestres e conferem diversos benefícios, como maior crescimento, acúmulo de matéria seca, aumento dos teores de micro e macronutrientes e maior produção de metabólitos primários (MANOHARAN et al., 2010; MATSUBARA; ISHIGAKI; KOSHIKAWA, 2009).

Diversos trabalhos têm comprovado que os FMA também são eficientes em incrementar a produção de compostos secundários, com potencial medicinal, em diversas espécies (BASLAM; GARMENDIA; GOICOECHEA, 2011; EFTEKHARI; ALIZADEH; EBRAHIMI, 2012; ZUBEK; MIELCAREK; TURNAU, 2012), incluindo plantas medicinais nativas da Caatinga (OLIVEIRA et al., 2013; PEDONE-BONFIM et al., 2013; OLIVEIRA et al., 2015a). Porém, as espécies fúngicas apresentam variação na efetividade e modificam de maneira diferente a produção de metabólitos (KAPOOR; GIRI; MUKERJI, 2002a, 2002b), além de apresentarem efeito positivo dependente do genótipo vegetal (KHAOSAAD et al., 2006), e da composição e fertilidade do substrato de cultivo das plantas (FREITAS; MARTINS; VIEIRA, 2004).

Por isso, investigações com plantas de interesse associadas a diferentes espécies de FMA são necessárias para estabelecer as melhores condições de cultivo que proporcionem maior produção de compostos bioativos. Nesse contexto, o objetivo deste estudo foi selecionar FMA, substratos e níveis de P eficientes em favorecer o crescimento e maximizar a produção de metabólitos secundários, com potencial medicinal, em mudas e plantas adultas de *E. velutina* e de *M. tenuiflora*. Trabalhou-se com a hipótese de que a inoculação com FMA maximiza a produção de compostos bioativos foliares de leguminosas nativas da caatinga, com respostas que variam de acordo com o nível de P, espécie de FMA e substrato de cultivo das plantas.

Neste documento são apresentados: Revisão da literatura abordando aspectos sobre os metabólitos secundários vegetais em especial nas plantas medicinais da caatinga em estudo; particularidades sobre os FMA e em especial os benefícios aos hospedeiros vegetais e/ou na produção de compostos bioativos; material e metodologia adotados no trabalho; além dos resultados, discussões e considerações finais.

2 FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1 METABÓLITOS SECUNDÁRIOS VEGETAIS

Vegetais, micro-organismos e, em menor escala, animais, produzem, transformam e armazenam inúmeros compostos que não participam do crescimento e desenvolvimento normal de um organismo, mas garantem vantagens para sobrevivência e reprodução (AGOSTINI-COSTA et al., 2012). Esses compostos, conhecidos como metabólitos secundários, são produzidos com maior intensidade durante o período de transição entre o crescimento ativo e a fase estacionária e estão divididos em três grupos quimicamente distintos: terpenos, compostos fenólicos e compostos nitrogenados (AGOSTINI-COSTA et al., 2012).

Os terpenos incluem compostos voláteis, carotenoides e esteróis, constituindo o maior grupo de metabólitos secundários; são derivados da união de isoprenos (C₅) e classificados em monoterpenos (10 C), sesquiterpenos (15 C), diterpenos (20 C), triterpenos (30 C), tetraterpenos (40 C) e politerpenoides, pelo número de unidades C₅ que possuem (TAIZ; ZEIGER, 2006). Esses compostos atuam nas plantas como atrativos de polinizadores ou repelentes de herbívoros e funcionam como sinalizadores e reguladores de crescimento de plantas (fitormônios) (BREITMAIER, 2006). Além disso, representantes do grupo são utilizados como inseticidas, aromatizantes de alimentos e na indústria de cosméticos (TAIZ; ZEIGER, 2006) e possuem atividade antibacteriana, antifúngica e antioxidante (AGOSTINI-COSTA et al., 2012).

Os compostos fenólicos possuem uma ou mais hidroxilas (OH) ligadas a um anel aromático (benzeno) e sua estrutura pode variar desde uma molécula fenólica simples até um polímero complexo de alto peso molecular (BALASUNDRAM; SUNDRAM; SAMMAN, 2006; VERMERRIS; NICHOLSON, 2006). Incluem ácidos fenólicos, cumarinas, lignanas, estilbenos, flavonoides, taninos e ligninas (CARVALHO; GOSMANN; SCHENKEL, 2007). Esses compostos são sintetizados por meio de duas rotas metabólicas: a do ácido chiquímico e a do ácido malônico (TAIZ; ZEIGER, 2006).

A rota do ácido chiquímico utiliza precursores da glicólise (fosfoenolpiruvato) e da rota das pentoses fosfato (eritrose 4-fosfato) para produzir os aminoácidos aromáticos fenilalanina e tirosina, precursores dos compostos fenólicos

(VERMERRIS; NICHOLSON, 2006). A rota geral dos fenilpropanoides se inicia com a liberação de amônia da fenilalanina catalisada pela enzima fenilalanina amônia-liase (FAL) e resulta em ácido cinâmico (VERMERRIS; NICHOLSON, 2006). O ácido cinâmico é hidroxilado pela enzima ácido cinâmico 4-hidrolase a ácido p-cumárico, que posteriormente é convertido em p-cumaroil coenzima A e futuras reações levam à biossíntese das diferentes classes de compostos (VERMERRIS; NICHOLSON, 2006).

A condensação de p-cumaroil-COA é catalisada pela enzima chalcona sintase e dá origem ao composto 4,2',4',6 tetrahidroxichalcona que sofre inúmeras reações originando as diversas classes de flavonoides (VERMERRIS; NICHOLSON, 2006). Os taninos são formados pela polimerização de unidades de flavonoides, especificamente flavan-3-ols (taninos condensados) ou pela polimerização de ácido gálico ou elágico com açúcares simples (taninos hidrolisáveis) (SHAHIDI; NACZK, 2006; VERMERRIS; NICHOLSON, 2006).

Os compostos fenólicos atuam como antibióticos, pesticidas naturais, sinalizadores para o estabelecimento de simbioses, atrativos para polinizadores e proteção contra raios ultravioletas (HELDT, 2005). Por possuírem potencial antioxidante, o consumo de compostos fenólicos está relacionado à prevenção de várias doenças associadas ao estresse oxidativo como doenças cardiovasculares, câncer, aterosclerose, inflamação, diabetes, entre outras (GIADA; MANCINI FILHO, 2006; HAMINIUK et al., 2012; HELDT, 2005). Além disso, esses compostos possuem atividade anti-inflamatória, antibacteriana e antiviral (MARTENS; MITHÖFER, 2005; SANTOS; MELLO, 2007).

Os compostos nitrogenados, como os alcaloides, possuem um ou vários átomos de nitrogênio (N) na sua constituição, são sintetizados a partir de aminoácidos como lisina, tirosina e triptofano e incluem ainda os glicosídeos cianogênicos e os glicosinolatos (HELDT, 2005; TAIZ; ZEIGER, 2006). Os alcaloides atuam na defesa da planta contra herbívoros e patógenos e são explorados por sua atividade farmacêutica, estimulante, narcótica e venenosa (ZIEGLER; FACCHINI, 2008).

Os metabólitos secundários constituem as substâncias ativas em plantas medicinais e sua biossíntese pode ser influenciada por inúmeros fatores: época de coleta, ciclo dia/noite, idade da planta, temperatura do ar, disponibilidade de água e

nutrientes, intensidade de radiação solar, estímulos mecânicos e ataque de patógenos (GOBBO-NETO; LOPES, 2007).

Basicamente existem quatro processos de produção de compostos vegetais bioativos: síntese química total, extração e purificação a partir de plantas silvestres ou cultivadas, biotecnologia e combinação de técnicas (PLETSCHI, 1998). Esses processos incluem diversas estratégias ou técnicas como culturas de células (FUMAGALI et al., 2008), diferentes níveis de intensidade de radiação luminosa (LIZARAZO et al., 2010), radiação UV-A e UV-B (CALDWELL; BRITZ, 2006; LI; KUBOTA, 2009), engenharia metabólica (BOURGAUD et al., 2001), dentre outras. Mesmo com o avanço da química sintética, o cultivo de plantas medicinais para produção de metabólitos secundários continua sendo realizado (FUMAGALI et al., 2008) e ainda possui grande importância, visto que muitos princípios ativos valiosos como morfina, codeína, pilocarpina, vincristina e vimblastina, dentre outros, são obtidos de plantas cultivadas (PLETSCHI, 1998).

2.2 PLANTAS MEDICINAIS NATIVAS DA CAATINGA

O uso de produtos naturais com propriedades medicinais é antigo e produtos vegetais constituíram a principal fonte de fármacos por muito tempo (RATES, 2001). Por causa de facilidades advindas da industrialização (como purificação de compostos, modificações estruturais para produzir fármacos mais ativos e seguros), os produtos naturais foram perdendo a preferência para os produtos sintéticos (RATES, 2001). No entanto, o uso de produtos naturais como fonte de fármacos e de novas estruturas ainda é considerável. Dos 1355 novos fármacos aprovados mundialmente durante o período de 1981 a 2010, apenas 29% foram de origem sintética, sendo o restante originário diretamente ou indiretamente de produtos naturais (NEWMAN; CRAGG, 2012). A descoberta de novos fármacos envolve a identificação de uma nova entidade química, que pode ser encontrada através de síntese química ou através de isolamento a partir de produtos naturais como as plantas (KATIYAR et al., 2012). Existem vários exemplos de desenvolvimento de fármacos a partir de fontes vegetais, como a morfina, isolada de *Papaver somniferum*, a Artemisinina, isolada de *Artemisia annua*, a quinina, de *Cinchona*

spp., taxol, obtido de espécies de *Taxus*, dentre outros (KATIYAR et al., 2012; VEERESHAM, 2012). Cerca de $\frac{1}{4}$ dos fármacos prescritos no mundo são de origem vegetal; entre aqueles considerados básicos e essenciais pela Organização Mundial de Saúde (OMS) (252), 11% são exclusivamente de origem vegetal e um significativo número são drogas sintéticas obtidas a partir de precursores naturais (RATES, 2001; VEERESHAM, 2012).

As plantas medicinais são utilizadas também como fonte de agentes terapêuticos naturais, e o estímulo ao uso de fitoterápicos tem como finalidade a prevenção, cura e minimização dos sintomas de doenças, com a vantagem de serem mais acessíveis à população e ao serviço público de saúde, em relação àqueles de origem sintética (TOLEDO et al., 2003).

No Brasil, que possui a maior riqueza florística do mundo, existem mais de 56.000 espécies de plantas, aproximadamente 19% da flora mundial (GIULIETTI et al., 2004). Um dos biomas brasileiros, a Caatinga, destaca-se pela alta biodiversidade. Ocupando quase 10% do território nacional, a Caatinga se estende pelos estados do Nordeste, com exceção do Maranhão, e pequenas porções do norte de Minas Gerais (2%) (MMA, 2011) e é caracterizada por abundante intensidade luminosa, altas temperaturas (médias anuais de 25 a 30 °C), distribuição irregular de chuvas (médias entre 300 e 1000 mm) e altas taxas de evapotranspiração, em geral entre 1500 mm e 2000 mm anuais (SAMPAIO, 2010). Apesar das condições adversas, a Caatinga possui uma enorme diversidade florística caracterizada por plantas xerófilas e decíduas, que ficam verdes apenas durante a estação chuvosa (PEREIRA FILHO; BAKKE, 2010).

No domínio fitogeográfico da Caatinga ocorrem 4.654 espécies de angiospermas nativas, sendo 913 endêmicas (FORZZA et al., 2015), e muitas dessas plantas possuem propriedades medicinais, sendo utilizadas na medicina popular. O uso das plantas para fins medicinais é a segunda categoria de uso mais importante em áreas antropogênicas de comunidades rurais do Nordeste (AGRA; FREITAS; BARBOSA-FILHO, 2007; SANTOS et al., 2009). Nessa região é comum o uso de plantas cultivadas e não cultivadas para fins medicinais, sendo que as espécies nativas/espontâneas apresentam maior índice de importância relativa em relação às cultivadas (ALBUQUERQUE et al., 2007).

Em levantamento das plantas medicinais nativas da Caatinga, realizado em uma área rural do Ceará, foram registradas 62 espécies, sendo Fabaceae,

Euphorbiaceae, Cucurbitaceae e Malvaceae as famílias com mais representatividade (SILVA et al., 2015a). Em Caicó, no Rio Grande do Norte, também foram listadas 62 espécies e Fabaceae foi a família mais representada (ROQUE; ROCHA; LOIOLA, 2010). Em trabalho de revisão, Albuquerque e colaboradores (2007) mencionaram 389 espécies vegetais, incluindo espontâneas/nativas (275) e cultivadas (114), que são usadas para fins medicinais por comunidades rurais e indígenas no semiárido nordestino.

Myracrodruon urundeuva Allemão, *Amburana cearensis* (Allemão) A.C.Sm., *Bauhinia cheilantha* (Bong.) Steud., *Cereus jamacaru* DC., *Anadenanthera colubrina* (Vell.) Brenan, *Maytenus rigida* Mart., *Mimosa tenuiflora* (Willd.) Poir. e *Erythrina velutina* Willd. são exemplos de espécies bastante citadas e que apresentam altos valores de importância relativa (ALBUQUERQUE et al., 2007; ROQUE; ROCHA; LOIOLA, 2010).

Um estudo comparativo da atividade antimicrobiana revelou que plantas da Caatinga possuem atividade antimicrobiana superior à de plantas da Floresta Atlântica nordestina, tanto por inibir ampla variedade de micro-organismos como em demonstrar maior atividade contra as cepas susceptíveis (ALMEIDA et al., 2012). As plantas possuem potencial de cura devido à produção de metabólitos secundários (DEGÁSPARI; WASZCZYNSKYJ, 2004) e as espécies da Caatinga têm a produção desses compostos favorecida devido, entre outros fatores, à alta irradiação solar (ALMEIDA et al., 2012).

As propriedades medicinais de algumas espécies como *M. urundeuva* (ALVES et al., 2009; SOUZA et al., 2007; VIANA; BANDEIRA; MATOS, 2003), *A. colubrina* (DESMARCHELIER et al., 1999; MORETÃO et al., 2004), *E. velutina* (VASCONCELOS et al., 2011) e *M. tenuiflora* (BEZERRA et al., 2009; PADILHA et al., 2010), entre outras, foram comprovadas cientificamente. Várias plantas medicinais são bastante populares, sendo vendidas regularmente nas feiras do Nordeste (ALMEIDA; ALBUQUERQUE, 2002). Como não há cultivo dessas espécies, as plantas são retiradas diretamente da natureza, o que pode ocasionar a escassez (ALBUQUERQUE; ANDRADE, 2002), como é o caso de muitas plantas que estão na lista oficial de espécies da flora brasileira ameaçadas de extinção (PORTARIA Nº 443/2014). Há, portanto, necessidade de se desenvolver alternativas sustentáveis para minimizar o extrativismo de espécies medicinais nativas do bioma Caatinga a fim de evitar a redução das populações naturais ou mesmo a extinção

das espécies (KILL & LIMA, 2011). O cultivo de plantas medicinais permite o manejo da produção possibilitando aumento nos teores de princípios ativos na planta (CARVALHO; COSTA; CARNELOSSI, 2010).

2.2.1 *Mimosa tenuiflora* (Jurema-preta)

Mimosa tenuiflora é uma leguminosa nativa do Brasil pertencente à família Fabaceae, com distribuição em todos os estados do Nordeste, com exceção do Maranhão (DUTRA; MORIM, 2015). Diversas espécies são conhecidas como “jurema” e *Mimosa tenuiflora*, assim como outras espécies do gênero, são usadas por grupos indígenas do nordeste brasileiro para fazer uma bebida alucinógena usada em rituais religiosos, chamada “vinho da jurema” (SOUZA et al., 2008).

A madeira de *M. tenuiflora* é constituída por mais de 29% de lignina, apresenta baixo teor de cinzas (0,62%) e elevada densidade básica (>0,84 g/cm³), o que a torna viável para ser usada como fonte de energia para fins siderúrgicos e para produção de álcool combustível (PAES et al., 2013; SILVA et al., 2011). Além de fonte de energia, *M. tenuiflora* tem a madeira utilizada para produzir mourões, estacas e móveis rústicos, sendo uma das leguminosas mais exploradas no Nordeste (FIGUEIRÔA et al., 2005; SILVA et al., 2012).

A ingestão de *M. tenuiflora* por ovelhas durante o período de acasalamento ou gestação pode causar malformações, mortalidade embrionária e abortos (SANTOS; DANTAS; RIET-CORREA, 2012). Um estudo recente demonstrou que o extrato metanólico das folhas e das sementes dessa espécie causou efeito teratogênico em filhotes de ratas, possivelmente devido à ação dos alcaloides N-metilriptamina e N,N-dimetilriptamina (GARDNER et al., 2014). Apesar disso, a espécie é bastante utilizada na região Nordeste como forragem para bovinos, caprinos e ovinos (SILVA et al., 2012).

As cascas de *M. tenuiflora* possuem potencial para serem empregados na curtição de couros e na produção de adesivos para madeiras, pois apresentam teores de taninos superiores aos encontrados em Angico vermelho (*Anadenanthera colubrina* var. *cebil*), espécie usada pela indústria de curtumes do Nordeste (AZEVEDO et al., 2015; LIMA et al., 2014; PAES et al., 2006).

Estudos etnobotânicos citam o uso medicinal de *M. tenuiflora* pela população nordestina (AGRA et al., 2008; AGRA; FREITAS; BARBOSA-FILHO, 2007;

ALBUQUERQUE; ANDRADE, 2002; SILVA; ALBUQUERQUE, 2005). As folhas, cascas, entrecasas e flores são utilizadas para odontalgia, inflamações de órgãos externos, ferimentos, febre, cólicas menstruais, dores de cabeça, hipertensão, bronquite e tosse (AGRA et al., 2008; ALBUQUERQUE et al., 2007; RIBEIRO et al., 2014). Essa espécie também faz parte da medicina popular do México, sendo utilizada regionalmente para tratar ferimentos, parasitas e problemas gastrointestinais (CAMARGO-RICALDE, 2000). Além disso, plantas dessa espécie são usadas comercialmente na forma de pó, sabonete, pomada, cápsulas, xampu, cremes e outros, para tratar queimaduras, problemas de pele, alergias e problemas estomacais (CAMARGO-RICALDE, 2000). Na década de 1980, cascas de *M. tenuiflora* foram usadas empiricamente para socorrer vítimas de uma explosão de gás natural em San Juanico, no México, e o efeito analgésico e a rápida e completa reconstituição da epiderme foram registrados por jornalistas e cientistas no mundo todo (ANTON et al., 1993; JIANG et al., 1991). A partir de então começaram os estudos sobre as propriedades medicinais dessa espécie.

Em 1991 as saponinas triterpênicas mimonosídeos A, B e C foram isoladas e identificadas a partir de cascas de plantas de *M. tenuiflora* (JIANG et al., 1991; JIANG; HAAG-BERRURIER; ANTON, 1991). Saponinas esteroides juntamente com lupeol, campesterol, estigmasterol, β -sitosterol e grande quantidade de taninos condensados e hidrolisáveis também foram detectados nas cascas (ANTON et al., 1993; RIVERA-ARCE et al., 2007b), no cerne e nas folhas de *M. tenuiflora* (BEZERRA et al., 2011). Os estudos demonstraram ainda que as saponinas não exibiram citotoxicidade sobre células de linfoma e induziram a proliferação dessas células, sendo juntamente com os taninos, responsáveis pelas propriedades cicatrizantes da casca (ANTON et al., 1993).

Além dos compostos citados, foi detectada a presença de antocianinas, antocianidinas, flavonoides, flavonóis, flavanonas, flavanonóis, xantonas, esteroides e triterpenoides nos extratos etanólicos da casca, cerne e folhas de *M. tenuiflora* (BEZERRA et al., 2011). Leucoantocianidinas, catequinas, flavonas e saponinas foram detectadas apenas no extrato etanólico da casca e do cerne, enquanto alcaloides foram detectados apenas no extrato etanólico da casca (BEZERRA et al., 2011). Bautista et al. (2011) relataram o isolamento de oito flavonoides de folhas de *M. tenuiflora* (6-metoxi-4'-O-metilnaringenina, santina, 6-metoxinaringenina, tenuiflorina A, 5, 7, 4'-triidroxi-3, 6-dimetoxiflavona, 6-demetoxi-4'-O-metilcapilarisina,

6 metoxikampferol e tenuiflorina C) e avaliaram a atividade anti-protozoário dos extratos e dos compostos puros, registrando atividade moderada, sendo tenuiflorina A e santina os mais ativos contra *Entamoeba histolytica* e *Giardia lamblia*, respectivamente.

Outros estudos avaliaram a atividade biológica de *M. tenuiflora*. Um estudo clínico comprovou a eficácia terapêutica do extrato etanólico da casca (contendo 1,8% de taninos condensados) em tratar úlcera venosa da perna (RIVERA-ARCE et al., 2007a). O potencial do extrato aquoso da casca para o controle da mancha-de-alternária causada pelo fungo *Alternaria cucumerina* em melancia (BORGES et al., 2013) e para neutralizar inflamação causada pelo veneno do escorpião *Tityus serrulatus* também foi relatado (BITENCOURT et al., 2014). A ação antimicrobiana de *M. tenuiflora* sobre diversos micro-organismos foi comprovada cientificamente (Tabela 1). O extrato etanólico da casca, do caule e das folhas, por exemplo, possui atividade antimicrobiana contra bactérias gram-positivas e gram-negativas, sendo o extrato da casca mais eficaz quando comparado aos extratos das demais partes (BEZERRA et al., 2011).

Tabela 1 - Atividade antimicrobiana de *Mimosa tenuiflora* contra diversos micro-organismos

Micro-organismos	Extrato	Parte da planta usada	Referência
<i>Staphylococcus aureus</i>	Etanólico	Casca	BEZERRA et al. (2009); PADILHA et al. (2010); PEREIRA et al. (2009)
<i>Streptococcus pyogenes</i> , <i>Proteus mirabilis</i> , <i>Shigella sonnei</i> , <i>Staphylococcus aureus</i> e <i>Staphylococcus</i> spp. coagulase-negativa	Hidro alcoólico	Casca	GONÇALVES; ALVES FILHO; MENEZES (2005)
<i>Streptococcus mitis</i> , <i>Streptococcus mutans</i> , <i>Streptococcus sanguis</i> , <i>Streptococcus sobrinus</i> e <i>Lactobacillus casei</i> .	Hidro alcoólico	Casca	MACÊDO-COSTA et al. (2009)
<i>Escherichia coli</i> , <i>Proteus</i>	Etanólico	Casca	BEZERRA et al.

<i>vulgaris</i> , <i>Pseudomonas aeruginosa</i> , <i>Aeromonas caviae</i> e <i>Staphylococcus aureus</i>			(2011)
<i>Escherichia coli</i> , <i>Pseudomonas aeruginosa</i> , <i>Aeromonas caviae</i> e <i>Staphylococcus aureus</i>	Etanólico	Cerne, folhas	BEZERRA et al. (2011)
<i>Entamoeba histolytica</i> e <i>Giardia lamblia</i>	Hexano Acetona Metanol	Folhas	BAUTISTA et al. (2011)
<i>Curvularia inaequalis</i> e <i>Colletotrichum gloeosporioides</i>	Aquoso	Cascas	BORGES et al. (2017)

2.2.2 *Erythrina velutina* (Mulungu)

Erythrina velutina é uma angiosperma da família Fabaceae conhecida popularmente por diferentes nomes de acordo com a região do Brasil: mulungu (Pernambuco, Paraíba, Rio grande do Norte, São Paulo, Sergipe e Ceará), bucaré, mulungu-da-flor-vermelha, mulungu-da-flor-amarela (Ceará), muchôcho e mulungá (Minas Gerais) (CARVALHO, 2008). As sinônimas científicas da espécie são: *Chirocalyx velutinus* Walp., *Corallodendron velutinum* (Willd.) Kuntze, *Erythrina aculeatissima* Desf., *Erythrina aurantiaca* Ridl. e *Erythrina splendida* Diels (TROPICOS, 2014). A espécie possui folhas compostas trifoliadas, flores alaranjadas ou vermelho-rutilante e fruto (legume) contendo uma a três sementes de coloração vermelho-escura e vermelho alaranjada (CARVALHO, 2008). Ocorre naturalmente no Brasil, nos estados do Nordeste e em Minas Gerais e é utilizada para arborização de ruas e avenidas, para restaurar áreas degradadas e para sombrear outras culturas (LIMA; MARTINS, 2014; CARVALHO, 2008).

A madeira de *E. velutina* é utilizada para fabricação de produtos artesanais, jangadas e tamancos, enquanto a semente é utilizada para produção de biojoias e brinquedos (FIGUEIRÔA et al., 2005; CARVALHO, 2008). Apesar da distribuição restrita, a espécie está entre as plantas medicinais mais utilizadas pela população nordestina com alto índice de importância relativa (ALBUQUERQUE et al., 2007),

sendo indicada para o tratamento de dores, inflamação, insônia, convulsões, tosse nervosa, distúrbios do sistema nervoso central, além de ser utilizada na formulação do fitoterápico Flor da noite composta® (AGRA; FREITAS; BARBOSA-FILHO, 2007; ALVES; NASCIMENTO, 2010; CARVALHO et al., 2009; DANTAS et al., 2004; VASCONCELOS et al., 2011; MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2012).

Os metabólitos secundários predominantes em plantas do gênero *Erythrina* são flavonoides e alcaloides, sendo a principal fonte de alcaloides tetracíclicos do tipo eritrina (AMER; SHAMMA; FREYER, 1991). Os alcaloides (+)-eritralina, (+)-eritratina (AMER; SHAMMA; FREYER, 1991), hipaforina (OZAWA et al., 2008), N-óxido de erisodina, 8-oxo-eritralina, erisotrina, erisodina, erisovina, glicoesisodina e erimelantina (OZAWA et al., 2009) foram isolados das cascas ou sementes de *E. velutina* e apresentaram propriedade promotora do sono (OZAWA et al., 2008), e atividade de citotoxicidade aumentada em células derivadas da leucemia quando combinados com TRAIL (tumor necrosis factor-related apoptosis-inducing ligand) (OZAWA et al., 2009).

A flavona 3'-O-metilsigmoidina, a isoflavona erivelutinona (DA-CUNHA et al., 1996), os flavonoides homoesperetina e faseolidina (RABELO et al., 2001) também foram isolados de *E. velutina*. Outros compostos como ácido fênico, ácido cinâmico, α -amirina, estigmasterol, β -amirina, β -sitosterol e lupeol foram detectados na fração hexânica do extrato etanólico das cascas dessa espécie (VIRTUOSO et al., 2005). A presença de alcaloides, taninos e flavonoides foi detectada também nas folhas e o ácido nicotínico foi isolado do extrato metanólico dessa parte da planta (LOPES, 2010).

Em modelos animais foi comprovado que extratos das folhas de *E. velutina* possivelmente interfere nos processos mnemônicos e possui atividade depressiva sobre o sistema nervoso central (DANTAS et al., 2004). Em modelos de ansiedade, memória e epilepsia verificou-se que o extrato etanólico das folhas possui efeito semelhante aos benzodiazepínicos, que justifica o uso popular dessa planta como tranquilizante e anticonvulsivo (TEIXEIRA-SILVA et al., 2008). Além disso, foram relatados efeitos relaxante (SANTOS et al., 2007) e antinociceptivo (MARCHIORO et al., 2005) para o extrato foliar.

O extrato das cascas possui comprovadamente atividade antibacteriana (VIRTUOSO et al., 2005), antinociceptiva (VASCONCELOS et al., 2003), anti-convulsiva (VASCONCELOS et al., 2007) e anti-inflamatória (VASCONCELOS et al.,

2011). E o extrato das sementes exibiu atividade de deterrência oviposicional, larvicida, pupicida e adulticida contra o mosquito *Aedes aegypti* (BARBOSA et al., 2014).

O fato de compostos bioativos serem encontrados nas diversas partes da planta sugere que os efeitos medicinais podem ser obtidos independentemente da parte usada, porém o uso das folhas é mais vantajoso porque estudos pré-clínicos toxicológicos do extrato aquoso confirmaram sua atoxicidade (ausência de mortalidade após a ingestão de dose máxima de 5 g/kg) (TEIXEIRA-SILVA, 2008), ausência de genotoxicidade (OLIVEIRA et al., 2008), e, além disso, porque a retirada das folhas não causa danos à planta como a retirada da casca o faz (TEIXEIRA-SILVA et al., 2008).

Com base na diversidade de compostos bioativos produzidos por *E. velutina*, e na atividade farmacológica e segurança dos extratos comprovadas em muitos estudos, pode se concluir que essa planta apresenta potencial para ser utilizada no desenvolvimento de fitoterápicos. Diante da inexistência de cultivo dessa espécie surge a necessidade de estabelecer protocolos para a produção de mudas e desenvolvimento de técnicas para produção de matéria-prima para indústria de fitoterápicos com maior biomassa e acúmulo de fitoquímicos.

Considerando o elevado número de compostos secundários produzidos por *M. tenuiflora* e por *E. velutina* e o número de estudos que vêm comprovando o potencial terapêutico dessas espécies, a busca de alternativas para promover o cultivo sustentável e o acúmulo dos compostos bioativos se torna imprescindível e poderá resultar em aplicações práticas na indústria de fitoterápicos.

2.3 FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES (FMA)

Fungos micorrízicos arbusculares (FMA) são comuns no solo, onde se associam às raízes, e estão classificados em um filo próprio: Glomeromycota (SCHÜßLER et al., 2001), constituído de três classes (Glomeromycetes, Archaeosporomycetes e Paraglomeromycetes), cinco ordens (Diversisporales, Gigasporales, Glomerales, Archaeosporales e Paraglomerales), 15 famílias e 38 gêneros (MAIA et al. 2015). Recentemente uma nova classificação, baseada em análises filogenéticas, foi proposta e agrupou os FMA no subfilo Glomeromycotina do filo Mucoromycota (SPATAFORA et al., 2016). Os FMA formam simbiose com

diversos grupos de vegetais, incluindo culturas agrícolas e árvores de climas tropicais e temperados; poucas famílias de plantas são incapazes de se associar a esses micro-organismos ou raramente se associam, como Pinaceae, Betulaceae, Orchidaceae, Fumariaceae, Commelinaceae, Urticaceae, Ericaceae, Brassicaceae, Chenopodiaceae, Polygonaceae e Cyperaceae (BAGYARAJ, 2014).

A associação envolve fornecimento de água e nutrientes do fungo para a planta em troca de carboidratos produzidos durante a fotossíntese; recentemente foi sugerido que o fungo recebe também lipídios do seu hospedeiro vegetal (RICH et al., 2017). O fungo é biotrófico obrigatório e por isso sempre é beneficiado pela relação, enquanto os efeitos para a planta podem ser positivos (simbiose), neutros (comensalismo) ou negativos (parasitismo) (SMITH; SMITH, 2015), dependendo de fatores bióticos como grupo funcional da planta e de fatores abióticos como, por exemplo, a fertilização de nitrogênio (HOEKSEMA et al., 2010).

A inoculação com FMA em geral ocasiona resultados positivos sobre a produção vegetal tanto em condições controladas (casa de vegetação) como em condições de campo (BERRUTI et al., 2016). Dentre os benefícios que esses fungos podem proporcionar aos seus hospedeiros, destacam-se: maior crescimento em altura e biomassa (SGROTT et al., 2012), maior aquisição de nutrientes (BAUM; EL-TOHAMY; GRUDA, 2015; GARCIA; ZIMMERMANN, 2014; LEHMANN et al., 2014; LEHMANN; RILLIG, 2015); tolerância à seca (WU; SRIVASTAVA; ZOU, 2013), à salinidade (PORCEL; AROCA; RUIZ-LOZANO, 2012), a patógenos (TOUSSAINT et al., 2008) e à presença de metais pesados (LATEF et al., 2016).

Além desses benefícios, os FMA melhoram a qualidade de forragens (BASLAM et al., 2014), podem ser utilizados como agentes de controle biológico de nematoides (MARRO et al., 2014) e são importantes na ciclagem de nutrientes (AZCÓN-AGUILAR; BAREA, 2015), na agregação do solo (SINGH, 2012) e na redução de emissão, a partir do solo, de gases de efeito estufa como o óxido nitroso (BENDER et al., 2014).

No entanto, alguns fatores influenciam a eficiência da simbiose como combinação das espécies de FMA e de plantas (BAUM; EL-TOHAMY; GRUDA, 2015; MARTÍNEZ-GARCÍA; PUGNAIRE, 2011), características da planta hospedeira como estágio sucessional, quantidade de reserva nutricional presente nas sementes, taxa de crescimento e morfologia radicular (ZANGARO et al., 2005, 2007), textura do solo, fertilidade, pH e níveis de matéria orgânica (CARRENHO et al., 2007).

Assim, antes da utilização de FMA em uma cultura de interesse, é necessário estabelecer as melhores condições ambientais e as combinações entre os simbiontes que proporcionem sucesso na simbiose.

2.4 FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES E PRODUÇÃO DE METABÓLITOS SECUNDÁRIOS

Na simbiose micorrízica arbuscular a fisiologia do vegetal é alterada, embora o contato físico entre planta e fungo ocorra na raiz (LIU et al., 2007). A associação pode ser alternativa eficaz para produzir plantas medicinais com maior biomassa e maior concentração de compostos bioativos em substituição aos fertilizantes químicos ou com reduzida aplicação (PEDONE-BONFIM et al., 2013; TOUSSAINT, 2008). FMA promovem alterações no metabolismo vegetal, e os efeitos desses micro-organismos sobre a produção de metabólitos secundários em diversas espécies podem ser conferidos na tabela 2. Os mecanismos que o fungo utiliza para promover esses benefícios ainda não foram totalmente esclarecidos (TOUSSAINT, 2007); alguns dos possíveis mecanismos são apresentados a seguir.

Plantas micorrizadas produzem compostos secundários específicos, como derivados de cicloexanona e micorradicinas (MAIER et al., 1997; WALTER; FESTER; STRACK, 2000). Esses compostos são apocarotenoides sintetizados nos plastídios por uma rota alternativa denominada Metileritritol fosfato (MEP), que é induzida pelo FMA (MAIER et al., 1997; WALTER; FESTER; STRACK, 2000). Esses apocarotenoides desempenham possíveis funções, como participação na produção de moléculas sinalizadoras e controle da colonização por FMA e por patógenos; proteção das células radiculares contra prejuízos causados por espécies reativas de oxigênio e promoção da interação fungo-planta, visto que a redução na biossíntese de carotenoides ocasiona redução da colonização micorrízica (STRACK; FESTER, 2006).

Células radiculares colonizadas por FMA contêm maior número de plastídios e de mitocôndrias, indicando ativação das vias biossintéticas mitocondriais (ciclo dos ácidos tricarbóxicos) e plastidiais (ácidos graxos, aminoácidos e apocarotenoides) (LOHSE et al., 2005), podendo ocasionar reações sistêmicas no metabolismo

vegetal (MAIER et al., 1995). Além disso, foi demonstrado que os FMA causam modificações morfológicas na planta, como aumento do número de tricomas glandulares (estruturas onde ocorre a síntese de terpenos) em *Artemisia annua* L. (KAPOOR; CHAUDHARY; BHATNAGAR, 2007; MANDAL et al., 2015) e *Ocimum basilicum* L. (COPETTA; LINGUA; BERTA, 2006), sendo a maior produção de Artemisinina e de óleo essencial associada à maior densidade dessas estruturas e, no caso da Artemisinina, à ativação transcricional dos genes envolvidos na sua síntese, que é mediada pelos maiores níveis de ácido jasmônico (MANDAL et al., 2015).

Tabela 2 - Efeitos da micorrização sobre a produção de metabólitos secundários em diversas espécies vegetais*

Planta hospedeira	Órgão vegetal	Metabólitos avaliados	FMA	Efeito	Referência
Compostos fenólicos					
<i>Allium cepa</i> L.	Bulbo	Fenóis totais	Mix – (<i>Claroideoglo mus claroideum</i> (= <i>Glomus claroideum</i>), <i>Funneliformis mosseae</i> (= <i>Glomus mosseae</i>), <i>Rhizoglo mus microaggregatum</i> (= <i>Glomus microaggregatum</i>), <i>Rhizophagus intraradices</i> (= <i>Glomus intraradices</i>))	(0)	PERNER et al. (2008)
<i>Amburana cearensis</i> (Allemao) A.C. Smith	Folhas	Fenóis totais, flavonoides totais e taninos totais	<i>Claroideoglo mus etunicatum</i> <i>Gigaspora albida</i> <i>Acaulospora longula</i>	(+) (0) (0)	OLIVEIRA et al. (2015b)
<i>Anadenanthera colubrina</i> (Vell.) Brenan	Folhas	Fenóis totais, Flavonoides totais e taninos totais	<i>Acaulospora longula</i> + <i>G. albida</i>	(+)	PEDONE-BONFIM et al. (2013)
<i>Cucumis sativus</i> L.	Folhas	Fenóis, flavonoides e lignina	<i>F. mosseae</i>	(+)	CHEN et al. (2013)
<i>Cynara cardunculus</i> L. var. <i>scolymus</i> F.	Folhas e flores	Fenóis e atividade antioxidante	<i>R. intraradices</i> <i>F. mosseae</i> <i>Glomus mix</i>	(+) (0) (+)	CECCARELLI et al. (2010)
<i>Commiphora leptophloeos</i> (Mart.) J.B. Gillett	Folhas	Fenóis totais e taninos totais	<i>A. longula</i> <i>G. albida</i> <i>C. etunicatum</i>	(0) (+) (+)	LIMA et al. (2017)
	Folhas	Flavonoides totais	<i>A. longula</i> <i>G. albida</i> <i>C. etunicatum</i>	(0) (0) (0)	
<i>Echinacea purpurea</i> L.	Parte aérea e raízes	Fenóis	<i>R. intraradices</i>	(+)	ARAIM et al. (2009)
<i>Fragaria x ananassa</i> Duch	Frutos	Flavonoides	<i>R. intraradices</i>	(+)	CASTELLANOS-MORALES et al. (2010)
<i>Fragaria x ananassa</i> var. Selva	Frutos	Antocianinas	<i>Glomus</i> sp.	(+)	LINGUA et al. (2013)
<i>Glycine max</i> cv. Amsoy 71	Raízes	Isoflavonoides	<i>F. mosseae</i>	(+)	MORANDI; BAILEY (1984)
			<i>Rhizophagus fasciculatus</i> (= <i>Glomus fasciculatum</i>)	(+)	
			Mix de duas espécies	(+)	
<i>Hypericum perforatum</i> L.	Parte aérea	Derivados de antraquinona	<i>R. intraradices</i>	(+)	ZUBEK; MIELCAREK; TURNAU (2012).
			<i>F. mosseae</i>	(0)	
			Mix (<i>Funneliformis constrictum</i> , <i>F. geosporum</i> , <i>F. mosseae</i> e <i>R.</i>	(+)	

<i>intraradices)</i>					
<i>Lactuca sativa</i> L. var. <i>longifolia</i>	Folhas	Fenóis solúveis	<i>R. fasciculatus</i>	(+)	BASLAM; GARMENDIA; GOICOECHEA (2011)
			Inoculante comercial (<i>F. mosseae</i> e <i>R.intraradices</i>)	(+)	
	Folhas	Antocianinas	<i>R. fasciculatus</i>	(0)	
			Inoculante comercial (<i>F. mosseae</i> e <i>R.intraradices</i>)	(+)	
<i>L. sativa</i> L. var. <i>capitata</i>	Folhas	Antocianinas	<i>R. fasciculatus</i>	(+)	BASLAM; GARMENDIA; GOICOECHEA (2011)
			Inoculante comercial (<i>F. mosseae</i> e <i>R.intraradices</i>)	(+)	
<i>L. sativa</i> L. var. <i>capitata</i>	Folhas	Antocianinas	Inoculante comercial (<i>F. mosseae</i> e <i>R.intraradices</i>)	(+)	(BASLAM et al., 2013a)(BASLAM et al., 2013b)
<i>Libidibia ferrea</i> (Mart. ex Tul.) L.P.Queiroz var. <i>ferrea</i>	Folhas	Flavonoides totais	<i>G. albida</i>	(+)	SILVA; SILVA; MAIA (2014)
			<i>A. longula</i>	(0)	
			<i>Claroideoglomus etunicatum</i> (= <i>Glomus etunicatum</i>)	(0)	
	Folhas	Taninos totais	<i>G. albida</i>	(0)	
			<i>A. longula</i>	(0)	
			<i>C. etunicatum</i>	(0)	
<i>L. ferrea</i>	Casca do caule	Fenóis totais	<i>G. albida</i>	(0)	SANTOS; SILVA; SILVA (2017)
			<i>A. longula</i>	(0)	
			<i>C. etunicatum</i>	(0)	
	Casca do caule	Flavonoides totais	<i>G. albida</i>	(0)	
			<i>A. longula</i>	(+)	
			<i>C. etunicatum</i>	(-)	
	Casca do caule	Taninos totais	<i>G. albida</i>	(-)	
			<i>A. longula</i>	(+)	
			<i>C. etunicatum</i>	(0)	
<i>Lolium multiflorum</i> Lam.	Parte aérea e raízes	Flavonoides	<i>R. intraradices</i>	(-)	PONCE et al. (2009)
<i>Lycopersicon esculentum</i> Mill.	Raízes	Fenóis solúveis	<i>Glomus versiforme</i>	(+)	ZHU & YAO (2004)
<i>Myracrodruon urundeuva</i> Allemão	Folhas	Fenóis totais e flavonoides totais	<i>A. longula</i>	(+)	OLIVEIRA et al. (2013)
			<i>G. albida</i>	(0)	
<i>Ocimum basilicum</i> L.	Folhas	Ácido rosmarínico e ácido caféico e fenóis	<i>F. mosseae</i>	(0)	TOUSSAINT et al. (2008)
<i>O. basilicum</i>	Parte aérea	Ácido rosmarínico e ácido cafeico	<i>Funneliformis caledonium</i> (= <i>Glomus caledonium</i>)	(+)	TOUSSAINT; SMITH; SMITH (2007)
				(+)	
			<i>F. mosseae</i>	(0)	
			<i>R. intraradices</i>	(0)	

<i>Olea europaea</i> L.	Raízes	Fenóis totais e flavonoides totais	<i>Rhizophagus irregularis</i>	(+)	MECHRI et al. (2015)
<i>Passiflora alata</i> Curtis	Folhas	Fenóis totais e Flavonoides totais	<i>G. albida</i>	(+)	OLIVEIRA et al. (2015c)
	Folhas	Orientina	<i>G. albida</i>	(+) ¹	OLIVEIRA; PINHEIRO; SILVA (2015)
	Folhas	Vitexina-2-O-ramnosídeo	<i>G. albida</i>	(-)	
<i>Salvia officinalis</i> L.	Folhas	Fenóis totais e Flavonoides totais	<i>R. intraradices</i>	(-)	GENEVA et al. (2010)
<i>S. officinalis</i>	Folhas e Raízes	Fenóis totais e ácido rosmarínico	Symbivit (mix de 6 espécies de <i>Glomus</i>)	(0)	NELL et al. (2009)
			<i>F. mosseae</i>	(0)	
			<i>R. intraradices</i>	(0)	
<i>Trifolium pratense</i> L.	Raízes e Parte aérea	Isoflavonas totais	<i>F. mosseae</i>	(0)	KHAOSAAD et al. (2008)
<i>Vitis vinifera</i> L. var. <i>shahroudi</i>	Folhas e tecidos caulinares	Quercetina	<i>F. mosseae</i>	(+)	EFTEKHARI; ALIZADEH; EBRAHIMI (2012)
			<i>R. fasciculatus</i>	(+)	
			<i>R. intraradices</i>	(+)	
			Mix das três espécies	(+)	
<i>V. vinifera</i> L.	Folhas e Raízes	Fenóis totais	<i>F. mosseae</i>	(0)	
			<i>R. fasciculatus</i>	(0)	
			<i>R. intraradices</i>	(0)	
			Mix das três espécies	(+)	
Terpenos					
<i>Anethum graveolens</i> L.	Frutos	Óleo essencial	<i>Glomus macrocarpum</i>	(+)	KAPOOR; GIRI; MUKERJI (2002a)
<i>Trachyspermum ammi</i> (Linn.) Sprague			<i>R. fasciculatus</i>	(+)	
<i>Artemisia annua</i> L.	Folhas	Óleo essencial e Artemisinina	<i>G. macrocarpum</i>	(+)	CHAUDHARY; KAPOOR; BHATNAGAR (2008)
			<i>R. fasciculatus</i>	(+)	
<i>A. annua</i>	Folhagem	Artemisinina	<i>G. macrocarpum</i>	(+)	KAPOOR; CHAUDHARY; BHATNAGAR (2007)
			<i>R. fasciculatus</i>	(+)	
	Folhas	Artemisinina	<i>R. intraradices</i>	(+)	MANDAL et al. (2015)
<i>Azadirachta indica</i> L.	Sementes	Azadiractina	<i>R. fasciculatus</i>	(+)	VENKATESWARLU et al. (2008)
<i>Chlorophytum borivillianum</i> Santapau & Fernees	Tubérculos	Saponinas	<i>R. fasciculatus</i>	(+)	DAVE; TARAFDAR (2011)
			<i>R. intraradices</i>	(+)	
			<i>F. mosseae</i>	(+)	
<i>Coriandrum sativum</i> L.	Frutos	Óleo essencial	<i>G. macrocarpum</i>	(+)	KAPOOR; GIRI; MUKERJI (2002b)
			<i>R. fasciculatus</i>	(+)	
<i>Cucumis sativus</i> L.	Raízes	Triterpenoides	<i>F. caledonium</i>	(+)	AKIYAMA; HAYASHI (2002)
			<i>F. mosseae</i>	(+)	
<i>Foeniculum vulgare</i> Mill	Frutos	Óleo essencial	<i>G. macrocarpum</i>	(+)	KAPOOR; GIRI; MUKERJI (2004)
			<i>R. fasciculatus</i>	(+)	

<i>Helianthus annuus</i> cv. Alester	Sementes	Óleo fixo	<i>F. mosseae</i> <i>C. etunicatum</i>	(+) (0)	HEIDARI; KARAMI (2014)
<i>Hordeum vulgare</i> L. cv. salome <i>Triticum aestivum</i> L. cv. hatri <i>Zea mays</i> L. cv. garant	Raízes	Derivados de ciclohexanona	<i>F. mosseae</i> <i>Gigaspora rosea</i> <i>R. intraradices</i>	(+) (+) (+)	VIERHEILIG et al. (2000)
<i>Hordeum vulgare</i> L. cv. salome <i>T. aestivum</i> cv. hatri <i>Secale cereale</i> L. cv. petka <i>Avena sativa</i> L. cv. Salvator	Raízes	Derivados de ciclohexanona (Blumenina)	<i>R. intraradices</i>	(+)	MAIER et al. (1995)
<i>Inula ensifolia</i> L.	Parte aérea	Derivados de timol: "10-isobutyryloxy -8,9-epoxitimidol isobutirato" e a mistura de "10- (2- methylbutyryloxy)-8,9-epoxythymol. Isobuthirato" e "10-isovaleroyloxy- 8,9-epoxythymol isobutirato"	<i>R. intraradices</i> <i>R. clarus</i>	(0) (0)	ZUBEK et al. (2010)
<i>I. ensifolia</i>	Raízes	Derivados de timol: "7-isobutyryloxy metil éter"	<i>R. intraradices</i> <i>R. clarus</i>	(-) (-)	
<i>L. sativa</i> L. var. capitata	Folhas externas	Carotenoides	<i>Glomus fasciculatum</i> (Taxter sensu Gerd.) Gerd. e Trappe, Inóculo comercial (mistura of <i>R.</i> <i>intraradices</i> e <i>F. mosseae</i>)	(+) (+)	(BASLAM et al., 2013a)
<i>L. sativa</i> L. var. capitata	Folhas	Carotenoides	Inóculo comercial (mistura of <i>R.</i> <i>intraradices</i> e <i>F. mosseae</i>)	(+)	BASLAM; GARMENDIA; GOICOECHEA (2013)
<i>Mentha arvensis</i> L.	Parte aérea	Óleo essencial	<i>R. clarus</i> <i>C. etunicatum</i> <i>Gigaspora margarita</i> <i>Acaulospora scrobiculata</i>	(+) (+) (+) (+)	FREITAS; MARTINS; VIEIRA (2004)
<i>M. arvensis</i>	Folhagem fresca	Óleo essencial	<i>R. fasciculatus</i>	(+)	GUPTA et al. (2002)
<i>M. arvensis</i>	Folhagem fresca	Óleo essencial	<i>F. mosseae</i> <i>Glomus aggregatum</i> <i>R. fasciculatus</i> <i>R. intraradices</i>	(+) (+) (+) (+)	BHARTI et al. (2013)
<i>Mentha viridis</i> L.	Folhas	Óleo essencial	<i>C. etunicatum</i> <i>Claroideoglomus lamellosum</i> (= <i>Glomus</i>	(+) (+)	KARAGIANNIDIS et al. (2011)

			<i>lamellosum</i>)		
<i>Moringa oleifera</i> L.	Folhas	Carotenoides	<i>R. intraradices</i> <i>F. mosseae</i> Ambos os fungos combinados	(-) (-) (-)	COSME et al. (2014)
<i>Origanum onites</i> L.	Folhas	Óleo essencial	<i>C. etunicatum</i> <i>C. lamellosum</i>	(+) (0)	KARAGIANNIDIS et al. (2011)
<i>O. basilicum</i>	Parte aérea	Óleo essencial	<i>R. intraradices</i> <i>C. etunicatum</i> <i>R. fasciculatus</i>	(+) (+) (+)	RASOULI-SADAGHIANI et al. (2010)
<i>O. basilicum</i> var. <i>genovese</i>	Folhas	Compostos do óleo essencial: Bomil acetato Metil eugenol δ-Cadinene	<i>F. mosseae</i> <i>G. margarita</i> <i>G. rosea</i>	(0) (+) (+)	COPETTA et al. (2007)
<i>O. basilicum</i> var. <i>genovese</i>	Folhas	Óleo essencial	<i>F. mosseae</i> <i>G. margarita</i> <i>G. rosea</i>	(0) (-) (0)	COPETTA; LINGUA; BERTA (2006)
<i>Origanum vulgare</i> var. <i>cona</i> <i>O. vulgare</i> b13/2	Folhas	Óleo essencial	<i>F. mosseae</i>	(+)	KHAOSAAD et al. (2006)
<i>Pogocaulon cablin</i> Benth		Óleo essencial	<i>G. aggregatum</i> <i>R. fasciculatus</i> <i>R. intraradices</i> <i>F. mosseae</i>	(+) (+) (+) (+)	SINGH et al. (2012)
<i>Solanum lycopersicum</i> L. var. Money marker	Frutos	Licopeno	<i>R. intraradices</i>	(+)	GIOVANNETTI et al. (2012)
<i>Stevia rebaudiana</i> (Bertoni)	Folhas	Esteviosídeo e rebaudiosídeo A	<i>R. fasciculatus</i>	(+)	MANDAL et al. (2013)
<i>T. aestivum</i> cv. Caprimus	Raízes	Derivado de ciclohexanona (Blumenina) e hydroxicinnamate (4-coumaroylputrescine)	<i>R. intraradices</i>	(+)	FESTER; MAIER; STRACK (1999)
<i>Valeriana officinalis</i> L.	Rizomas	Ácidos sesquiterpênicos	<i>F. mosseae</i> <i>R. intraradices</i> Mix (seis espécies de <i>Glomus</i>)	(0) (+) (+)	NELL et al. (2010)
<i>Zingiber officinale</i> L.	Rizoma	Óleo-resina	<i>Dentiscutata heterogama</i> (= <i>Scutellospora heterogama</i>) <i>Gigaspora decipiens</i> <i>Acaulospora koskei</i> <i>Entrophospora colombiana</i> Mix dos quatro isolados	(+) (+) (+) (+) (+)	SILVA et al. (2008)
Compostos nitrogenados					
<i>Castanospermum australe</i> A. Cunn. &	Folhas	Castanospermina	<i>R. intraradices</i> <i>G. margarita</i>	(+) (+)	ABU-ZEYAD; KHAN; KHOO (1999)

C. Fraser					
<i>Catharantus roseus</i> (L.) G. Don	Folhas	Alcaloides	<i>G. aggregatum</i>	(+)	RATTI; VERMA; GAUTAM (2010)
			<i>R. fasciculatus</i>	(+)	
			<i>R. intraradices</i>	(0)	
			<i>F. mosseae</i>	(+)	
<i>M. oleifera</i>	Folhas	Glicosinolatos (Monoacetil isômero I)	<i>R. intraradices</i>	(+)	COSME et al. (2014)
			<i>F. mosseae</i>	(+)	
			Combinação de ambos os fungos	(+)	
<i>Prosopis laevigata</i> (Willd.) M. C. Johnst	Raízes	Trigonelina	<i>G. rosea</i>	(+)	ROJAS-ANDRADE et al. (2003)

(+) Incremento, (-) Redução, (0) Sem alteração em relação ao tratamento controle.

* Adaptada de Pedone-Bonfim et al. (2015) e atualizada

¹ Dependendo da fertilidade do solo

Os FMA também podem aumentar a atividade fotossintética indiretamente, por melhorar a nutrição da planta, aumentar a área foliar e incrementar os teores de pigmentos fotossintetizantes (TRISTÃO; ANDRADE; SILVEIRA, 2006). No entanto, há evidências de que as taxas fotossintéticas por unidade de área foliar podem ser maiores em plantas micorrizadas e isso pode ser explicado pelo dreno de carbono promovido pela simbiose, que resulta em maior exportação de triose fosfato para o citoplasma e, conseqüentemente, maior ativação do ciclo de Calvin, ocasionando maior produção de metabólitos primários, que são precursores das vias do metabolismo secundário (KASCHUK et al., 2009).

Maior produção de metabólitos secundários em plantas micorrizadas pode também estar relacionada à rápida ativação de defesa da planta, envolvendo a produção de espécies reativas de oxigênio e conseqüente acúmulo de substâncias antioxidantes (SBRANA; AVIO; GIOVANNETTI, 2014), ao aumento da produção de hormônios como o ácido jasmônico (MANDAL et al., 2013) e à maior atividade de enzimas envolvidas na produção dos compostos (IBRAHIM; JAAFAR, 2011; LISTER; LANCASTER; WALKER, 1996). CHEN et al. (2013) observaram que a simbiose micorrízica promoveu maior atividade de algumas enzimas, entre elas a fenilalanina amônia liase, glicose-6-fosfato desidrogenase e chiquimato desidrogenase, além de aumentar a expressão de genes envolvidos na regulação da rota dos fenilpropanoides.

RIVERO e colaboradores (2015) apresentaram recentemente uma análise metabolômica completa de raízes de tomate (*Solanum lycopersicum* L. cv. MoneyMaker) em simbiose com *F. mosseae* e *R. irregulares* e confirmaram que o metaboloma de raízes micorrizadas é significativamente diferente daquele de raízes não micorrizadas. Esses autores relataram ainda efeito neutro da simbiose sobre a biomassa da parte aérea e radicular, maior acúmulo de P e N em raízes micorrizadas, impacto negativo da simbiose sobre o conteúdo de aminoácidos, principalmente daqueles envolvidos na síntese dos fenilpropanoides e, contrariamente, maior acúmulo de metabólitos derivados desses aminoácidos em raízes micorrizadas (RIVERO et al., 2015).

Os efeitos sobre o metabolismo secundário vegetal podem ser mediados pela melhor absorção de nutrientes, como o P, tendo em vista que plantas micorrizadas, em geral, aumentam a absorção deste elemento (SCHWEIGER; MÜLLER, 2015; TOUSSAINT; SMITH; SMITH, 2007; ZUBEK et al., 2010). O P é um importante

nutriente na armazenagem de energia e na integridade estrutural, compondo ácidos nucleicos, nucleotídeos, coenzimas, fosfolipídios, além de ter papel central nas reações que envolvem ATP (TAIZ; ZEIGER, 2006). Os FMA secretam fosfatases e suas hifas alcançam maior volume de solo, aumentando a concentração de P disponível para as plantas (ELBON; WHALEN, 2014). No entanto, há evidências de que as alterações causadas no metabolismo vegetal pelos FMA podem ser mediadas diretamente pela micorriza (SCHWEIGER; MÜLLER, 2015; Tabela 3). Diversos trabalhos foram conduzidos com o objetivo de esclarecer essa questão (Tabela 3).

Tabela 3 - Trabalhos que investigaram os efeitos do P sobre a produção de metabólitos secundários

Planta	Tratamentos	Compostos avaliados	Conclusão	Referência
<i>Stevia rebaudiana</i> (Bertoni)	Controle sem P Controle com P (50 mg P kg ⁻¹ como K ₂ HPO ₄) <i>Rhizophagus fasciculatus</i> sem P <i>R. fasciculatus</i> com P	Esteviosídeo e rebaudiosídeo A	Incrementos promovidos pelos FMA na produção dos compostos estão ligados a mecanismos nutricionais e não nutricionais (maior produção de ácido jasmônico e carboidratos), pois plantas micorrizadas tiveram maior produção em relação a plantas não micorrizadas e supridas com P.	MANDAL et al. (2013)
<i>Valeriana officinalis</i> L.	Controle (sem P e sem FMA) <i>F. mosseae</i> <i>R. intraradices</i> Inóculo comercial (misto de seis espécies de <i>Glomus</i>) P (136 mg KH ₂ PO ₄ L ⁻¹)	Ácidos sesquiterpênicos	Efeitos mediados diretamente pelos FMAs.	NELL et al. (2010)
<i>Salvia officinalis</i> L.	Controle (sem P e sem FMA) <i>F. mosseae</i> <i>R. intraradices</i> Inóculo comercial (misto de seis espécies de <i>Glomus</i>) P (136 mg KH ₂ PO ₄ L ⁻¹) P (68 mg KH ₂ PO ₄ L ⁻¹)	Fenóis totais Ácido rosmarínico	Efeitos mediados pelo P.	NELL et al. (2009)
<i>Trifolium pratense</i> L.	Controle <i>F. mosseae</i> Controle adicionado de P Controle <i>F. mosseae</i> Controle adicionado de P Controle <i>F. mosseae</i> Controle adicionado de P	Isoflavonas (daidzeína e formononetina) Genisteína Biochanin A	Resultados inconclusivos	KHAOSAAD et al. (2008)
<i>Artemisia annua</i> L.	Controle <i>Glomus macrocarpum</i> <i>G. fasciculatum</i> Controle adicionado de P GM + P GF + P	Artemisinina	Efeito mediado pelo P e pelos FMA, porém o incremento foi maior em plantas micorrizadas com ou sem P, sugerindo efeito independente da nutrição.	KAPOOR; CHAUDHARY; BHATNAGAR (2007)
<i>Origanum basilicum</i> L.	Controle com suplementação de P <i>F. mosseae</i> <i>F. caledonium</i>	Ácido rosmarínico e ácido cafeico	Embora maior suplementação de P tenha incrementado as concentrações de ácido rosmarínico e ácido cafeico na parte aérea de plantas não	TOUSSAINT; SMITH; SMITH (2007)

	<i>R. intraradices</i>		micorrizadas, houve maior produção desses compostos em plantas micorrizadas, sugerindo efeitos diretos dos FMA e não somente os mediados pela nutrição fosfatada.	
<i>Origanum vulgare</i> var. <i>Cona</i>	Controle <i>F. mosseae</i> Controle adicionado de P	Óleo essencial	Efeito mediado pelo FMA	KHAOSAAD et al. (2006)
<i>O. vulgare</i> b13/2				
<i>O. vulgare</i> ssp. <i>hirtum</i> var. <i>Kalitera</i>	Controle <i>F. mosseae</i> Controle adicionado de P			
<i>Mentha arvensis</i> L.	Controle <i>Rhizogloium clarus</i> <i>Claroideogloium etunicatum</i> <i>Gigaspora margarita</i> <i>Acaulospora scrobiculata</i> Diferentes doses de P	Óleo essencial e mentol	Incrementos nos teores de óleo essencial e de mentol, em razão dos FMA, foram observados apenas na ausência da adubação fosfatada.	FREITAS; MARTINS; VIEIRA (2004)
<i>Foeniculum</i> <i>vulgare</i> Mill.	Controle <i>G. macrocarpum</i> <i>G. fasciculatum</i> Solo com aplicação de KH_2PO_4 (equivalente a 20 kg/ha de P) GM + P GF + P	Óleo essencial	Efeito sinérgico da aplicação de FMA e adubação fosfatada.	KAPOOR; GIRI; MUKERJI (2004)

Os estudos mostram que as espécies fúngicas apresentam variação na efetividade e modificam diferencialmente os metabólitos (KAPOOR; GIRI; MUKERJI, 2002a, 2002b), além de apresentarem efeito positivo dependente do genótipo vegetal (KHAOSAAD et al., 2006) e do órgão da planta avaliado (ZUBEK et al., 2010). Além disso, os efeitos do P sobre a produção de metabólitos secundários podem variar entre diferentes espécies vegetais (ZENG et al., 2013; Tabela 3). Por isso, investigações com plantas de interesse e diferentes espécies de FMA são ainda necessárias para estabelecer as condições de cultivo que proporcionem maior produção dos compostos.

Para Schweiger e Müller (2015), em alguns casos, diferenças nos compostos foliares entre plantas micorrizadas e não micorrizadas podem ser consequência, apenas, da diferença no estágio de desenvolvimento vegetal, visto que plantas micorrizadas crescem mais rápido por estarem mais nutridas em relação às não micorrizadas. Por isso, o desenvolvimento de trabalhos em condições de campo é importante para acompanhar as modificações desde a fase de muda até a fase adulta e para confirmar os resultados obtidos em condições controladas, pois os efeitos da inoculação sobre crescimento e produção de metabólitos em condições de campo dependem de vários fatores, incluindo a competição entre as espécies de FMA introduzidas e as espécies nativas (FARMER et al., 2007).

Estudos desenvolvidos em condições de campo com algumas espécies de importância medicinal ou nutricional como *Mentha arvensis* L. (GUPTA et al., 2002), *Ipomoea batatas* (L.) Lam. (FARMER et al., 2007), *Artemisia annua* L. (CHAUDHARY; KAPOOR; BHATNAGAR, 2008), *Azadirachta indica* A. Juss. (VENKATESWARLU et al., 2008), *Cynara cardunculus* L. (CECCARELLI et al., 2010) e *Libidibia ferrea* (SILVA et al., 2014) mostraram eficiência dos FMA. Essa eficiência foi traduzida por incremento na produção de β -caroteno (FARMER et al., 2007), óleo essencial (CHAUDHARY; KAPOOR; BHATNAGAR, 2008; GUPTA et al., 2002), artemisinina (CHAUDHARY; KAPOOR; BHATNAGAR, 2008), fenóis totais (CECCARELLI et al., 2010) e ácido gálico (SILVA et al., 2014), demonstrando que a utilização de FMA pode representar uma estratégia eficiente e sustentável para aumentar a biossíntese de compostos secundários em plantas de importância medicinal (CECCARELLI et al., 2010).

Considerando que o Ministério da Agricultura e do Abastecimento (MAPA) recomenda o cultivo orgânico de plantas medicinais (CARVALHO; COSTA; CARNELOSSI, 2010), a aplicação de FMA pode representar uma alternativa possibilitando a produção de plantas com maior biomassa e maior concentração de compostos bioativos (TOUSSAINT, 2008). Nem sempre as condições ideais para a produção de biomassa serão as mais adequadas para a produção de princípios ativos, dessa forma para cada espécie medicinal a ser cultivada, é necessário ter conhecimento de todas as etapas de desenvolvimento da planta, além de estabelecer as condições ideais de cultivo tanto para a produção de biomassa como para a produção dos compostos bioativos de interesse (CARVALHO; COSTA; CARNELOSSI, 2010). A busca por técnicas de produção que reduzam os custos e a variabilidade na concentração dos fitoquímicos é cada vez mais desejável pela indústria de fitoterápicos.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 ETAPAS

O trabalho foi dividido em três etapas. Na primeira foi determinado a responsividade de *Mimosa tenuiflora* e de *Erythrina velutina* à inoculação com FMA e à adubação fosfatada, e o efeito desses fatores sobre a biomassa e a produção de metabólitos primários e secundários. Para cada planta, foi conduzido um experimento em delineamento inteiramente casualizado em arranjo fatorial de 4 x 4, sendo: quatro tratamentos de inoculação (controle, inoculado com *Claroideoglossum etunicatum*, com *Gigaspora albida* ou com *C. etunicatum*+*G. albida*) e quatro níveis de P no solo (P0 – nível natural, P8, P16 e P32), em 5 repetições, totalizando 80 unidades experimentais por planta. Após 70 (*M. tenuiflora*) e 75 dias (*E. velutina*) em casa de vegetação, avaliaram-se as variáveis de crescimento, micorrízicas e bioquímicas das plantas. Como *E. velutina* foi pouco responsiva à micorrização, os experimentos seguintes foram conduzidos apenas com *M. tenuiflora*.

A segunda etapa foi conduzida para selecionar substrato eficiente para produção de mudas testando resíduos orgânicos como alternativa para aumento do crescimento e da produção de metabólitos primários e secundários foliares em plantas de *M. tenuiflora*. Um experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado em arranjo fatorial de 4 x 3, sendo quatro substratos e três tratamentos de inoculação (Controle, *C. etunicatum* e *G. albida*), em cinco repetições. Os substratos testados foram à base de areia e vermiculita na proporção de 1:1 (substrato controle) em combinação com 5% (v/v) dos seguintes compostos: húmus de minhoca, resíduo de acerola madura e resíduo de acerola verde, estes últimos provenientes da agroindústria. Após 90 dias em casa de vegetação avaliaram-se variáveis de crescimento e micorrízicas e a produção de metabólitos primários e secundários pelas mudas.

Na terceira etapa verificou-se a influência da micorrização no crescimento e na produção de metabólitos primários e secundários foliares em plantas de *M. tenuiflora* em condições de campo. Mudas foram cultivadas em casa de vegetação com o substrato selecionado no experimento anterior (areia + vermiculita + húmus de minhoca 5%) e ao atingirem 0,20 m de altura foram transferidas para o campo.

Após três e seis meses em campo foram avaliadas as variáveis de crescimento vegetal e fúngico, além da produção de metabólitos nas folhas de *M. tenuiflora*.

3.2 DETERMINAÇÃO DA RESPONSABILIDADE DAS PLANTAS À INOCULAÇÃO MICORRÍZICA E À ADUBAÇÃO FOSFATADA, E DO EFEITO DOS FMA E DO P SOBRE A PRODUÇÃO DE METABÓLITOS PRIMÁRIOS E SECUNDÁRIOS EM *Mimosa tenuiflora* E *Erythrina velutina*

3.2.1 Condições experimentais

Os experimentos foram conduzidos em casa de vegetação do Laboratório de Microbiologia (*Campus* de Ciências Agrárias da UNIVASF), Petrolina-PE, com temperatura média de 32,5 °C e umidade relativa do ar média de 36%. Sementes de *M. tenuiflora* e de *E. velutina* foram desinfestadas em solução de NaClO (0,05%) por 20 min. As sementes de *M. tenuiflora* tiveram a dormência quebrada por imersão em água quente (85 °C) por 30 segundos e em água fria por 60 segundos (BAKKE et al., 2006), enquanto as de *E. velutina* foram escarificadas com uma lixa d'água nº 80. Em seguida, as sementes foram colocadas para germinar em bandejas de células contendo vermiculita de granulação média e areia lavada, previamente esterilizada em autoclave (121° C/1h/2 dias consecutivos), na proporção de 1:1 (v/v).

Após emergência de duas folhas definitivas, as plântulas foram transferidas para sacos contendo 2 kg de solo autoclavado (121 °C/ 1h em três dias consecutivos) adicionado de doses crescentes de P (8, 16 e 32 mg.kg⁻¹) na forma de superfosfato simples (P₂O₅).

O solo utilizado no experimento, do tipo Argissolo, foi coletado em área anexa ao Projeto Salitre em Juazeiro-BA, e apresentava as seguintes características físicas e químicas: 74,68%, 12,02% e 13,31% de areia, silte e argila, respectivamente; pH = 6,2; C.E. = 0,33 dS.m⁻¹; P = 5,82 mg.dm⁻³; K = 0,34 cmolc.dm⁻³; Ca = 3,9 cmolc.dm⁻³; Mg = 1 cmolc.dm⁻³; Na = 0,03 cmolc.dm⁻³; Al = 0,1 cmolc.dm⁻³; CTC = 7,5 cmolc.dm⁻³ e 10,96g.kg⁻¹ de M.O. As análises foram realizadas em um laboratório comercial de análise de solo (SOLOAGRI, Petrolina, Pernambuco). O conteúdo de P, K e Na foi extraído com o extrator Mehlich 1; o conteúdo de Ca²⁺ e Mg²⁺ foi extraído com KCl 1.0 N e o pH do solo foi determinado em uma solução de solo: água (1:2,5). As

quantidades de carbono (C) e matéria orgânica (MO) foram determinadas pelo método Walkley-Black (NELSON; SOMMERS, 1996). A condutividade elétrica (CE) foi determinada pelo extrato da pasta saturada e a capacidade de troca catiônica (CTC) foi calculada pela soma das bases (Ca^{2+} , Mg^{2+} , K^+ , Na^+) e o potencial de acidez (H^+ + Al^{3+}).

No momento do transplântio as plântulas dos tratamentos inoculados receberam, na região das raízes, uma suspensão contendo 100 glomerosporos de *Claroideoglossum etunicatum* (W.N. Becker & Gerd.) C. Walker & Schüßler (UNIVASF 06) ou de *Gigaspora albida* N.C. Schenck & G.S. Sm. (UFPE 01) ou dos dois isolados combinados (mix com 50 glomerosporos de cada FMA). Esses isolados foram cedidos pelo banco de inóculo do Laboratório de Microbiologia (UNIVASF – CCA), após multiplicação em solo com capacidade de campo de 75%, usando painço (*Panicum miliaceum* L.) como planta hospedeira, e apresentavam infectividade entre 25 e 28%, respectivamente (MIP-INVAM - <http://invam.wvu.edu/methods/infectivity-assays/mean-infection-percentage-mip>).

3.2.2 Delineamento experimental

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado (DIC) em esquema fatorial 4 x 4, sendo quatro tratamentos de inoculação [Controle (C), inoculado com *C. etunicatum* (CE), com *G. albida* (GA) ou com os dois isolados (MIX)] e quatro doses de fósforo no solo (0, 8, 16 e 32 mg.kg^{-1}), em cinco repetições, totalizando 80 unidades experimentais. A dose 0 representou a fertilidade natural do solo (~4 mg.kg^{-1}) e foi denominada P0, enquanto as demais, com adição de P_2O_5 , foram denominadas P8, P16 e P32. As mudas foram irrigadas mantendo-se a capacidade de campo de 75% e mantidas em casa de vegetação.

3.2.3 Avaliações de variáveis de crescimento vegetativos e fisiológicos

Após 70 (*M. tenuiflora*) e 75 (*E. velutina*) dias, contados a partir da inoculação micorrízica, determinaram-se: altura, número de folhas, diâmetro do caule, clorofila *a*, *b* e total, biomassa fresca e seca da parte aérea e das raízes, área foliar, colonização micorrízica, produção de carboidratos solúveis e produção de

metabólitos secundários (fenóis totais, flavonoides totais e taninos totais) pelas plantas, e número de glomerosporos na rizosfera.

A altura das plantas e o diâmetro do caule foram medidos com auxílio de uma régua milimetrada e de um paquímetro digital, respectivamente. Os teores de clorofila a, b e total foram determinados *in vivo* utilizando um medidor eletrônico (ClorofiLOG) e expressos como Índice de Clorofila Falker (ICF). A biomassa fresca e seca da parte aérea e da raiz foi avaliada por meio de pesagem imediata e após secagem do material em estufa a 40 °C até peso constante. Para quantificar a área foliar, as folhas foram fotografadas e analisadas no programa Quant 2002-2.

3.2.4 Avaliação de variáveis micorrízicas

A colonização micorrízica foi avaliada em 0,5 g de raízes frescas (com exceção das plantas controle que não alcançaram esse peso de raiz) após clarificação com hidróxido de potássio (10% p/v) e hidróxido de potássio (10%) + peróxido de hidrogênio (10% v/v) na proporção de 1:1 v/v, e posterior coloração com azul de Trypan 0,05% em lactoglicerol (PHILLIPS & HAYMAN, 1970 com modificações). As raízes coradas foram observadas em estereomicroscópio (40x) e a taxa de colonização estimada pelo método de intersecção de quadrantes (GIOVANNETTI & MOSSE, 1980).

Glomerosporos foram extraídos de 50g de solo seco pela técnica de decantação e peneiramento úmido (GERDEMANN; NICOLSON, 1963), seguida de centrifugação em água e sacarose (JENKINS, 1964). Posteriormente foram colocados em placas canaletadas e contados em estereomicroscópio (40x).

A resposta micorrízica foi determinada pela fórmula: $(M-NM) \times M^{-1} \times 100$, sendo M a biomassa seca aérea de plantas micorrizadas e NM a biomassa seca de plantas não micorrizadas (PLENCHETTE; FORTIN; FURLAN, 1983). Com base nas respostas, as plantas foram categorizadas para cada dose de P, conforme termos adaptados do trabalho de Habte & Manjunath (1991) em: plantas excessivamente responsivas (>75%), altamente responsivas (50 – 70%), moderadamente responsivas (25 – 50%), marginalmente responsivas (<25%) ou independentes (não respondem à micorrização).

3.2.5 Avaliações de variáveis bioquímicas e fitoquímicas

As folhas secas foram utilizadas para preparo do extrato etanólico e determinação de metabólitos primários e secundários. As folhas de *M. tenuiflora* foram pulverizadas em moinho de facas e pesadas (150 mg de plantas controle e 500 mg das demais) e submetidas à maceração em 6 ou 20 mL de etanol 95% por 12 dias em temperatura ambiente (25°C), enquanto as folhas (500 mg) de *E. velutina* foram picotadas e maceradas em 40 mL de etanol (95%) por 12 dias em temperatura ambiente (25 °C) (BRITO et al., 2008). A solução extrativa obtida foi colocada em estufa com circulação e renovação de ar a 40 °C até completa evaporação do solvente. O extrato seco foi pesado em balança analítica e foram preparadas soluções na concentração de 1,0 mg/mL em água milli-Q (para quantificação de carboidratos solúveis), em etanol 95% (para análises de metabólitos secundários com *M. tenuiflora*) ou em metanol absoluto (para análises de metabólitos secundários com *E. velutina*) para a quantificação de carboidratos solúveis, fenóis totais, flavonoides totais e taninos totais.

A concentração de carboidratos solúveis foi determinada utilizando a metodologia descrita por Dubois et al. (1956) com modificações. As mensurações das absorvâncias foram feitas em triplicatas em espectrofotômetro UV-VIS a 490 nm, a concentração determinada a partir de uma curva padrão de glicose e os resultados expressos como mg de equivalente de glicose (EG) por grama de extrato (mg EG/g).

A determinação espectrofotométrica de fenóis totais, taninos totais e flavonoides totais foi realizada seguindo a metodologia descrita por Amorim et al. (2008) com modificações. Os fenóis totais foram determinados pelo método de Folin-Ciocalteu a partir de 500 µL do extrato, 1,25 mL de reagente de Folin-Ciocalteu (10%, v/v), 2,5 mL de carbonato de sódio (7,5%, p/v) e 20,75 mL de água destilada. A solução foi homogeneizada e permaneceu em repouso ao abrigo da luz por 30 minutos e a absorvância foi medida em 760 nm. Os fenóis residuais foram determinados pelo método de precipitação da caseína seguido pelo método de Folin-Ciocalteu, utilizando 6 mL do extrato, 1 g de caseína e 12 mL de água destilada. A solução ficou sob agitação em temperatura ambiente (25-28 °C) por 3 horas e posteriormente foi filtrada e o volume final completado para 25 mL com água destilada. A concentração de fenóis residuais foi determinada com 500 µL do filtrado.

Os taninos totais corresponderam à diferença entre os níveis de fenóis totais e fenóis residuais. Os resultados foram expressos como mg de equivalente de ácido tânico (EAT) por grama de extrato (mg EAT/g).

Para determinação dos flavonoides totais, 1 mL do extrato foi transferido para balão volumétrico, acrescido de 0,6 mL de ácido acético glacial, 10 mL de solução de piridina-metanol (2:8 v/v) e 2,5 mL de solução de cloreto de alumínio (5%) em metanol absoluto. A mistura foi completada para 25 mL com água destilada, mantida em repouso por 30 minutos e a absorvância foi medida em 420 nm. Os resultados foram expressos como mg de equivalente de rutina (ER) por grama de extrato (mg ER/g).

A massa de extrato foi estimada para a planta inteira (apenas para *M. tenuiflora*), considerando o peso da matéria seca das folhas, e a partir desses valores estimou-se a produção dos metabólitos por planta (conteúdo expresso como mg/planta). Os valores de conteúdo dos metabólitos foram utilizados para calcular o incremento proporcionado pelos FMA, utilizando a fórmula $100(X-Y)/Y$, onde X representou o conteúdo da planta micorrizada, e Y o da planta controle.

3.2.6 Análise estatística

Os dados foram submetidos aos testes de normalidade do erro (Shapiro-Wilk) e de homogeneidade das variâncias (Bartlett). Os valores (referentes à *M. tenuiflora*) de biomassa seca aérea, clorofila total, conteúdo de: flavonoides, fenóis, taninos e carboidratos foram submetidos à transformação de \sqrt{x} ; os valores de clorofila *a* e concentração de carboidratos foram transformados em $\log(x)$ e os valores de biomassa fresca radicular e de glomerosporos foram transformados em $\log(x+1)$. Os valores (referentes à *E. velutina*) de altura e de número de glomerosporos foram transformados em $\log(x)$ e os valores de clorofila *b* foram submetidos à transformação de \sqrt{x} . Em seguida os dados foram submetidos à análise de variância e de regressão polinomial; na ausência de interação significativa entre os fatores, as médias foram comparadas pelo teste de Tukey. As análises foram realizadas com auxílio do pacote ExpDes.pt (FERREIRA et al., 2013) no programa R versão 3.3.1 (R Core Team, 2016) considerando o nível de significância de 0,05.

3.3 SELEÇÃO DE SUBSTRATO PARA INCREMENTO DO CRESCIMENTO E DA PRODUÇÃO DE METABÓLITOS PRIMÁRIOS E SECUNDÁRIOS FOLIARES EM MUDAS DE *M. tenuiflora*

3.3.1 Condições experimentais

O experimento foi conduzido em casa de vegetação do Laboratório de Microbiologia (*Campus* de Ciências Agrárias da Univasf), Petrolina-PE, com temperatura média de 33,9 °C e umidade relativa do ar média de 36,3%. Sementes de *M. tenuiflora* foram desinfestadas, tiveram a dormência quebrada e foram colocadas para germinar conforme descrito no item 3.2.1.

Após emergência de duas folhas definitivas, as plântulas foram transferidas para sacos plásticos contendo 1,5 L de substrato e inoculadas na região das raízes com solo-inóculo contendo cerca de 200 esporos de *C. etunicatum* (URM FMA 03) ou de *G. albida* (URM FMA 11). As mudas do tratamento não inoculado receberam 2 mL de filtrado do inóculo para equalizar a microbiota. Os fungos utilizados foram multiplicados em substrato constituído por solo do tipo argissolo, areia e vermiculita (1:1:0,5 v/v), utilizando milho e sorgo como hospedeiros.

Os substratos testados foram à base de areia e vermiculita na proporção de 1:1 v/v (A+V – substrato controle) em combinação com 5% (v/v) dos seguintes compostos orgânicos: húmus de minhoca (A+V+H), resíduo de acerola madura (A+V+AM) e resíduo de acerola verde (A+V+AV), cujas características físicas e químicas estão descritas na Tabela 4.

Tabela 4 - Características químicas e físicas dos substratos testados

Substrato	Características químicas											
	C.E.	pH	M.O.	P	K	Na	Ca	Mg	Al	H+Al	SB	CTC
	dS.m ⁻¹	-	g.kg ⁻¹	mg ₃ .dm					cmol _c .dm ⁻³			
A+V	1,74	6,4	0,31	12,08	0,05	0,03	1,5	0,70	0,00	0,5	2,3	2,8
A+V+H	0,88	6,9	2,45	29,95	0,24	0,08	1,2	0,70	0,00	3,2	2,2	5,4
A+V+AM	1,10	4,7	10,62	10,86	0,30	0,04	1,5	0,60	0,45	2,4	2,4	4,9
A+V+AV	1,02	4,1	9,96	11,40	0,30	0,02	1,2	0,50	0,70	3,7	2,0	5,7
Características físicas												
	Areia total	Silte	Argila									
		g.kg ⁻¹										
A+V	947,5	38,5	14,0									
A+V+H	946,4	37,4	16,3									
A+V+AM	970,0	29,9	0,2									
A+V+AV	945,2	34,9	19,3									

Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

A+V = areia + vermiculita; A+V+H = areia + vermiculita + húmus; A+V+AM = areia + vermiculita + acerola madura; A+V+AV = areia + vermiculita + acerola verde

O húmus de minhoca utilizado no experimento foi obtido da empresa Bio húmus e os resíduos de acerola foram provenientes da Niagro, ambas em Petrolina, PE. Os resíduos de acerola foram constituídos de sementes e restos de polpa e antes de serem utilizados foram secos em estufa a 60°C e posteriormente moídos em moinho de facas.

As plantas foram mantidas em casa de vegetação por 90 dias sendo irrigadas em dias alternados, mantendo-se a capacidade de campo de 75%. Após 15 dias da inoculação apenas as plantas do substrato controle receberam 60 mL de solução nutritiva de Hoagland & Arnon (1950) modificada por Jarstfer e Sylvia (1992) suplementada com 50 mM de Tris-HCl (pH 6,5) (SILVA et al. 2005; SILVA; YANO-MELO; MAIA, 2007) uma vez por semana. No final do experimento (90 dias) avaliaram-se: altura, número de folhas, diâmetro do caule, biomassa fresca aérea e radicular, biomassa seca aérea, clorofila *a*, *b* e total, área foliar, colonização micorrízica, número de glomerosporos, carboidratos solúveis, fenóis totais, flavonoides totais e taninos totais, como descrito nos itens 3.2.3, 3.2.4 e 3.2.5. Os teores de clorofila *a*, *b* e total, e as concentrações de: carboidratos solúveis, fenóis totais, flavonoides totais e taninos totais foram determinadas apenas nas plantas cultivadas no substrato controle e no substrato constituído de húmus, pois aquelas mantidas nos substratos à base de acerola não produziram folhas suficientes para análise.

3.3.2 Delineamento experimental

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado em arranjo fatorial de 4 x 3, sendo quatro substratos (A+V, A+V+H, A+V+AM e A+V+AV) e três tratamentos de inoculação (Controle, *C. etunicatum* e *G. albida*), em cinco repetições.

3.3.3 Análises estatísticas

Os dados foram submetidos aos testes de normalidade do erro (Shapiro-Wilk) e de homogeneidade das variâncias (Bartlett). Os valores de área foliar e biomassa seca aérea foram submetidos à transformação de \sqrt{x} ; os valores de altura, clorofila *a*, clorofila *b*, clorofila total e número de glomerosporos foram transformados em $\log(x)$,

os valores de diâmetro do caule e biomassa fresca aérea foram transformados em $\log(x+1)$ e os valores de colonização micorrízica foram transformados em arco seno de raiz $x/100$. Em seguida os dados foram submetidos à análise de variância e as médias foram comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. As análises foram realizadas com auxílio do pacote ExpDes.pt (FERREIRA, E. B.; CAVALCANTI, P. P.; NOGUEIRA, 2013) no programa R versão 3.3.1 (R Core Team, 2016).

3.4 BENEFÍCIOS DA MICORRIZAÇÃO DE *Mimosa tenuiflora* EM CONDIÇÕES DE CAMPO

3.4.1 Condições experimentais e delineamento experimental

Neste experimento buscou-se determinar se os benefícios da micorrização de *M. tenuiflora* eram mantidos em condições de campo. Mudanças de *M. tenuiflora* foram produzidas com o substrato selecionado (areia + vermiculita + 5% de húmus de minhoca) em experimento prévio (item 3.3) e inoculadas ou não (NI) com solo-inóculo contendo cerca de 200 esporos de *C. etunicatum* (CE) ou de *G. albida* (GA). As mudas do tratamento não inoculado receberam 2 mL de filtrado do inóculo para equalizar a microbiota. Após 124 dias em casa de vegetação as mudas foram transplantadas para uma área de Caatinga desmatada próxima ao perímetro irrigado do Salitre (Juazeiro/BA). Foram preparadas covas (30 x 30 x 30 cm) com espaçamento de quatro metros entre plantas e entre as fileiras. Durante os três primeiros meses as plantas foram irrigadas por gotejamento durante uma hora, (vazão 1,6 L) todos os dias, depois foram irrigadas por uma hora em dias alternados e, após seis meses, passaram a ser irrigadas uma vez por semana por 1,5 horas. No momento do transplante as mudas apresentavam altura, colonização micorrízica e número de esporos conforme a Tabela 5, e a área experimental apresentava número de médio de 200 glomerosporos em 50 g de solo.

Tabela 5 - Altura, colonização micorrízica e número de glomerosporos na rizosfera de mudas de *Mimosa tenuiflora* no momento do transplântio

Tratamentos	Altura (cm)	Colonização micorrízica (%)	Número de glomerosporos em 50 g de solo rizosférico
Não inoculado	20,88	0,0	0,0
CE	20,79	4,6	22
GA	39,82	7,96	752

Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

O delineamento experimental foi em blocos casualizados com três tratamentos de inoculação (NI, inoculado com CE ou com GA), em seis repetições. Três e seis meses após o transplântio avaliaram-se: altura, diâmetro do caule, teores de clorofila *a*, *b* e total, colonização micorrízica, produção de carboidratos solúveis e de metabólitos secundários (fenóis totais, taninos totais e flavonoides totais) pelas plantas e número de glomerosporos na rizosfera, como descrito nos experimentos anteriores. Avaliou-se também o número mais provável (NMP) de propágulos infectivos na rizosfera das plantas (SIEVERDING 1991).

3.4.2 Análises estatísticas

Os dados foram submetidos aos testes de normalidade do erro (Shapiro-Wilk) e de homogeneidade das variâncias (Bartlett). Os valores de clorofila *b* e clorofila total de 180 dias foram transformados para $\log(x)$ e os valores de colonização micorrízica foram transformados em arco seno de raiz $x/100$. Em seguida os dados foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. As análises foram realizadas com auxílio do pacote ExpDes.pt (FERREIRA, E. B.; CAVALCANTI, P. P.; NOGUEIRA, 2013) no programa R versão 3.3.1 (R Core Team, 2016).

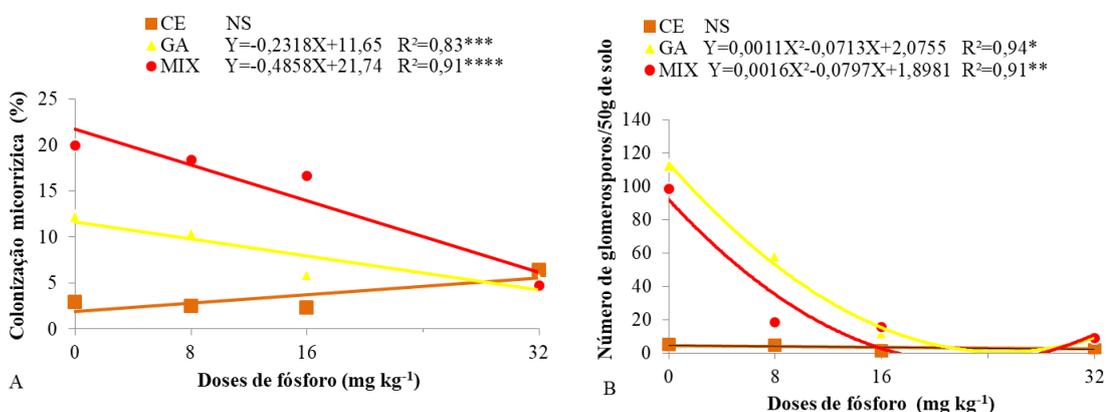
4 RESULTADOS

4.1 DETERMINAÇÃO DA RESPONSABILIDADE DE *M. tenuiflora* À INOCULAÇÃO MICORRÍZICA E À ADUBAÇÃO FOSFATADA, E DO EFEITO DOS FMA E DO P SOBRE A PRODUÇÃO DE METABÓLITOS PRIMÁRIOS E SECUNDÁRIOS

Entre os tratamentos inoculados, a maior taxa de colonização foi observada em mudas de *M. tenuiflora* inoculadas com a combinação dos isolados de FMA (MIX). As plantas controle não apresentaram colonização micorrízica. A adição de P não afetou a colonização por *C. etunicatum*, mas reduziu linearmente a colonização por *G. albida* e MIX (Figura 1A).

Maior produção de glomerosporos foi registrada na rizosfera de mudas inoculadas com *G. albida* e com o MIX, com redução da esporulação a partir da dose de 8 mg.kg⁻¹ (Figura 1B). Tratamentos com *C. etunicatum* não apresentaram mudança na esporulação com a adição de P.

Figura 1 - Colonização micorrízica (A) e número de glomerosporos na rizosfera (B) de mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas a FMA (CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida* Mix = *C. etunicatum* + *Gigaspora albida*), em doses crescentes de fósforo, 70 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; * = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,05$); ** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,01$); *** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,001$); **** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,0001$)

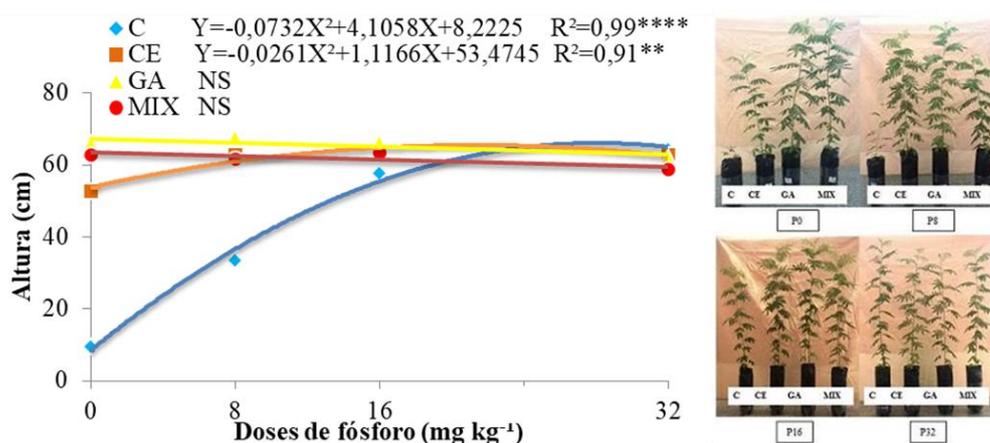


Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

Houve interação significativa ($p < 0,05$) entre os fatores (FMA x doses de P) para as variáveis de crescimento, que se ajustaram à regressão polinomial quadrática, com algumas exceções (Figura 2).

Em baixos níveis de P (até 16 mg.kg^{-1} de solo) as plantas micorrizadas alcançaram maior altura do que as plantas controle. Essas diferenças desapareceram na maior dose de P testada (Figura 2).

Figura 2 - Altura de mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglomus etunicatum*; GA = *Gigaspora albida* Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), em solo com doses crescentes de fósforo, 70 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; ** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,01$); **** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,0001$)

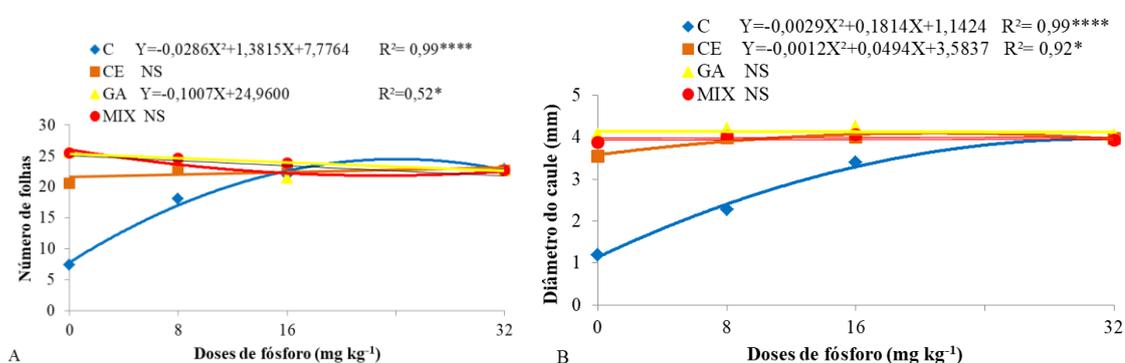


Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

A inoculação micorrízica aumentou o número de folhas e o diâmetro do caule nas mudas dos tratamentos com menores doses de P (até 8 mg.kg^{-1}) (Figura 3). Em relação ao número de folhas, as mudas inoculadas com *C. etunicatum* ou MIX não foram afetadas pela adição de P, mas as associadas com *G. albida* apresentaram redução linear no número de folhas com o aumento das doses de P (Figura 3A). O ponto máximo de desenvolvimento do caule ($3,98 \text{ mm}$) foi alcançado por mudas não inoculadas na dose estimada de $31,28 \text{ mg.kg}^{-1}$ de P e por mudas inoculadas com *C. etunicatum* ($4,09 \text{ mm}$) na dose estimada de $20,58 \text{ mg.kg}^{-1}$ de solo. A adubação não afetou o diâmetro do caule das mudas inoculadas com *G. albida* e MIX, que

apresentaram médias de 4,06 e 3,88 mm, respectivamente, no tratamento com a dose natural de P no solo (P0) (Figura 3B).

Figura 3 - Número de folhas (A) e diâmetro do caule (B) de mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglomus etunicatum*; GA = *Gigaspora albida* Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), em doses crescentes de fósforo, 70 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; * = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,05$); **** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,0001$)



Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

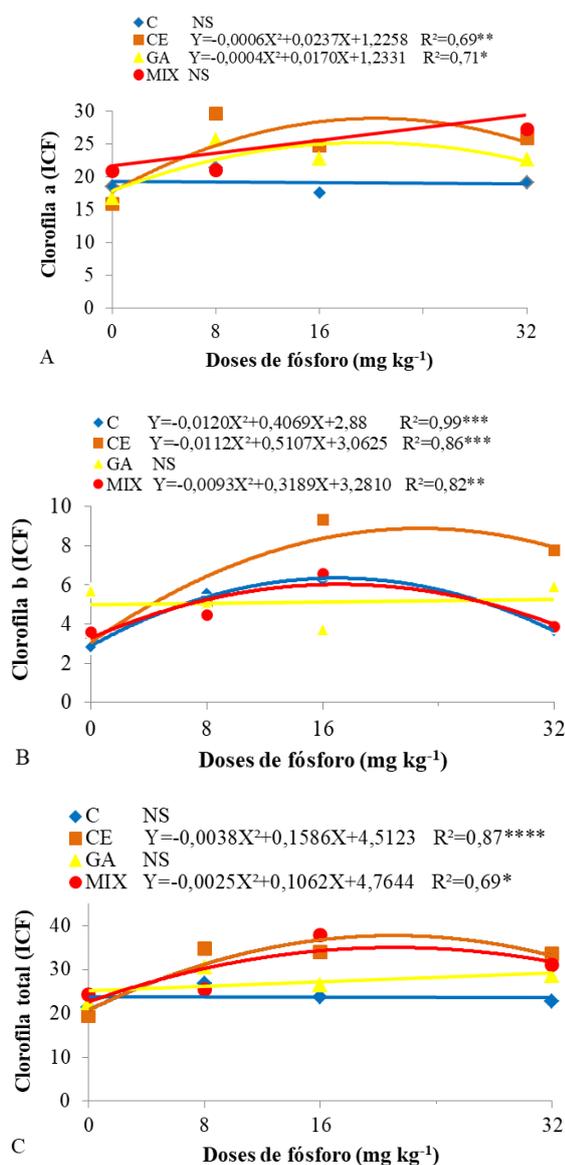
A produção de clorofila *a* não foi afetada pela adição de P ao solo em plantas inoculadas com MIX ou não inoculadas. A inoculação com MIX e com *C. etunicatum* promoveu aumento desse pigmento nas doses de 16 e 32 mg.kg⁻¹ (Figura 4 A). O ponto de máxima produção dessa variável (28,84 e 25,70 ICF) foi alcançado na dose estimada de 19,75 e 21,25 mg.kg⁻¹ de P para *C. etunicatum* e *G. albida*, respectivamente (Figura 4A).

Para clorofila *b*, os valores máximos médios foram 6,45 ICF na dose estimada de 16,95 mg de P.kg⁻¹ de solo em plantas não inoculadas; 8,94 ICF na dose de 22,80 mg. P. kg⁻¹ em plantas inoculadas com *C. etunicatum*; 5,95 ICF na dose de 17,15 mg de P.kg⁻¹ de solo em plantas com o MIX. As plantas inoculadas com *G. albida* alcançaram médias de 5,83 ICF quando cultivadas em solo sem adição de P, apresentando taxas similares aos dos tratamentos adubados (Figura 4B).

Plantas inoculadas com *C. etunicatum* apresentaram produção máxima de clorofila total (38,07 ICF) na dose estimada de 20,87 mg de P.kg⁻¹ de solo, enquanto as inoculadas com MIX apresentaram 34,69 ICF na dose de 21,24 mg de P.kg⁻¹ de

solo. A produção de clorofila total de plantas não inoculadas ou inoculadas com *G. albida* não foi afetada pela adição de P, com valores médios de 21,33 ICF e 26,89 ICF respectivamente, na dose natural de P no solo (P0) (Figura 4C).

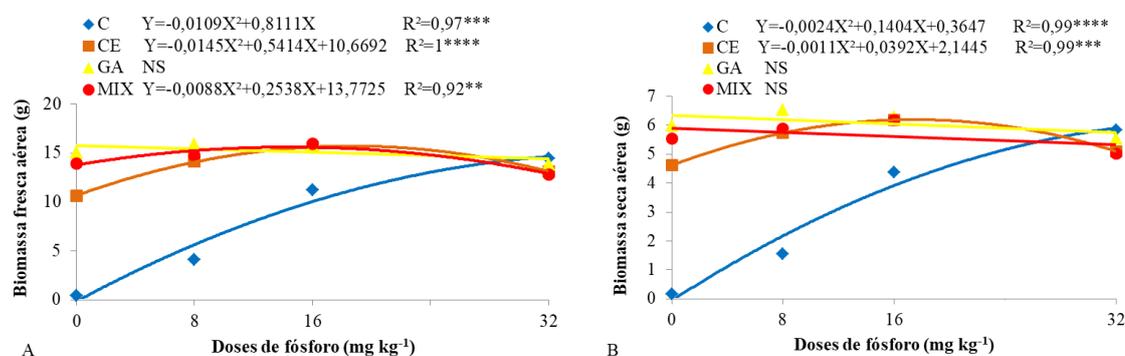
Figura 4 – Conteúdo de clorofila a (A), clorofila b (B) e total (C) em mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglomus etunicatum*; GA = *Gigaspora albida* Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), em solo com doses crescentes de fósforo, 70 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; * = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,05$); ** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,01$); *** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,001$); **** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,0001$)



Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

A produção de biomassa aérea (fresca e seca) não foi influenciada pelas doses de P em plantas inoculadas com *G albida*, que alcançaram valores médios de 15,04 para biomassa fresca e 5,99 para biomassa seca em solo sem adição de P (Figuras 5 A e B). Houve ajuste quadrático para plantas não inoculadas e inoculadas com *C. etunicatum* e com MIX, com valores máximos estimados respectivos de 14,79, 15,72 e 15,6 g para biomassa fresca aérea nas doses estimadas de 32,00, 18,67 e 14,42 mg de P.kg⁻¹ de solo (Figura 5A); e houve ajuste quadrático para plantas não inoculadas e inoculadas com *C. etunicatum* com valores máximos estimados de 5,85 e 6,22 g para biomassa seca aérea, nas doses de 29,25 e 17,82 mg de P kg⁻¹ de solo (Figura 5B).

Figura 5 - Biomassa fresca (A) e seca (B) aérea de mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglopus etunicatum*; GA = *Gigaspora albida* Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), em doses crescentes de fósforo, 70 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; ** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,01$); *** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,001$); **** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,0001$)

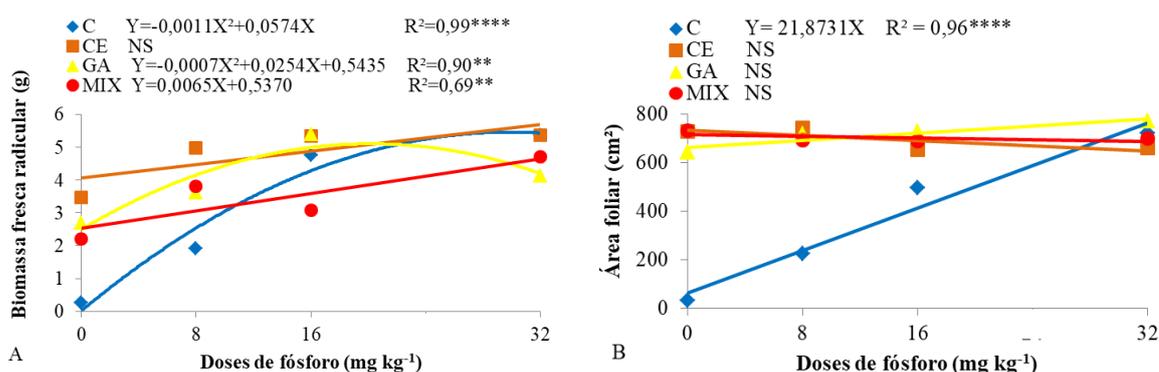


Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

Maior biomassa fresca de raízes foi alcançada por plantas inoculadas nas doses mais baixas de P (P0 e P8), não havendo diferença significativa entre os tratamentos de inoculação (Figura 6A). Em plantas inoculadas com *C. etunicatum* não houve influência das doses de P, em plantas controle e em plantas inoculadas com *G. albida* houve ajuste quadrático, e em plantas inoculadas com MIX a produção de raiz fresca aumentou linearmente com a adição de P ao solo (Figura 6A).

A área foliar de plantas não inoculadas aumentou linearmente com o aumento da dose de P ao solo. Em plantas micorrizadas essa variável não foi afetada pela adição de P, e na dose natural desse nutriente (P₀) as plantas associadas com *C. etunicatum*, *G. albida* e MIX alcançaram valores médios de 731,46, 642,98 e 734,30 cm², respectivamente (Figura 6B).

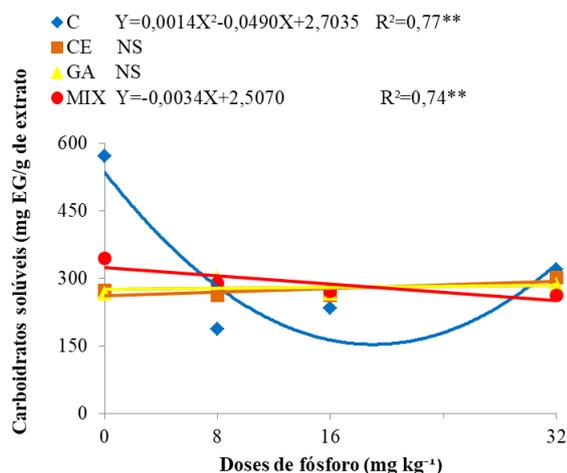
Figura 6 - Biomassa fresca radicular (A) e área foliar (B) de mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglomus etunicatum*; GA = *Gigaspora albida* Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), em doses crescentes de fósforo, 70 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; ** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,01$); **** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,0001$)



Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

A concentração de carboidratos solúveis em plantas inoculadas com *C. etunicatum* ou com *G. albida* não foi afetada pelas doses de P (Figura 7). Em solo não adubado foi observada maior concentração dessa classe de metabólitos em plantas não micorrizadas. A análise de regressão revelou ajuste quadrático para plantas não inoculadas com ponto mínimo de produção na dose 17,5 mg.kg⁻¹ e ajuste linear decrescente para plantas inoculadas com MIX. No entanto, em solo com adição de 8 mg.kg⁻¹ de P, plantas micorrizadas apresentaram maior concentração de carboidratos solúveis, e não houve diferença significativa entre os tratamentos de inoculação nas demais doses testadas (Figura 7).

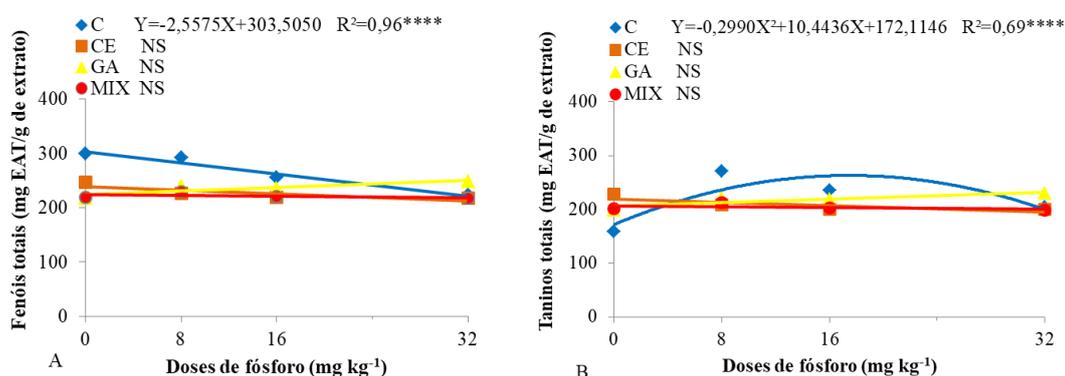
Figura 7 - Concentração de carboidratos solúveis em mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglomus etunicatum*; GA = *Gigaspora albida* Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), em solo com doses crescentes de fósforo, 70 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; ** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,01$)



Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

A adição de P não afetou a concentração de fenóis totais e de taninos totais em plantas micorrizadas (Figura 8A e B). Nas doses mais baixas de P (P0 e P8) plantas não micorrizadas apresentaram maior concentração de compostos fenólicos, enquanto nas maiores doses testadas não houve diferença significativa entre os tratamentos de inoculação (Figura 8A). Maior concentração de taninos totais foi observada em plantas micorrizadas cultivadas em solo sem adição de P, mas na dose P8 plantas não micorrizadas tiveram maior concentração desses compostos, sem diferença significativa entre os tratamentos de inoculação nas demais doses testadas (P16 e P32) (Figura 8B).

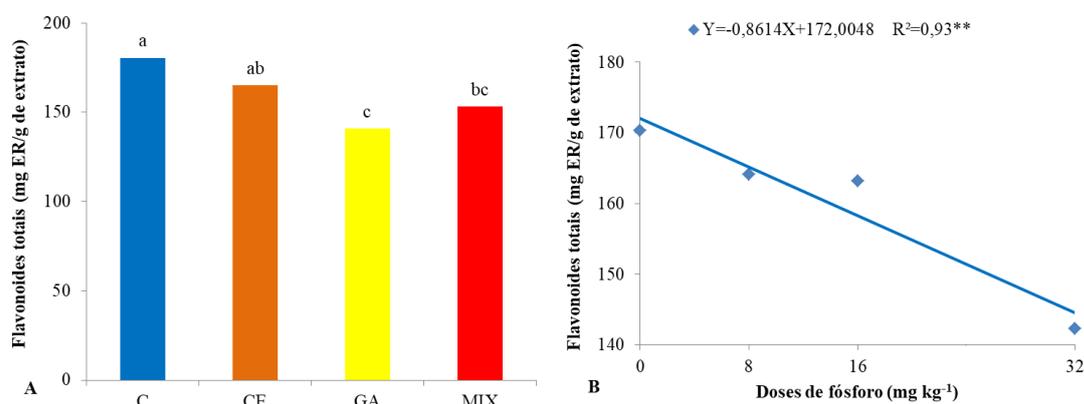
Figura 8 - Concentração de fenóis totais (A) e de taninos totais (B) em mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglomus etunicatum*; GA = *Gigaspora albida* Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), em solo com doses crescentes de fósforo, 70 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; **** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,0001$)



Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

Não houve interação significativa entre os tratamentos de inoculação e as doses de P para a concentração de flavonoides totais (Figura 9A e B). Maior concentração desses compostos foi registrada em plantas não inoculadas e naquelas inoculadas com *C. etunicatum*, que diferiram das plantas inoculadas com *G. albida*, independentemente da dose de P (Figura 9A). A concentração de flavonoides foi reduzida linearmente com o aumento da dose de P no solo, independentemente do tratamento de inoculação (Figura 9B).

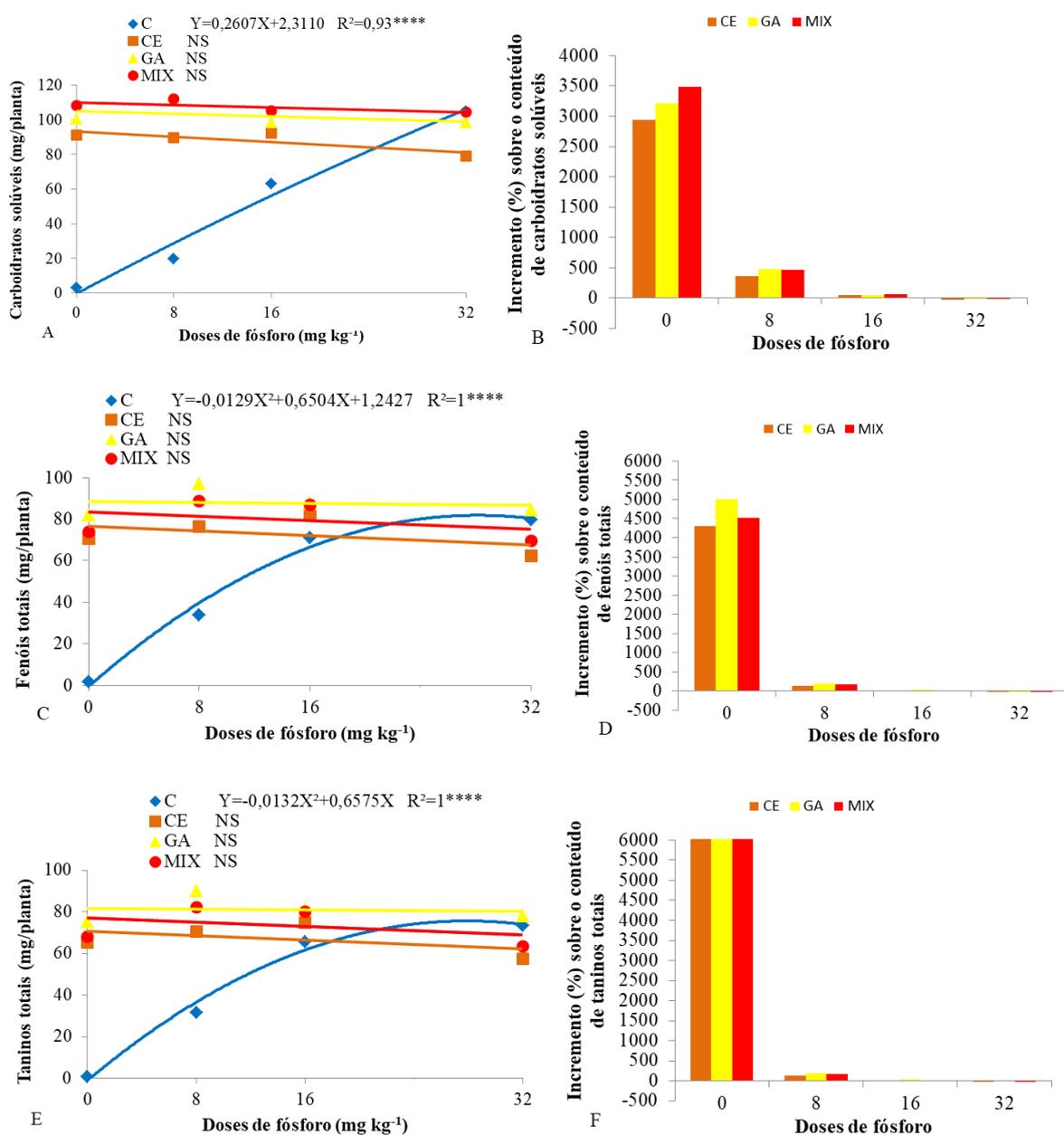
Figura 9 - Concentração de flavonoides totais, independentemente da dose de P (A) (C = controle; CE = *Claroideoglomus etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*; Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*) e independentemente do tratamento de inoculação (B) em mudas de *Mimosa tenuiflora*, 70 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. Barras seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$). ** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,01$)

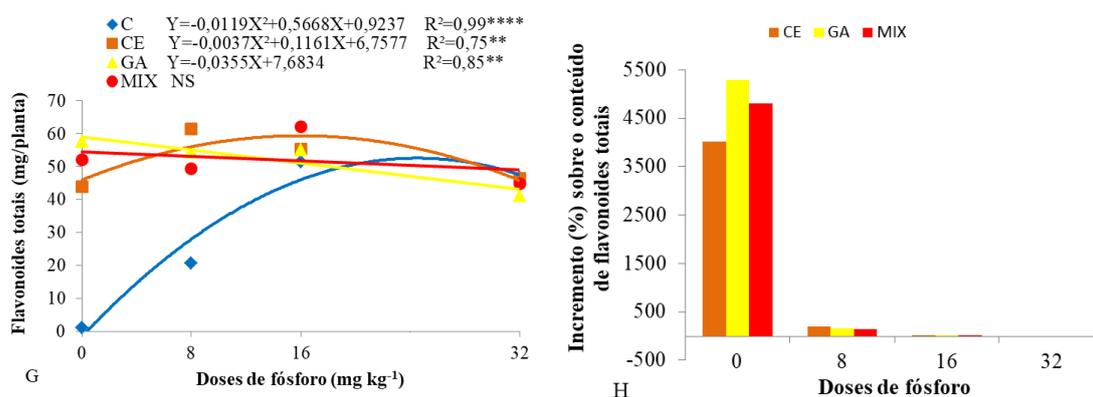


Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

A micorrização promoveu benefícios significativos sobre o crescimento das mudas, o que resultou, na produção de metabólitos (expressa como mg/planta) com incrementos de: 2.946%, 3.219% e 3.481% sobre a produção de carboidratos; 4.307%, 5.014% e 4.527% de fenóis totais; 7.314%, 8.471% e 7.636% de taninos totais; 4.028%, 5.300% e 4.806% de flavonoides totais, promovidos respectivamente por *C. etunicatum*, *G. albida* e MIX na dose P0 (Figura 10A-H). Até a dose P16 foram registrados incrementos proporcionados pela micorrização na produção dos metabólitos. Com o aumento da dose de P a porcentagem de incremento diminuiu e na dose mais alta de P (P32) não houve incremento da produção desses compostos pela inoculação.

Figura 10 - Conteúdo e incremento do conteúdo de carboidratos solúveis (A e B), fenóis totais (C e D), taninos totais (E e F) e flavonoides totais (G e H) em mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida* Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), em solo com doses crescentes de fósforo, 70 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; * = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,05$); ** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,01$); *** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,001$); **** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,0001$)





Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

4.2 DETERMINAÇÃO DA RESPONSABILIDADE DE *E. velutina* À MICORRIZAÇÃO E À ADUBAÇÃO FOSFATADA, E DO EFEITO DOS FMA E DO P SOBRE A PRODUÇÃO DE METABÓLITOS PRIMÁRIOS E SECUNDÁRIOS

Houve interação significativa entre os fatores estudados (FMA x doses de P) para o número de glomerosporos, biomassa fresca aérea, biomassa seca aérea, clorofila *b*, clorofila total, área foliar e concentração de flavonoides. A produção de clorofila *a* e de carboidratos solúveis não foi influenciada pelos fatores testados e as demais variáveis foram afetadas por apenas um dos fatores (Tabela 6).

Tabela 6 - Níveis de significância (valores de *p*) para as variáveis estudadas, considerando os efeitos isolados dos fatores (FMA; doses de P) e a interação FMA x P

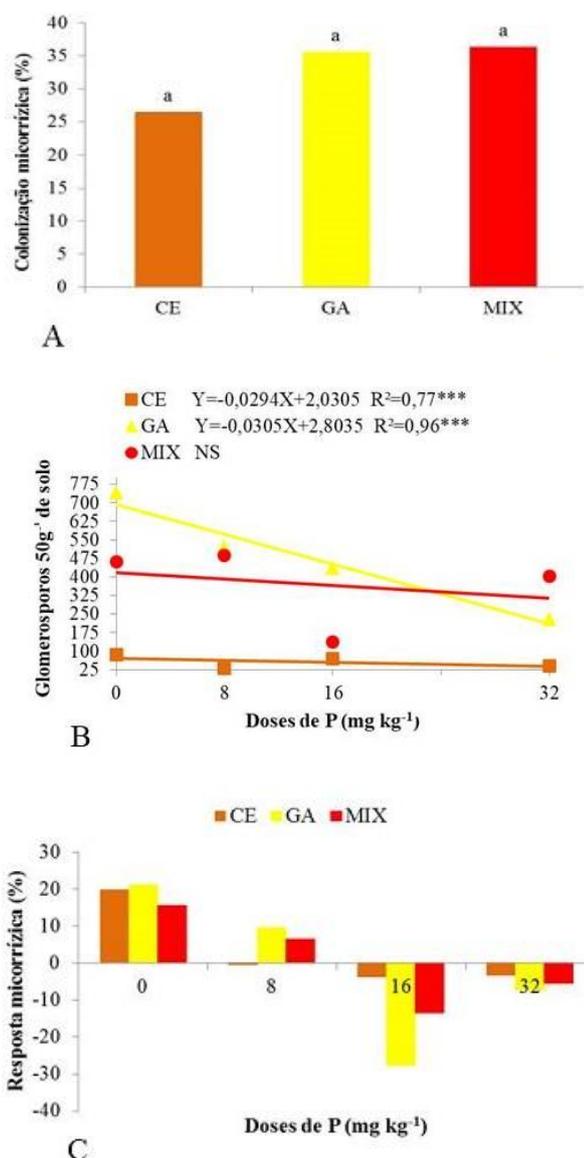
Variável	FMA	P	Interação FMA x P
Colonização micorrízica	*	Ns	Ns
Número de glomerosporos	**	**	*
Altura	**	Ns	Ns
Número de folhas	Ns	*	Ns
Diâmetro do caule	*	Ns	Ns
Biomassa fresca aérea	Ns	**	*
Biomassa fresca radicular	Ns	*	Ns
Biomassa seca aérea	Ns	**	*

Biomassa seca radicular	Ns	*	Ns
Clorofila <i>a</i>	Ns	Ns	Ns
Clorofila <i>b</i>	**	**	**
Clorofila total	Ns	Ns	*
Área foliar	**	**	**
Concentração de fenóis totais	Ns	*	Ns
Concentração de taninos totais	Ns	*	Ns
Concentração de flavonoides totais	Ns	Ns	*
Concentração de carboidratos solúveis	Ns	Ns	Ns

Fonte: Pedone-Bonfim (2018) - *($p < 0,05$); **($p < 0,01$); Ns (não significativo)

As plantas inoculadas apresentaram taxa média de colonização entre 26 e 36%. Plantas associadas a *C. etunicatum* apresentaram-se menos colonizadas que as demais, embora sem diferença significativa. Esse tratamento apresentou os menores valores de esporulação. As doses de P não influenciaram a colonização micorrízica, mas provocaram uma redução linear na produção de glomerosporos na rizosfera de plantas inoculadas com *C. etunicatum* e *G. albida* (Figura 11A e B). A resposta das plantas à inoculação foi baixa em todas as doses de P e variou entre -27,65% e 21,26%, sendo *E. velutina* considerada, nas condições estudadas, marginalmente responsiva à micorrização quando cultivada em solo sem adição de P e não responsiva quando adubada com P (Figura 11C).

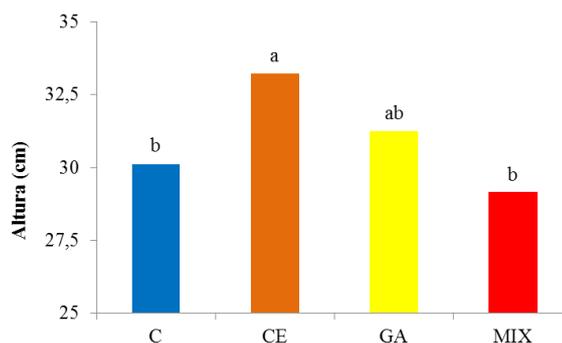
Figura 11 - Colonização micorrízica independentemente das doses de fósforo (A), número de glomerosporos na rizosfera (B) e resposta micorrízica (%) (C) de mudas de *Erythrina velutina* associadas a FMA (CE = *Claroideoglo mus. etunicatum*; GA = *Gigaspora albida* Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), 75 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = não significativo; *** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,001$)



Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

A altura das mudas foi influenciada apenas pela micorrização (Tabela 6) e foi incrementada pela inoculação com *C. etunicatum*, diferindo significativamente dos tratamentos controle e MIX (Figura 12).

Figura 12 - Altura de mudas de *Erythrina velutina* associadas ou não a FMA (C = Controle; CE = *Claroideoglomus etunicatum*; GA = *Gigaspora albida* Mix = *C. etunicatum* + *G.*), independentemente da dose de P, 75 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. Barras seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$)

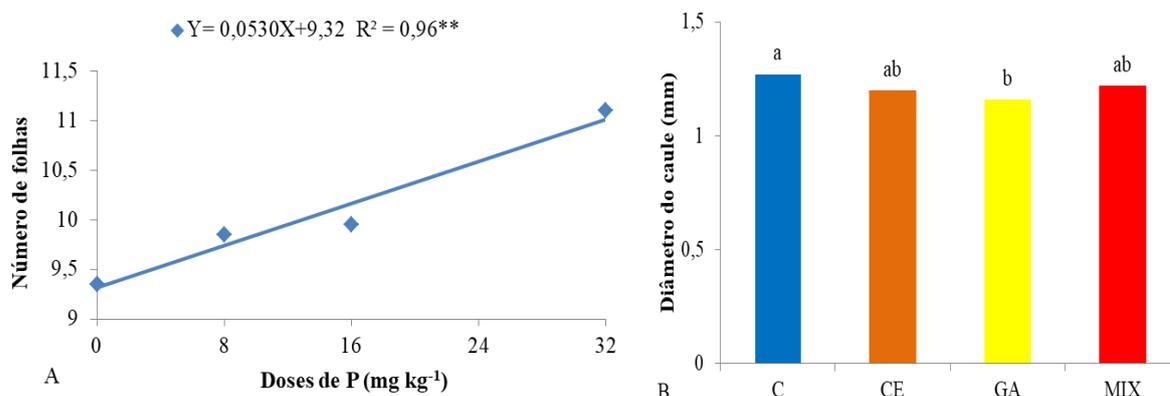


Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

O número de folhas não sofreu influência da inoculação (Tabela 1) e aumentou linearmente com o aumento da dose de P no solo (Figura 13A). Para o diâmetro do caule não houve influência da adição de P, apenas da inoculação micorrízica, sendo maior no tratamento controle (Figura 13B).

Figura 13 - Número de folhas em função de doses crescentes de P (A) e diâmetro do caule em função da inoculação micorrízica (C = Controle; CE = *Claroideoglomus etunicatum*; GA = *G. albida* Mix = *C. etunicatum* + *Gigaspora albida*) (B) em mudas de *Erythrina velutina*, 75 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. Barras seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

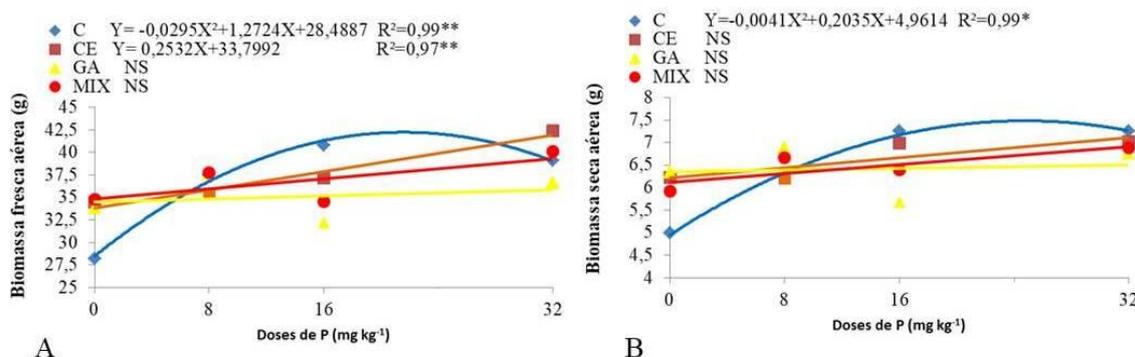
** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,01$)



Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

Em relação à biomassa fresca aérea, as doses de P não influenciaram plantas inoculadas com *G. albida* ou com MIX, e a análise de regressão permitiu calcular o ponto máximo dessa variável na dose estimada de 21,57 mg de P.kg⁻¹ para plantas controle, enquanto plantas inoculadas com *C. etunicatum* apresentaram um comportamento linear crescente em relação as doses de P (Figura 14 A). Para a produção de biomassa seca aérea, a adição de P afetou apenas as plantas não inoculadas e estas alcançaram maior biomassa na dose estimada de 24,82 mg de P.kg⁻¹(Figura 14 B). Na dose de 16 mg de P.kg⁻¹ plantas não inoculadas continham maior biomassa do que plantas micorrizadas, sem diferença estatística nas demais doses testadas (Figura 14 A e B).

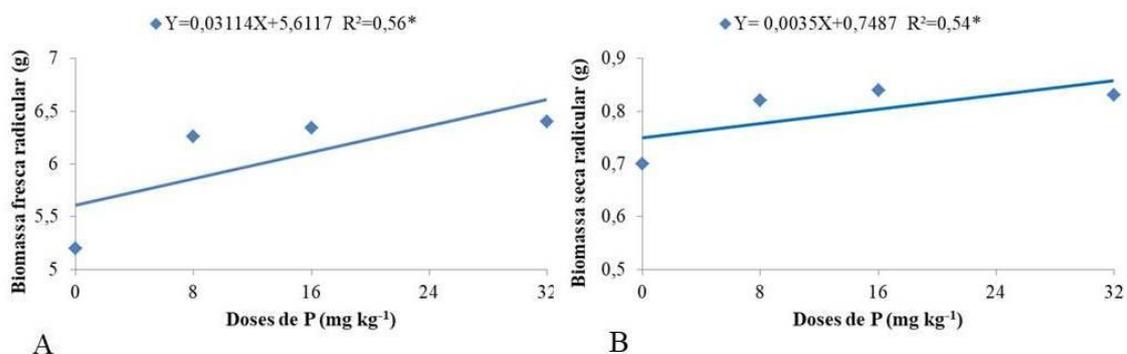
Figura 14 - Biomassa fresca aérea (A) e biomassa seca aérea (B) de mudas de *Erythrina velutina* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglomus etunicatum*; GA = *Gigaspora albida* Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), em solo com doses crescentes de fósforo, 75 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; * = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,05$); ** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,01$)



Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

Para a produção de raízes, *E. velutina* respondeu apenas à adição de fósforo (Tabela 5), com aumento linear na produção de biomassa (fresca e seca) na medida em que se aumentou a dose de P no solo (Figura 15 A e B).

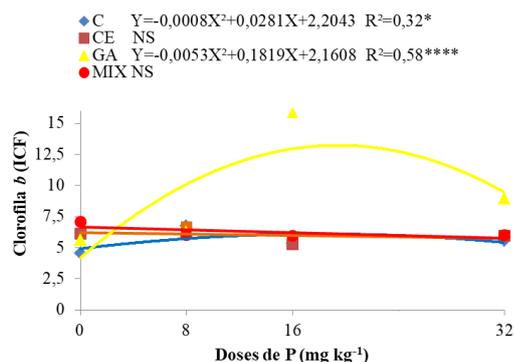
Figura 15 - Biomassa fresca radicular (A) e biomassa seca radicular (B) de mudas de *Erythrina velutina*, independentemente da inoculação micorrízica, cultivadas em solo com doses crescentes de fósforo, 75 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. * = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,05$)



Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

A clorofila *a* não foi influenciada pelos fatores estudados, mas houve interação significativa da inoculação micorrízica e das doses de P para a produção de clorofila *b* e de clorofila total (Tabela 5). A adição de P não afetou a produção de clorofila *b* em mudas inoculadas com *C. etunicatum* e com MIX, enquanto nas mudas inoculadas com *G. albida* e naquelas não inoculadas, houve maior produção dessa variável nas doses estimadas de 17,16 e 17,56 mg de P.kg⁻¹, respectivamente.

Figura 16 - Clorofila *b* de mudas de *Erythrina velutina* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglomus etunicatum*; GA = *Gigaspora albida* Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), em solo com doses crescentes de fósforo, 75 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não s significativo; * = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,05$); **** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,0001$)



Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

A produção de clorofila total foi incrementada pela inoculação micorrízica com *G. albida* e MIX quando as mudas foram cultivadas em solo sem adição de P (P0); a suplementação fosfática não estimulou mais benefícios da simbiose sobre esse parâmetro (Tabela 7).

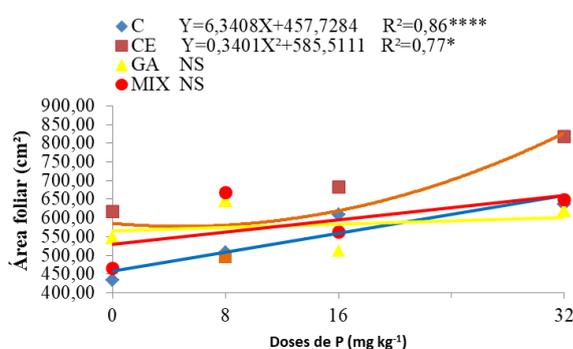
Tabela 7 - Clorofila total de mudas de *Erythrina velutina* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglomus etunicatum*; GA = *Gigaspora albida* Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), em solo com doses crescentes de fósforo, 75 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação

Clorofila total (ICF)				
FMA	0	8	16	32
C	24,06 bB	31,90 aA	26,78 aAB	28,39 aAB
CE	29,18 abA	31,40 aA	26,44 aA	28,81 aA
GA	29,89 aA	29,78 aA	31,70 aA	29,49 aA
MIX	32,92 aA	29,02 aA	29,01 aA	29,32 aA

Fonte: Pedone-Bonfim (2018) - Médias seguidas da mesma letra, minúscula na coluna e maiúscula na linha, não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade

Em geral, maior área foliar foi registrada em mudas inoculadas com *C. etunicatum*. As mudas inoculadas com *G. albida* e com MIX não sofreram influência da adição de P, enquanto aquelas não inoculadas tiveram um aumento linear da área foliar com o aumento das doses de P no solo (Figura 17).

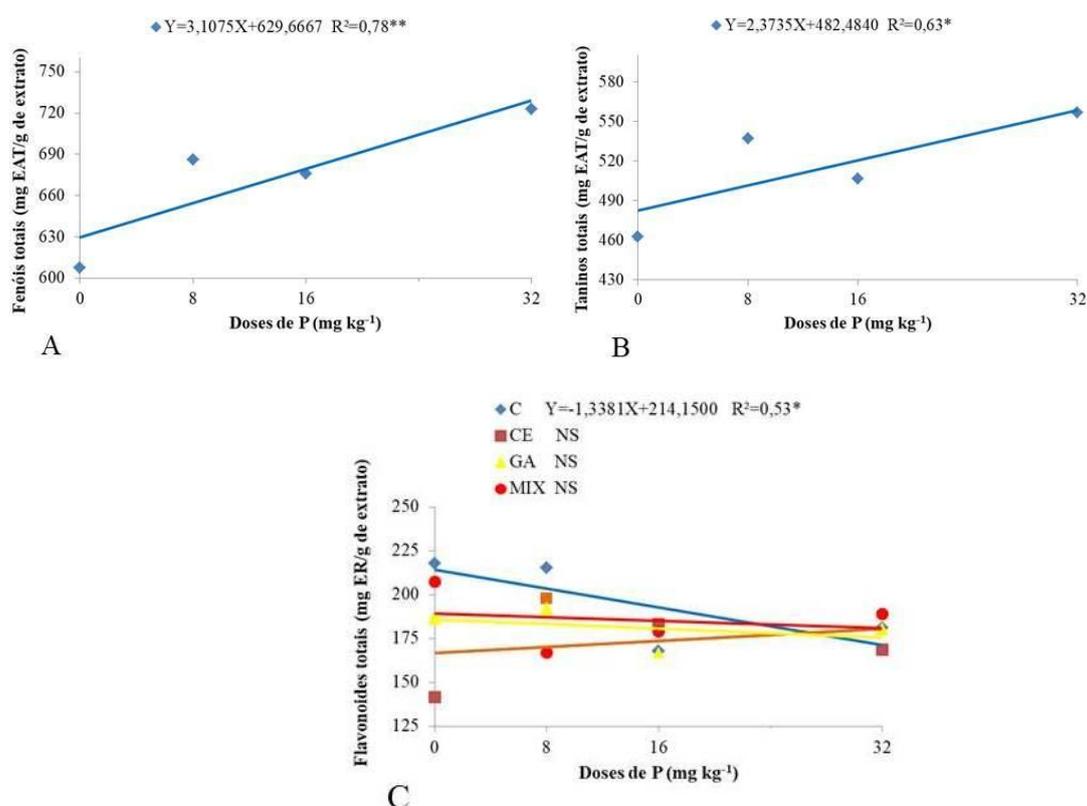
Figura 17 - Área foliar de mudas de *Erythrina velutina* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglomus etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*; Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), em solo com doses crescentes de fósforo, 75 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; * = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,05$); **** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,0001$)



Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

A produção de fenóis totais e de taninos totais sofreu influência apenas da adição de P e aumentou linearmente em função da adubação (Figura 18 A e B). Em relação à produção de flavonoides houve interação significativa entre os fatores testados, porém a adição de P influenciou apenas as plantas não inoculadas, que tiveram uma redução linear na produção, em função das doses de P (Figura 18 C).

Figura 18 - Concentração de fenóis totais (A) e de taninos totais (B), independentemente da inoculação micorrízica, e concentração de flavonoides totais (C) de mudas de *Erythrina velutina* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*; Mix = *C. etunicatum* + *G. albida*), em solo com doses crescentes de fósforo, 75 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. NS = Não significativo; * = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,05$); ** = modelo de regressão significativo ($p \leq 0,01$)



Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

4.3 SELEÇÃO DE SUBSTRATO QUE FAVOREÇA O CRESCIMENTO E A PRODUÇÃO DE METABÓLITOS PRIMÁRIOS E SECUNDÁRIOS FOLIARES EM MUDAS DE *M. tenuiflora*

O substrato contendo húmus de minhoca foi o melhor para todas as variáveis de crescimento analisadas (Tabela 8). Para número de folhas e diâmetro do caule de plantas cultivadas nesse substrato, não houve diferença entre os tratamentos de inoculação, porém para altura, biomassa fresca e seca aérea, a inoculação com *C.*

etunicatum promoveu incrementos de 70,22%, 143,31% e 202,80%, respectivamente, enquanto a inoculação com *G. albida* promoveu incrementos de 51,18, 127,82 e 194,39%, respectivamente. *Gigaspora albida* foi o melhor tratamento de inoculação para incrementar a área foliar das mudas no substrato com húmus (Tabela 8).

Houve incremento da inoculação micorrízica para todos os parâmetros avaliados nas plantas cultivadas com o substrato controle (SN), sem diferença entre as duas espécies de FMA testadas. *Claroideoglossum etunicatum* beneficiou todos os parâmetros de crescimento de plantas cultivadas em substrato com resíduo de acerola madura, e para a maioria das variáveis não apresentou diferença estatística do substrato controle (SN) (Tabela 8).

Tabela 8 - Altura, número de folhas, diâmetro do caule, biomassa fresca e seca aérea e área foliar de mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*), cultivadas em diferentes substratos (AM = areia+vermiculita+5% de resíduo de acerola madura; AV = areia+vermiculita+ 5% de resíduo de acerola verde; H = areia+vermiculita+5% de húmus de minhoca; SN = areia+vermiculita+solução nutritiva), 90 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação.

Variáveis e Tratamentos de inoculação	Substratos			
	AM	AV	H	SN
Altura (cm)				
C	3,34 bC	3,64 aC	21,96 bA	7,92 bB
CE	14,5 aB	4,47 aC	37,38 aA	13,40 aB
GA	4,07 bC	4,32 aC	33,20 aA	15,60 aB
CV (%)	7,7			
Nº de folhas				
C	3,00 bC	4,40 bBC	18,00 aA	7,00 bB
CE	15,00 aB	8,00 aC	20,20 aA	9,40 bC
GA	3,67 bC	5,75 abC	19,00 aA	13,40 aB
CV (%)	20,79			
Diâmetro do caule (cm)				
C	0,44 bC	0,43 bC	2,55 aA	1,05 bB

CE	1,56 aB	0,85 aC	3,20 aA	1,71 aB
GA	0,56 bC	0,55 bC	3,08 aA	1,92 aB
CV (%)	13,08			
Biomassa fresca aérea (g)	AM	AV	H	SN
C	0,03 bC	0,04 aC	2,84 bA	0,38 bB
CE	1,18 aB	0,17 aC	6,91 aA	1,48 aB
GA	0,07 bC	0,07 aC	6,47 aA	1,84 aB
CV (%)	14,63			
Biomassa seca aérea (g)	AM	AV	H	SN
C	0,01 bC	0,02 bC	1,07 bA	0,18 bB
CE	0,56 aB	0,14 aC	3,24 aA	0,62 aB
GA	0,03 bC	0,03 bC	3,15 aA	0,87 aB
CV (%)	14,97			
Área foliar (cm²)	AM	AV	H	SN
C	7,82 bC	13,45 aBC	330,62 bA	69,64 bB
CE	183,12 aB	54,17 aC	447,60 abA	244,49 aB
GA	63,74 bC	59,45 aC	570,42 aA	235,14 aB
CV (%)	24,98			

Fonte: Pedone-Bonfim (2018) - Médias seguidas da mesma letra, minúsculas na coluna e maiúsculas na linha, não diferem pelo teste de Tukey (5 %)

Os fatores estudados não influenciaram a produção de clorofila *a* e de clorofila total (Tabela 9). Em relação à clorofila *b*, mudas cultivadas em substrato adicionado de húmus não foram influenciadas pelos tratamentos de inoculação, mas aquelas cultivadas em substrato controle (A + V + solução nutritiva) apresentaram maior produção dessa variável quando inoculadas com *G. albida* (Tabela 9).

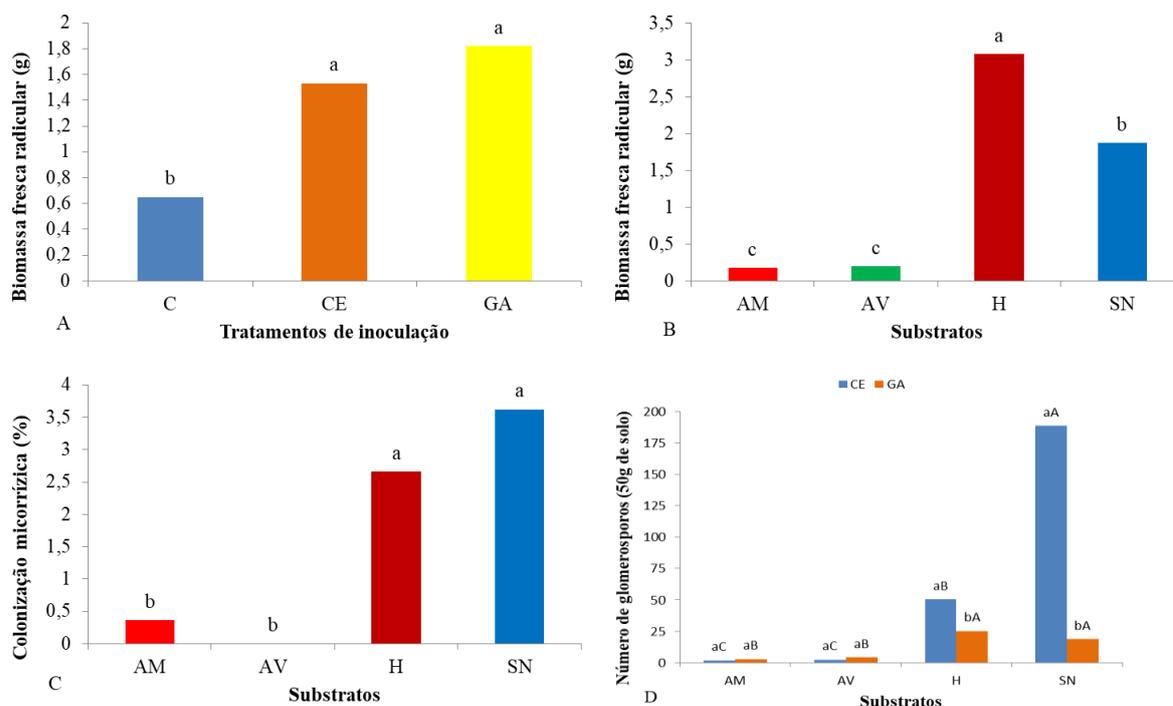
Tabela 9 - Teores de Clorofila *a*, *b* e total de mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*), cultivadas em diferentes substratos (H = areia + vermiculita + 5% de húmus de minhoca; SN = areia + vermiculita + solução nutritiva), 90 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação

Variáveis e Tratamentos de inoculação	Substratos	
	H	SN
Clorofila a (ICF)		
C	24,60 aA	14,22 aA
CE	18,30 aA	29,68 aA
GA	17,88 aA	24,40 aA
CV (%)	21,19	
Clorofila b (ICF)		
C	7,94 aA	3,64 bB
CE	8,26 aA	7,48 abA
GA	5,78 aB	12,86 aA
CV (%)	24,33	
Clorofila total (ICF)		
C	32,54 aA	17,86 aA
CE	26,56 aA	37,16 aA
GA	23,66 aA	37,26 aA
CV (%)	17,26	

Fonte: Pedone-Bonfim (2018) - Médias seguidas da mesma letra, minúsculas na coluna e maiúsculas na linha, não diferem pelo teste de Tukey (5 %).

Não houve interação significativa entre os fatores estudados para a produção de biomassa fresca radicular das mudas e para a colonização micorrízica. Maior produção de raízes frescas foi observada em plantas micorrizadas, independentemente do substrato de cultivo, e maior colonização micorrízica e produção de raízes frescas foram registradas nos substratos à base de húmus de minhoca e de solução nutritiva (substrato controle), independentemente do tratamento de inoculação (Figura 19A, B e C). Maior produção de glomerosporos foi registrada na rizosfera de plantas inoculadas com *C. etunicatum* no substrato controle (A+V+ solução nutritiva) (Figura 19 D).

Figura 19 - Biomassa fresca radicular independentemente do substrato (A) e dos tratamentos de inoculação (B), colonização micorrízica independentemente dos tratamentos de inoculação (C) e número de glomerosporos (D) na rizosfera de mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglomus etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*), cultivadas em diferentes substratos (AM = areia + vermiculita + 5% de resíduo de acerola madura; AV = areia + vermiculita + 5% de resíduo de acerola verde; H = areia + vermiculita + 5% de húmus de minhoca; SN = areia + vermiculita + solução nutritiva), 90 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. Barras seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$). Letras minúsculas comparam tratamentos de inoculação e letras maiúsculas comparam substratos



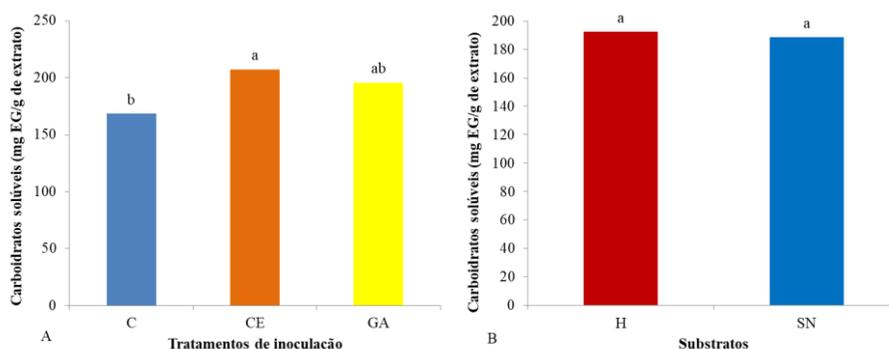
Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

Os substratos adicionados de resíduos de acerola madura ou verde foram inadequados para o crescimento das mudas em todos os tratamentos de inoculação, com exceção daquelas inoculadas com *C. etunicatum* e cultivadas no substrato contendo acerola madura (Tabela 8).

Não houve interação significativa entre os fatores estudados para a produção de carboidratos solúveis e o substrato de cultivo não influenciou essa variável. Plantas inoculadas com *G. albida* não diferiram estatisticamente de plantas controle

na produção desse metabólito, mas aquelas inoculadas com *C. etunicatum* produziram 23% mais carboidratos do que plantas não inoculadas, independentemente do substrato de cultivo (Figura 20A e B).

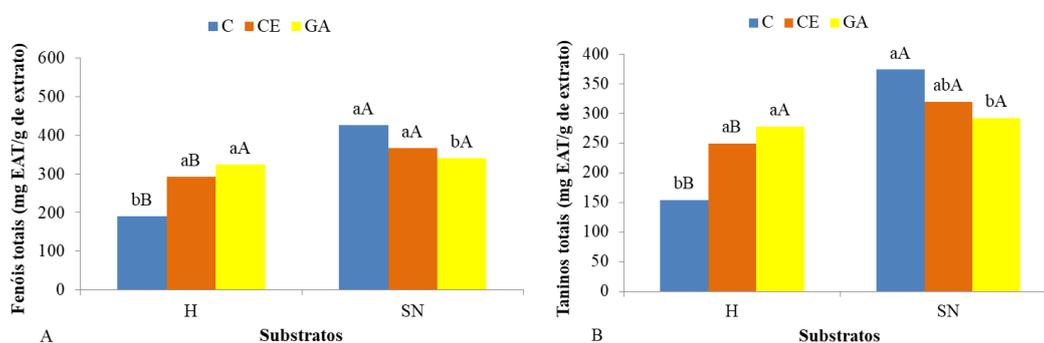
Figura 20 - Concentração de carboidratos solúveis foliares independentemente do substrato (A) e do tratamento de inoculação (B) de mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglomus etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*), cultivadas em diferentes substratos (H = areia + vermiculita + 5% de húmus de minhoca; SN = areia + vermiculita + solução nutritiva), 90 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. Barras seguidas da mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).



Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

Em relação à produção de fenóis totais e de taninos totais, plantas cultivadas em substrato à base de húmus apresentaram maior produção desses metabólitos quando inoculadas com *C. etunicatum* ou *G. albida*. Quando cultivadas no substrato controle, não foi detectada diferença entre as plantas não inoculadas e aquelas associadas com *C. etunicatum*, com a produção sendo reduzida em plantas inoculadas com *G. albida*. O substrato controle foi melhor para a produção desses metabólitos, em relação ao substrato à base de húmus, sem diferença entre os substratos para plantas inoculadas com *G. albida* (Figura 21 A e B).

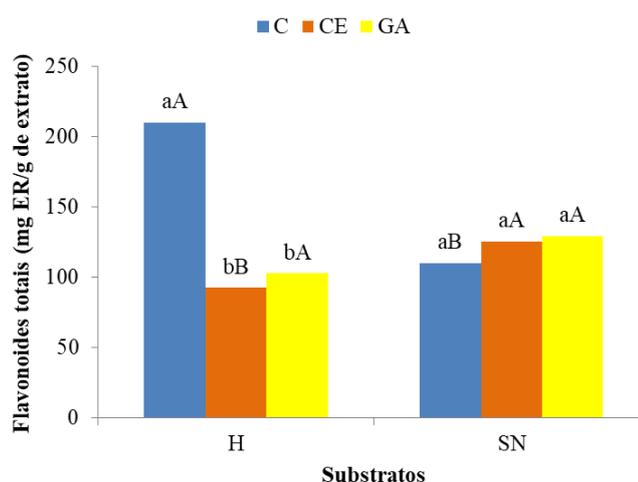
Figura 21 - Concentração de fenóis totais (A) e de taninos totais (B) foliares de mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglo mus etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*), cultivadas em diferentes substratos (H = areia + vermiculita + 5% de húmus de minhoca; SN = areia + vermiculita + solução nutritiva), 90 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. Letras minúsculas comparam os tratamentos de inoculação e letras maiúsculas comparam os substratos



Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

A produção de flavonoides totais foi reduzida em plantas micorrizadas cultivadas em substrato à base de húmus, e não diferiu estatisticamente entre os tratamentos de inoculação em plantas cultivadas no substrato controle (Figura 22).

Figura 22 - Concentração de flavonoides totais foliares de mudas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglomus etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*), cultivadas em diferentes substratos (H = areia + vermiculita + 5% de húmus de minhoca; SN = areia + vermiculita + solução nutritiva), 90 dias após a inoculação e cultivo em casa de vegetação. Letras minúsculas comparam os tratamentos de inoculação e letras maiúsculas comparam os substratos



Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

4.4 BENEFÍCIOS DA MICORRIZAÇÃO DE *M. tenuiflora* EM CONDIÇÕES DE CAMPO

Em condições de campo, a inoculação micorrízica não influenciou algumas variáveis como os teores de clorofila *a*, *b* e total, a produção de taninos totais e de flavonoides totais, a colonização micorrízica das plantas e o número de glomerosporos na rizosfera (Tabela 10).

Tabela 10 - Níveis de significância (valores de *p*) para as variáveis estudadas, considerando os efeitos dos FMA

Variável	Efeito do FMA
Altura	**
Diâmetro do caule	** (até 90 DAT) Ns (180 DAT)
Clorofila <i>a</i>	Ns
Clorofila <i>b</i>	Ns

Clorofila total	Ns
Concentração de carboidratos solúveis	Ns (90 DAT) e * (180 DAT)
Concentração de fenóis totais	* (90 DAT) e Ns (180 DAT)
Concentração de taninos totais	Ns
Concentração de flavonoides totais	Ns
Colonização micorrízica	Ns
Número de glomerosporos	Ns

Fonte: Pedone-Bonfim (2018) - *($p < 0,05$); **($p < 0,01$); Ns (não significativo); DAT = dias após o transplântio

As plantas inoculadas com *G. albida* alcançaram a altura de transplântio (0,20 m) aos 75 dias de crescimento (dados não mostrados) e os benefícios proporcionados pelo fungo foram mantidos para a altura das plantas até os 90 dias após o transplântio (DAT), quando não foi mais possível avaliar esse parâmetro (Tabela 11). Em relação ao diâmetro do caule, plantas inoculadas com *G. albida* mostraram maior diâmetro em relação aos outros tratamentos e esse incremento foi mantido até os 90 DAT (Tabela 11).

Tabela 11 - Altura e diâmetro do caule de plantas de *Mimosa tenuiflora* associadas ou não a FMA (C = controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*), durante 180 dias após o transplântio para o campo

Tratamento	15 DAT	30 DAT	45 DAT	60 DAT	75 DAT	90 DAT	180 DAT
Altura (cm)							
C	20,98 b	30,79 b	38,83 b	70,75 b	98,37 b	137,10 b	-
CE	21,43 b	31,92 b	45,75 b	70,50 b	96,25 b	125,42 b	-
GA	43,29 a	56,04 a	67,92 a	99,83 a	127,66 a	162,61 a	-
CV (%)	12,88	21,25	27,72	29,26	25,3	16,85	-
Diâmetro do caule (mm)							
C	2,41 b	3,70 b	6,50 b	9,66 b	13,22 b	18,04 b	44,10 a
CE	2,56 b	4,13 b	6,56 b	10,69 b	13,93 b	19,05 b	50,05 a
GA	4,69 a	7,60 a	10,75 a	16,22 a	20,84 a	26,54 a	53,45 a
CV (%)	10,68	18,31	17,1	19,36	17,89	17,55	24,53

Fonte: Pedone-Bonfim (2018) - Médias seguidas da mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Maior produção de fenóis totais foi registrada em plantas inoculadas com *G. albida* aos 90 dias; aos 180 dias não foi observada diferença entre os tratamentos de inoculação em relação a essa variável (Tabela 12). Em relação à produção de carboidratos solúveis, não houve influência da inoculação aos 90 dias, mas aos 180 dias maior produção foi quantificada nas plantas controle e naquelas inoculadas com *G. albida* (Tabela 12).

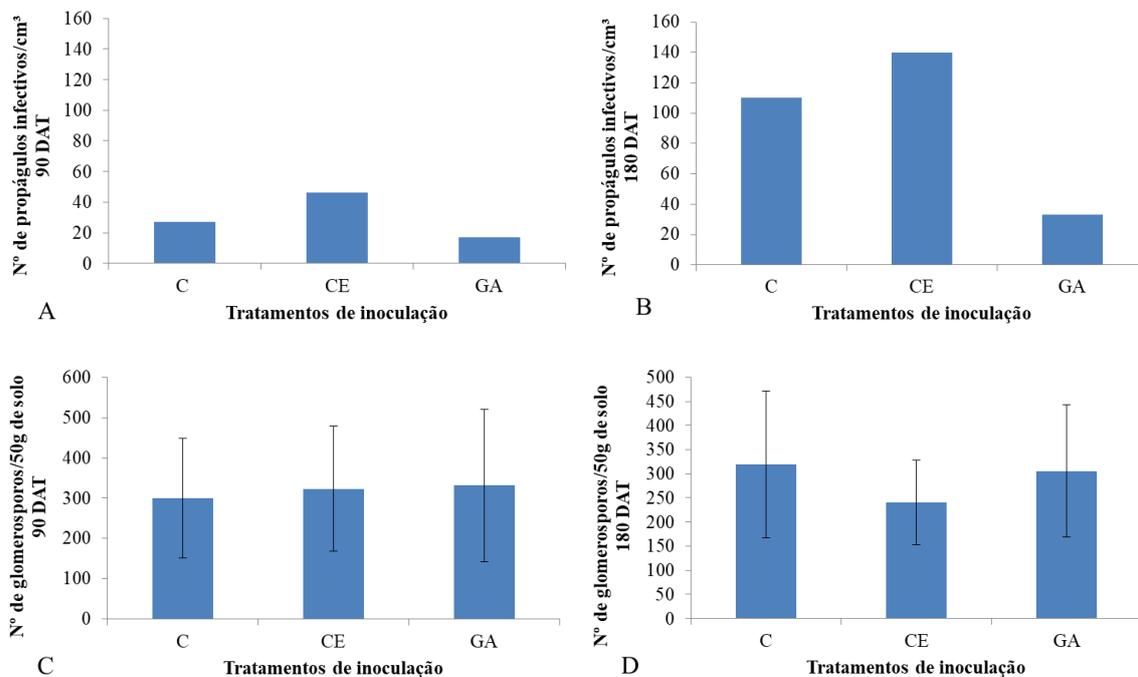
Tabela 12 - Concentração de fenóis totais e de carboidratos solúveis das folhas de *Mimosa tenuiflora* inoculada ou não com FMA (C = controle; CE = *Claroideoglossum etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*), 90 e 180 dias após o transplante para o campo

Tratamento	90 DAT	180 DAT
Fenóis totais (mg de EAT /g de extrato)		
C	175,94 ab	186,56 a
CE	154,56 b	197,25 a
GA	181,22 a	196,52 a
CV(%)		
Carboidratos solúveis (mg de EG /g de extrato)		
C	117,41 a	185,41 a
CE	107,08 a	161,08 b
GA	108,63 a	165,02 ab
CV(%)	26,47	14,02

Fonte: Pedone-Bonfim (2018) - Médias seguidas da mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Antes do transplante, a área experimental apresentava NMP de propágulos infectivos de 6,28/cm³. Aos 90 e 180 dias do transplante o NMP de propágulos infectivos foi maior na rizosfera de plantas inoculadas com *C. etunicatum*, seguido de plantas controle (Figura 23 A e B), sem diferença estatística para o número de glomerosporos (Figura 23 C e D). Ao comparar os valores de NMP nos dois períodos avaliados (90 e 180 DAT), observa-se um aumento de quatro vezes na rizosfera do tratamento controle, três vezes no tratamento inoculado com *C. etunicatum* e 1,9 vezes naquele com *G. albida* (Figura 23).

Figura 23 - Número mais provável (NMP) de propágulos infectivos de FMA e número de glomerosporos na rizosfera de *Mimosa tenuiflora* inoculada ou não com FMA (C = controle; CE = *Claroideoglobus etunicatum*; GA = *Gigaspora albida*), 90 (A e C) e 180 (B e D) dias após o transplante para o campo



Fonte: Pedone-Bonfim (2018)

5 DISCUSSÃO

5.1 DETERMINAÇÃO DA RESPONSABILIDADE DE *M. tenuiflora* À MICORRIZAÇÃO E À ADUBAÇÃO FOSFATADA, E DO EFEITO DOS FMA E DO P SOBRE A PRODUÇÃO DE METABÓLITOS PRIMÁRIOS E SECUNDÁRIOS

De modo geral, as plantas associadas aos FMA apresentaram maior desenvolvimento do que as não micorrizadas. Por exemplo, mudas cultivadas em solo sem adição de P e inoculadas com *G. albida* ou com o MIX tiveram crescimento (altura, número de folhas e diâmetro do caule) equivalente ao de mudas que receberam a maior dose de P, evidenciando que a inoculação micorrízica tem efeito similar ou é mais eficiente do que a adubação fosfatada em promover o desenvolvimento inicial de *M. tenuiflora*, e assim constitui alternativa efetiva para redução do uso de fertilizantes químicos na produção de mudas.

O presente estudo confirma os resultados de Teixeira-Rios; Oliveira e Yano-Melo (2016), mostrando que *M. tenuiflora* é responsiva e se beneficia da micorrização. Além disso, *M. tenuiflora* é uma importante planta hospedeira para comunidades de FMA. Sua rizosfera inclui espécies de *Acaulospora*, *Claroideoglossum*, *Dentiscutata*, *Gigaspora*, *Glomus*, *Funneliformis*, *Rhizoglossum* e *Scutellospora* (SOUZA et al., 2016). Benefícios da simbiose micorrízica foram registrados também para outras espécies de *Mimosa* (MELLO; SILVA; SAGGIN JÚNIOR, 2012; MENDES et al., 2013; OLIVEIRA; ALIXANDRE, 2013).

Contrário aos nossos resultados, Silva e Silva (2017) não registraram benefícios da inoculação com isolados de *G. albida*, *C. etunicatum* e *Acaulospora longula* sobre o crescimento de plantas de *M. tenuiflora*. Porém, no referido trabalho, mesmo as plantas não inoculadas estavam colonizadas, impossibilitando concluir se os FMA tiveram ou não influência sobre as variáveis analisadas; também é possível que a ação dos FMA nativos não tenha diferido da observada em relação aos tratamentos inoculados. Em outro estudo, em solo contaminado com chumbo, o crescimento de *M. tenuiflora* também não foi melhorado pela micorrização, mas nesse caso a presença do metal reduziu a colonização micorrízica, prejudicando a associação (GATTAI et al., 2011).

O fato de plantas inoculadas com *G. albida* na dose natural de P no solo, apresentarem biomassa fresca e seca aérea cerca de 30 vezes maior do que plantas não inoculadas, com valores iguais aos registrados nas plantas não inoculadas, na maior dose de P (P32), mostra que a inoculação com FMA pode ser utilizada na produção de mudas de *M. tenuiflora* em solo com baixos níveis de P, sem necessidade de adubação fosfatada. Com o aumento da dose de P no solo os benefícios da simbiose foram reduzidos e plantas não inoculadas cultivadas na dose P32 alcançaram a mesma biomassa de plantas micorrizadas. Em outros estudos com plantas nativas da Caatinga também se observou que maiores benefícios da associação são obtidos em solos com baixa disponibilidade de P (OLIVEIRA; ALIXANDRE, 2013; OLIVEIRA et al., 2015a; PEDONE-BONFIM et al. 2018; SILVA et al., 2015b; TEIXEIRA-RIOS; OLIVEIRA; YANO-MELO, 2016).

Confirmou-se neste estudo que a alta fertilidade do solo interfere negativamente na colonização micorrízica e na esporulação de algumas espécies de FMA (MACHINESKI; BALOTA; SOUZA, 2011; OLIVEIRA et al., 2015a; TEIXEIRA-RIOS; OLIVEIRA; YANO-MELO, 2016). Em solo sem adição de P, *C. etunicatum* foi menos eficiente do que *G. albida* e MIX na colonização e na promoção de crescimento das plantas, considerando a maioria das variáveis analisadas. Porém, com a suplementação fosfática sua eficiência se equiparou a dos outros tratamentos. Os fungos possuem diferentes estratégias de vida e adições moderadas de P podem favorecer o efeito do fungo sobre a nutrição e o crescimento da planta (CARDOSO et al., 2010).

Além de melhorar o crescimento vegetal, a simbiose micorrízica elevou os teores de clorofilas *a*, *b* e total nas folhas de *M. tenuiflora* e promoveu incrementos significativos na área foliar nas menores doses de P (P0 e P8), indicando maior desempenho fotossintético em plantas micorrizadas. Benefícios da micorrização sobre os teores de clorofila foram registrados para outras espécies como *Coffea arabica* L. (TRISTÃO; ANDRADE; SILVEIRA, 2006), *Lactuca sativa* L. (BASLAM et al., 2013a) e *Coriandrum sativum* L. (OLIVEIRA et al., 2016). As plantas não micorrizadas responderam à adição de P para produção de área foliar, mas foi necessária a adição de 16 mg.kg⁻¹ de P para alcançarem a mesma área foliar de plantas micorrizadas, em solo sem adição de P. Mudanças micorrizadas de *Jatropha curcas* (BALOTA et al., 2011) e de *Schinopsis brasiliensis* (OLIVEIRA et al., 2015a) também apresentaram maior área foliar quando cultivadas em baixas doses de P.

Maior área foliar implica em melhor interceptação de luz e maior taxa de fotossíntese e crescimento (BALOTA et al., 2011).

O efeito aparentemente negativo da simbiose, nas doses mais baixas de P, sobre a produção de metabólitos primários e secundários provavelmente é consequência do efeito de diluição, pois a inoculação promoveu maior altura e maior biomassa seca aérea em relação às plantas não micorrizadas. Similarmente, a concentração de flavonoides foi maior nas plantas não micorrizadas, as quais apresentaram menor crescimento. Quando a taxa de crescimento vegetal é alta, a produção de compostos fenólicos pode ser reduzida pela escassez de substrato, havendo uma correlação negativa entre a produção de fenóis totais e a taxa de crescimento (LATTANZIO et al., 2009). Entretanto, a simbiose afetou positivamente o conteúdo de todos os metabólitos analisados por aumentar a biomassa vegetal. Quando o objetivo é produzir matéria prima para a indústria de fitoterápicos, é mais vantajoso aumentar o conteúdo e produtividade por hectare do que aumentar apenas a concentração de metabólitos em plantas individuais (WELLING et al., 2016).

Efeito positivo da simbiose sobre o conteúdo de carboidratos solúveis, fenóis totais, flavonoides totais e proteínas totais em *M. urundeuva* foi também relatado por Oliveira et al. (2013). Outros estudos demonstraram o potencial dos FMA em promover incrementos de compostos fenólicos em plantas medicinais tanto em concentração quanto em conteúdo (CECCARELLI et al., 2010; OLIVEIRA; PINHEIRO; SILVA, 2015; PEDONE-BONFIM et al., 2013). As espécies de FMA variam na efetividade e influenciam diferentemente a produção de metabólitos (KAPOOR; GIRI; MUKERJI, 2002a, 2002b), além de apresentarem efeito positivo dependente do genótipo vegetal (KHAOSAAD et al., 2006) e do órgão da planta avaliado (ZUBEK et al., 2010).

Os resultados deste estudo sugerem que os efeitos dos FMA sobre o metabolismo vegetal podem ter sido mediados apenas pela melhor absorção de nutrientes como o P. Efeitos apenas da nutrição de P sobre a produção de fenóis totais e de ácido rosmarínico em *Salvia officinalis*, e de óleo essencial em *Foeniculum vulgare* foram registrados por outros autores (KAPOOR; GIRI; MUKERJI, 2004; NELL et al., 2009).

Constatou-se que mudas de *M. tenuiflora* são responsivas e se beneficiam da micorrização principalmente em solo com baixa concentração de fósforo, e a

inoculação, especialmente com *Gigaspora albida*, promove benefícios para o crescimento inicial e para o conteúdo de metabólitos secundários de interesse medicinal, podendo ser empregada em substituição à adubação fosfatada.

5.2 DETERMINAÇÃO DA RESPONSABILIDADE DE *E. velutina* À MICORRIZAÇÃO E À ADUBAÇÃO FOSFATADA, E DO EFEITO DOS FMA E DO P SOBRE A PRODUÇÃO DE METABÓLITOS PRIMÁRIOS E SECUNDÁRIOS

Os isolados de FMA utilizados nesse estudo colonizaram as mudas de *E. velutina* (média de 26-36%) e os valores podem ser considerados altos se comparados aos encontrados por Gattai et al. (2011), que registraram 1,5% de colonização micorrízica em mudas dessa espécie cultivadas em solo natural e em solo contaminado por chumbo. No entanto, apesar da maior colonização observada no presente trabalho, a micorrização beneficiou apenas o crescimento em altura, área foliar e a produção de clorofila total. Leite et al. (2014) também estudaram o efeito da inoculação micorrízica (mix de FMA nativos) e da adição de doses de P sobre o crescimento inicial de *E. velutina* e não registraram benefícios até 98 dias após a semeadura.

A ausência de resposta à inoculação micorrízica pode estar relacionada à massa das sementes dessa espécie, que proporciona reserva nutricional suficiente para promover o crescimento inicial das mudas (PASQUALINI; UHLMANN; STÜRMER, 2007) e/ou ao grupo sucessional ao qual a espécie pertence (secundária inicial) (SANTANA; SILVA; SILVA, 2009). De acordo com estudos realizados em ecossistemas brasileiros, espécies secundárias são menos responsivas à micorrização (PASQUALINI; UHLMANN; STÜRMER, 2007; ZANGARO et al., 2007), apresentam reduzida intensidade de colonização e menor número de esporos de FMA na rizosfera em relação a espécies de sucessão inicial (ZANGARO et al., 2012).

A associação com *C. etunicatum* promoveu benefícios para a altura e a área foliar das mudas, reforçando as evidências de que os FMA apresentam diversidade funcional e variação na eficiência em promover benefícios ao hospedeiro (POUYU-ROJAS; SIQUEIRA; SANTOS, 2006).

Da mesma forma que observado para CE, houve clara evidência da diversidade funcional quando observado o incremento na clorofila total pela inoculação com *G. albida* apenas em solo sem adição de P. Há registros da eficiência de isolados de *G. albida* em promover incrementos no teor de clorofila total em mudas de *Libidibia ferrea* (SILVA; SILVA; MAIA, 2014) e de *Amburana cearensis* (OLIVEIRA et al., 2015b) em solo com 12,68 mg P dm³ solo.

O diâmetro do caule é um importante indicador de qualidade de mudas porque está relacionado à sobrevivência e crescimento das plantas em campo (BALOTA et al., 2011). No presente estudo esse parâmetro não foi beneficiado pelos tratamentos de inoculação. Entretanto, Gattai et al. (2011) observaram incrementos de mais de 50% no diâmetro do caule de mudas de *E. velutina* associadas a fungos micorrízicos, o que indica que combinações planta-FMA mais eficientes podem maximizar os benefícios da simbiose.

O número de folhas e a produção de raízes não foram influenciados pela inoculação, mas aumentaram linearmente em relação à adição de P. A inoculação micorrízica também não influenciou o crescimento de *E. velutina* em outro estudo, com a maioria das variáveis apresentando modelo linear, sendo a dose de 200 mg P.kg⁻¹ considerada a mais eficiente para a produção de mudas (LEITE et al., 2014).

No presente trabalho, a dose estimada de P que promoveu maior biomassa seca aérea no tratamento controle foi 24,82 mg.kg⁻¹ e a biomassa de plantas micorrizadas não foi influenciada pela adição de P. Esses resultados indicam ausência de sinergismo no uso conjunto de adubação fosfatada e FMA para a produção de biomassa seca aérea de mudas de *E. velutina*.

A produção de fenóis totais e taninos totais, compostos secundários que possuem uma variedade de efeitos biológicos, pode ser incrementada em plantas de *E. velutina* apenas com a adubação fosfatada, sendo desnecessária a inoculação com FMA. A produção desses tipos de metabólitos em mudas de *L. ferrea* também não foi influenciada pela micorrização (SILVA; SILVA; MAIA, 2014) que, no entanto, foi eficiente em incrementar a produção desses compostos em mudas de outras espécies nativas brasileiras, como *Anadenanthera colubrina* (PEDONE-BONFIM et al., 2013), *A. cearensis* (OLIVEIRA et al., 2015b) e *Inga vera* (LIMA; CAMPOS; SILVA, 2015).

Para a produção de flavonoides, tanto a adubação como a inoculação micorrízica mostraram-se desnecessárias, pois a adubação provocou redução linear,

e a inoculação com *C. etunicatum* causou redução desse metabólito em plantas cultivadas sem adição de P. Redução de flavonoides em função da associação micorrízica também foi observada em folhas de *Salvia officinalis* (GENEVA et al., 2010) e em parte aérea e raízes de *Lolium multiflorum* (PONCE et al., 2009). Contudo, diversos autores mostraram o potencial dos FMA em incrementar a produção de flavonoides em outras espécies vegetais (BASLAM; GARMENDIA; GOICOECHEA, 2011; CASTELLANOS-MORALES et al., 2010; LIMA; CAMPOS; SILVA, 2015; OLIVEIRA; PINHEIRO; SILVA, 2015; SILVA; SILVA; MAIA, 2014). Os mecanismos utilizados pelo fungo para alterar o metabolismo secundário das plantas não estão totalmente esclarecidos (TOUSSAINT, 2007), mas uma espécie de FMA pode incrementar ou reduzir a produção de metabólitos secundários, dependendo da espécie vegetal associada, como observado para *Rhizoglyphus intraradices* em associação com *Ocimum basilicum* (TOUSSAINT; SMITH; SMITH, 2007) e com *S. officinalis* (GENEVA et al., 2010).

Portanto, a inoculação micorrízica com *G. albida* e/ou *C. etunicatum* contribui para crescimento de mudas de *E. velutina* apenas em relação à altura, incrementando também alguns parâmetros fisiológicos, como o teor de clorofila e a área foliar, sendo os benefícios dependentes do FMA utilizado e da dose de P. *Erythrina velutina* tem o crescimento e a produção de fenóis totais e de taninos totais beneficiados pela adição de P, sendo mais responsiva à adubação fosfatada do que à micorrização. Esses resultados constituem subsídios para entendimento da relação FMA e plantas de interesse, e apontam para a continuidade de estudos visando a definição de estratégias para maximizar os benefícios da simbiose micorrízica em plantas de *E. velutina*.

5.3 SELEÇÃO DE SUBSTRATO PARA INCREMENTO DO CRESCIMENTO E DA PRODUÇÃO DE METABÓLITOS PRIMÁRIOS E SECUNDÁRIOS FOLIARES EM MUDAS DE *M. tenuiflora*

Dentre os substratos testados neste estudo, aquele adicionado de húmus de minhoca promoveu maior desenvolvimento das mudas, seguido pelo substrato controle (A + V + Solução nutritiva).

O substrato adicionado de húmus apresentou valores de pH próximo da neutralidade, condutividade elétrica dentro dos níveis desejáveis ($0,88 \text{ dS.cm}^{-1}$) e valores adequados de CTC (Tabela 4). Além disso, esse substrato forneceu os nutrientes necessários ao crescimento das mudas e, provavelmente, possibilitou maior disponibilidade hídrica, juntamente com a vermiculita. A quantidade de P ($29,95 \text{ mg.dm}^{-3}$) presente em sua constituição não foi prejudicial para a colonização micorrízica, visto que não houve diferença estatística entre a colonização de plantas cultivadas nesse substrato e aquelas cultivadas no substrato controle, que tinha quantidade de P adequada para o desenvolvimento da simbiose (SILVA et al., 2005; SILVA; YANO-MELO; MAIA, 2007).

O húmus de minhoca, como constituinte de substrato, também foi adequado para a produção de mudas de mamoeiro (ARAÚJO et al., 2013), tamarindeiro (GÓES et al., 2011) e gravioleira (OKUMURA et al., 2008), proporcionando melhores resultados em relação a outros compostos testados. Esse composto orgânico constitui um substrato favorável ao cultivo porque é rico em nutrientes como nitrogênio, fósforo, potássio e magnésio (ARAÚJO et al., 2013). Por outro lado, concentrações de húmus superiores a 20% (v/v), embora possam favorecer o crescimento das plantas, podem ser prejudiciais à formação de propágulos de FMA e à colonização micorrízica (SILVA et al., 2006), indicando a escolha de doses parcimoniosas.

Os substratos constituídos de resíduos de acerola madura ou verde não foram adequados para o desenvolvimento das plantas neste estudo. Esses substratos alternativos apresentam boas características físicas para serem utilizados na produção de mudas, como densidade de partículas, densidade global e porosidade total, mas apresentam baixo valor de pH, o que influencia negativamente a disponibilidade de nutrientes e está relacionado a desequilíbrios fisiológicos da planta (FARIAS et al., 2012).

A inoculação micorrízica das plantas foi eficiente em incrementar a concentração de carboidratos solúveis, independentemente do substrato utilizado, e para incrementar as concentrações de fenóis totais e de taninos totais das plantas cultivadas em substrato constituído de húmus de minhoca, confirmando dados da literatura que apontam os benefícios da simbiose para melhoria da fitomassa de plantas medicinais (PEDONE-BONFIM; SILVA; MAIA, 2015; PEDONE-BONFIM et al., 2018; ZENG et al., 2013). Esses incrementos na produção de metabólitos

secundários podem ser atribuídos à melhor nutrição das plantas micorrizadas que conseguiram manter as duas rotas ativas, tanto do metabolismo primário (que resultou em maior crescimento e maior produção de carboidratos solúveis) quanto do metabolismo secundário (que resultou em maior produção de compostos fenólicos) (CARETTO et al., 2015; SCHWEIGER; MÜLLER, 2015). Outra possível explicação seria que após certo tempo de crescimento nos vasos, houve depleção de nutrientes e as plantas ficaram estressadas, passando a investir em metabólitos secundários. Estudos mostram que a deficiência de nutrientes está relacionada à maior produção de fenóis totais; a planta deixa de investir no crescimento e os recursos são desviados para o metabolismo secundário (CARETTO et al., 2015; GERSHENZON, 1984; LATTANZIO et al., 2009). Além disso, esses incrementos podem estar relacionados aos diferentes estágios de desenvolvimento vegetal, como consequência do maior crescimento das plantas em simbiose (SCHWEIGER; MÜLLER, 2015).

Os efeitos mediados pelos FMA no metaboloma das plantas são muito diversos e nenhum padrão foi encontrado até o momento (SCHWEIGER; MÜLLER, 2015). Ao contrário do incremento promovido pelos FMA na produção de fenóis totais e de taninos totais, nas plantas de *M. tenuiflora* cultivadas em substratos à base de húmus registrou-se redução na produção de flavonoides nessas mesmas plantas. Isso pode ser explicado pelo efeito de diluição promovido pelo maior crescimento de plantas micorrizadas ou porque os flavonoides foram direcionados para a produção de taninos, que esses são formados pela polimerização de unidades de flavonoides (SHAHIDI; NACZK, 2006; VERMERRIS; NICHOLSON, 2006).

Plantas cultivadas no substrato controle apresentaram maior produção de compostos fenólicos do que aquelas cultivadas em substrato constituído de húmus. Isso pode estar relacionado ao menor crescimento dessas plantas em relação às cultivadas no substrato constituído de húmus, visto que em plantas com menores taxas de crescimento geralmente se verifica maiores taxas de produção de compostos fenólicos (CARETTO et al., 2015; GERSHENZON, 1984; LATTANZIO et al., 2009). As evidências indicam que no caso de plantas de *M. tenuiflora* micorrizadas, o húmus de minhoca pode ser utilizado como constituinte de substrato para produção de mudas.

5.4 BENEFÍCIOS DA MICORRIZAÇÃO DE *M. tenuiflora* EM CONDIÇÕES DE CAMPO

Em condições de campo todas as mudas estavam colonizadas por FMA (colonização média aos 90 dias entre 9% e 16% e aos 180 dias entre 22% e 25%), indicando o potencial infectivo dos fungos nativos e dos introduzidos. E embora não tenha sido registrada diferença estatística para a colonização e para o número de glomerosporos na rizosfera, entre os tratamentos de inoculação, maior NMP de propágulos infectivos foi observado na rizosfera de mudas inoculadas com *C. etunicatum*. Entretanto mudas inoculadas com *G. albida* apresentaram maior altura e diâmetro do caule, sendo esses benefícios registrados desde a produção das mudas em casa de vegetação até os 90 dias de crescimento em campo.

A inoculação com *G. albida* pode possibilitar a antecipação do transplântio para o campo, visto que essas plantas alcançaram a altura de transplântio aos 75 dias de crescimento em casa de vegetação, enquanto plantas controle, não inoculadas, e inoculadas com *C. etunicatum*, só conseguiram essa altura após 120 dias de crescimento em casa de vegetação.

A inoculação com *G. albida* também foi eficiente em incrementar a altura de plantas de *Tocoyena selloana* em condições de campo (SOUZA et al., 2010). Entretanto, a eficiência micorrízica, em geral, é dependente da combinação FMA-planta e da duração do experimento. Em mudas de *Libidibia ferrea*, *G. albida* foi menos eficiente em incrementar a altura das plantas do que *C. etunicatum* e *Acaulospora longula*, sete meses após o transplântio (SILVA et al., 2014). Porém, após 13 meses em campo, os inóculos de *A. longula* e *G. albida* foram mais eficientes em aumentar o diâmetro do caule de *Libidibia ferrea* do que *C. etunicatum* (SANTOS; SILVA; SILVA, 2017).

Neste estudo, a inoculação com *G. albida* também foi eficiente em promover maior concentração de fenóis totais em folhas de *M. tenuiflora* aos 90 dias de crescimento em condições de campo, provavelmente como resultado do melhor estado nutricional dessas plantas, mas não influenciou a produção de flavonoides totais e de taninos totais. Em plantas de *L. ferrea* a inoculação com *G. albida* e *C. etunicatum* também não influenciou a produção de taninos totais após sete meses em condições de campo (SILVA et al., 2014). Entretanto, após 13 meses, as

concentrações de taninos totais e de flavonoides totais foram maiores em plantas inoculadas com *A. longula* (SANTOS; SILVA; SILVA, 2017).

Em outro estudo realizado recentemente com solo nativo (não esterilizado) nenhum benefício da inoculação com *G. albida*, *C. etunicatum* e *A. longula* foi registrado sobre o crescimento e a produção de metabólitos secundários de plantas de *M. tenuiflora* (SILVA; SILVA, 2017), confirmando que os resultados da associação são dependentes dos simbiossiontes envolvidos e das condições experimentais. Além disso, a inoculação micorrízica é mais eficaz em solos com baixa fertilidade e com baixo potencial infectivo (SOUZA et al., 2010).

Após 90 dias de crescimento em condições de campo não são observados mais benefícios da inoculação micorrízica sobre os parâmetros de crescimento e sobre o metabolismo secundário, indicando que a partir de então os FMA nativos são tão eficientes quanto os introduzidos. Porém, a inoculação na fase de muda é essencial para reduzir o tempo de produção e para o melhor estabelecimento das plantas no campo.

6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os benefícios promovidos pelos FMA aos hospedeiros vegetais são dependentes de vários fatores, entre esses a combinação fungo-planta, o nível de fertilidade do solo, especialmente de P, e o substrato de cultivo. Por isso estudos devem ser conduzidos para cada espécie vegetal de interesse, visando encontrar as condições que melhor favoreçam a relação simbiótica. Estudos da associação micorrízica arbuscular com plantas nativas da Caatinga ainda são escassos, embora a micorrização de algumas dessas plantas tenha se mostrado promissora.

Este estudo traz informações relevantes sobre a associação micorrízica em duas espécies vegetais nativas da Caatinga: *Erythrina velutina* e *Mimosa tenuiflora*. Foi estudada a resposta dessas plantas à inoculação com duas espécies de FMA e à aplicação de doses crescentes de fósforo na forma de superfosfato simples. Nas condições estudadas, o cultivo de *E. velutina* pode ser realizado apenas com a inoculação micorrízica na dose natural de fósforo ou apenas com a adubação fosfatada, pois essa espécie mostra-se marginalmente responsiva à micorrização quando cultivada em solo sem adição de P e não responsiva quando adubada com fósforo. *Mimosa tenuiflora* mostrou-se responsiva, beneficiando-se da micorrização principalmente em solo com baixa concentração de fósforo. Assim, plantas de *M. tenuiflora* podem ser cultivadas apenas com a inoculação micorrízica na dose natural de fósforo no solo (4 mg.kg^{-1}) ou podem ser cultivadas utilizando apenas adubação fosfatada, porém serão necessários 33 mg.kg^{-1} de superfosfato simples no solo para alcançar desenvolvimento similar ao de plantas micorrizadas. Os benefícios da inoculação micorrízica para *M. tenuiflora* vão além do crescimento e são conferidos tanto em condições controladas como em condições de campo. A utilização de FMA, especialmente *Gigaspora albida*, e de húmus de minhoca como constituinte de substrato de cultivo, produz aumento no conteúdo de metabólitos secundários de interesse medicinal e constitui uma prática viável e sustentável para produzir mudas em menor espaço de tempo e com melhor estabelecimento em campo, sem necessidade de suplementação fosfatada.

REFERÊNCIAS

- ABU-ZEYAD, R.; KHAN, A. G.; KHOO, C. Occurrence of arbuscular mycorrhiza in *Castanospermum australe* A. Cunn. & C. Fraser and effects on growth and production of castanospermine. **Mycorrhiza**, v. 9, n. 2, p. 0111–0117, 1999.
- AGOSTINI-COSTA, T. DA S. et al. Secondary Metabolites. In: DHANARASU, S. (Ed.). **Chromatography and its applications**. In Tech, p. 130–164, 2012
- AGRA, M. DE F. et al. Survey of medicinal plants used in the region Northeast of Brazil. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 18, n. 3, p. 472–508, 2008.
- AGRA, M. DE F.; FREITAS, P. F. DE; BARBOSA-FILHO, J. M. Synopsis of the plants known as medicinal and poisonous in Northeast of Brazil. **Brazilian Journal of Pharmacognosy**, v. 17, n. 1, p. 114–140, 2007.
- AKIYAMA, K.; HAYASHI, H. Arbuscular mycorrhizal fungus-promoted accumulation of two new triterpenoids in cucumber roots. **Bioscience, Biotechnology, and Biochemistry**, v. 66, n. 4, p. 762–769, 2002.
- ALBUQUERQUE, U. P. DE et al. Medicinal plants of the Caatinga (semi-arid) vegetation of NE Brazil : A quantitative approach. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 114, p. 325–354, 2007.
- ALBUQUERQUE, U. P. DE et al. Caatinga Revisited: Ecology and Conservation of an Important Seasonal Dry Forest. **The Scientific World Journal**, v. 2012, p. 1–18, 2012.
- ALBUQUERQUE, U. P. DE; ANDRADE, L. DE H. C. Uso de recursos vegetais da caatinga: o caso do agreste do estado de Pernambuco (Nordeste do Brasil). **Interciência**, v. 27, n. 7, p. 336–346, 2002.
- ALMEIDA, C. F. C. B. R.; ALBUQUERQUE, U. P. Uso e conservação de plantas e animais medicinais no estado de Pernambuco (Nordeste do Brasil): um estudo de caso. **Interciência**, v. 27, n. 6, p. 276–285, 2002.
- ALMEIDA, C. F. C. B. R. et al. Comparative study of the antimicrobial activity of native and exotic plants from the Caatinga and Atlantic Forest selected through an ethnobotanical survey. **Pharmaceutical Biology**, v. 50, n. 2, p. 201–207, 2012.
- ALVES, J. J. A.; NASCIMENTO, S. S. DO. Levantamento fitogeográfico das plantas medicinais nativas do Cariri Paraibano. **Revista Geográfica Acadêmica**, v. 4, n. 2, p. 73–85, 2010.
- ALVES, P. M. et al. Atividade antimicrobiana, antiaderente e antifúngica *in vitro* de plantas medicinais brasileiras sobre microrganismos do biofilme e cepas do gênero *Candida*. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 42, n. 2, p. 222–224, 2009.
- AMER, M. E.; SHAMMA, M.; FREYER, A. J. The tetracyclic *Erythrina* alkaloids.

Journal of Natural Products, v. 54, n. 2, p. 94–97, 1991.

AMORIM, E. L. C. et al. A simple and accurate procedure for the determination of tannin and flavonoid levels and some applications in ethnobotany and ethnopharmacology. **Functional Ecosystems and Communities**, v. 2, n. 1, p. 88–94, 2008.

ANTON, R. et al. Pharmacognosy of *Mimosa tenuiflora* (Willd.) Poiret. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 38, p. 153–157, 1993.

ARAIM, G. et al. Root colonization by an arbuscular mycorrhizal (AM) fungus increases growth and secondary metabolism of purple coneflower, *Echinacea purpurea* (L.) Moench. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 57, n. 6, p. 2255–2258, 2009.

ARAÚJO, A. C. DE et al. Utilização de substratos orgânicos na produção de mudas de mamoeiro Formosa. **Revista Brasileira de Agroecologia**, v. 8, n. 1, p. 210–216, 2013.

AZCÓN-AGUILAR, C.; BAREA, J. Nutrient cycling in the mycorrhizosphere. **Journal of soil science and plant nutrition**, v. 25, n. 2, p. 372–396, 2015.

AZEVÊDO, T. K. DE et al. Qualidade dos taninos de Jurema-preta (*Mimosa tenuiflora*) para a produção de adesivo tanino formaldeído. **Ciência Florestal**, v. 25, n. 2, p. 507–514, 2015.

BAGYARAJ, D. J. Mycorrhizal Fungi. **Proceedings of the Indian National Science Academy**, v. 80, n. 2, p. 415–428, 2014.

BAKKE, I. A. et al. Water and sodium chloride effects on *Mimosa tenuiflora* (Willd.) Poiret seed germination. **Revista Caatinga**, v. 19, n. 3, p. 261–267, 2006.

BALASUNDRAM, N.; SUNDRAM, K.; SAMMAN, S. Phenolic compounds in plants and agri-industrial by-products: Antioxidant activity, occurrence, and potential uses. **Food Chemistry**, v. 99, n. 1, p. 191–203, 2006.

BALOTA, E. L. et al. Physic nut plants present high mycorrhizal dependency under conditions of low phosphate availability. **Brazilian Society of Plant Physiology**, v. 23, n. 1, p. 33–44, 2011.

BARBOSA, P. B. B. M. et al. Evaluation of seed extracts from plants found in the Caatinga biome for the control of *Aedes aegypti*. **Parasitology Research**, v. 113, p. 3565–3580, 2014.

BASLAM, M. et al. Effectiveness of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) for inducing the accumulation of major carotenoids, chlorophylls and tocopherol in green and red leaf lettuces. **Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 97, n. 7, p. 3119–3128, 2013a.

BASLAM, M. et al. Nutritional quality of outer and inner leaves of green and red pigmented lettuces (*Lactuca sativa* L.) consumed as salads. **Scientia Horticulturae**,

v. 151, p. 103–111, 2013b.

BASLAM, M. et al. Changes in alfalfa forage quality and stem carbohydrates induced by arbuscular mycorrhizal fungi and elevated atmospheric CO₂. **Annals of Applied Biology**, v. 164, p. 190–199, 2014.

BASLAM, M.; GARMENDIA, I.; GOICOECHEA, N. Arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) improved growth and nutritional quality of greenhouse-grown lettuce. **Journal of agricultural and Food Chemistry**, v. 59, p. 5504–5515, 2011.

BASLAM, M.; GARMENDIA, I.; GOICOECHEA, N. The arbuscular mycorrhizal symbiosis can overcome reductions in yield and nutritional quality in greenhouse-lettuces cultivated at inappropriate growing seasons. **Scientia Horticulturae**, v. 164, p. 145–154, 2013.

BAUM, C.; EL-TOHAMY, W.; GRUDA, N. Increasing the productivity and product quality of vegetable crops using arbuscular mycorrhizal fungi: A review. **Scientia Horticulturae**, v. 187, p. 131–141, 2015.

BAUTISTA, E. et al. Antiprotozoal activity of flavonoids isolated from *Mimosa tenuiflora* (Fabaceae-Mimosoideae). **Journal of the Mexican Chemical Society**, v. 55, n. 4, p. 251–253, 2011.

BENDER, S. F. et al. Symbiotic relationships between soil fungi and plants reduce N₂O emissions from soil. **The ISME Journal**, v. 8, p. 1336–1345, 2014.

BERRUTI, A. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi as natural biofertilizers: Let's benefit from past successes. **Frontiers in Microbiology**, v. 6, p. 1–13, 2016.

BEZERRA, D. A. C. **Estudo fitoquímico, bromatológico e microbiológico de *Mimosa tenuiflora* (Wild) Poiret e *Piptadenia stipulacea* (Benth) Ducke**. 2008. Dissertação (Mestrado em Zootecnia) – Universidade Federal de Campina Grande, Patos.

BEZERRA, D. A. C. et al. Atividade biológica da jurema-preta (*Mimosa tenuiflora* (Wild) Poir.) sobre *Staphylococcus aureus* isolado de casos de mastite bovina. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 19, n. 4, p. 814–817, 2009.

BEZERRA, D. A. C. et al. Abordagem fitoquímica, composição bromatológica e atividade antibacteriana de *Mimosa tenuiflora* (Wild) Poiret e *Piptadenia stipulacea* (Benth) Ducke. **Acta Scientiarum - Biological Sciences**, v. 33, n. 1, p. 99–106, 2011.

BHARTI, N. et al. The greater effectiveness of *Glomus mosseae* and *Glomus intraradices* in improving productivity, oil content and tolerance of salt-stressed menthol mint (*Mentha arvensis*). **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 93, n. 9, p. 2154–2161, 2013.

BITENCOURT, M. A. O. et al. Neutralizing effects of *Mimosa tenuiflora* extracts against inflammation caused by *Tityus serrulatus* scorpion venom. **BioMed**

Research International, v. 153, p. 890–895, 2014.

BORGES, I. V. et al. Extratos de Jurema Preta no controle de mancha-de-alternaria em melancia. **Revista Caatinga**, v. 26, n. 3, p. 36–45, 2013.

BORGES, I. V. et al. Identificação da fração antimicrobiana do extrato da *Mimosa tenuiflora*. **Comunicata Scientiae**, v. 8, n. 1, p. 155–164, 2017.

BOURGAUD, F. et al. Production of plant secondary metabolites: A historical perspective. **Plant Science**, v. 161, p. 839–851, 2001.

BREITMAIER, E. Terpenes: Importance, General Structure, and Biosynthesis. In: **Terpenes: Flavors, Fragrances, Pharmaca, Pheromones**. Wiley-VCH Verlag GmbH & Co. KGaA, Weinheim, Germany, 2006. p. 1–9.

BRITO, H. O. et al. Análise da composição fitoquímica do extrato etanólico das folhas da *Annona squamosa* (ATA). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 89, n. 3, p. 180–184, 2008.

CALDWELL, C. R.; BRITZ, S. J. Effect of supplemental ultraviolet radiation on the carotenoid and chlorophyll composition of green house-grown leaf lettuce (*Lactuca sativa* L.) cultivars. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 19, n. 6–7, p. 637–644, 2006.

CAMARGO-RICALDE, S. L. Descripción, distribución, anatomía, composición química y usos de *Mimosa tenuiflora* (Fabaceae-Mimosoideae) en México. **Revista de Biología Tropical**, v. 48, n. 4, p. 939–954, 2000.

CARDOSO, E. J. B. N. et al. Micorrizas arbusculares na aquisição de nutrientes pelas plantas. In: SIQUEIRA, J. O. et al. (Eds.). **Micorrizas: 30 anos de pesquisas no Brasil**. Lavras, Editora UFLA, 2010. p. 153–181.

CARETTO, S. et al. Carbon fluxes between primary metabolism and phenolic pathway in plant tissues under stress. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 16, n. 11, p. 26378–26394, 2015.

CARVALHO, P.E.R. **Mulungu (Erythrina velutina)**. Circular técnica, 160. Embrapa Florestas: Colombo – PR, ISSN 1517-5278. 2008.

CARRENHO, R. et al. The effect of different soil properties on arbuscular mycorrhizal colonization of peanuts, sorghum and maize. **Acta Botanica Brasilica**, v. 21, n. 3, p. 723–730, 2007.

CARVALHO, A. C. C. S. et al. Evidence of the mechanism of action of *Erythrina velutina* Willd (Fabaceae) leaves aqueous extract. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 122, p. 374–378, 2009.

CARVALHO, J. C. T.; GOSMANN, G.; SCHENKEL, E. P. Compostos fenólicos simples e heterosídicos. In: SIMÕES, C. M. O. et al. (Eds.). **Farmacognosia: da planta ao medicamento**. Porto Alegre: UFGS, 2007. p. 519–535.

CARVALHO, L. M.; COSTA, J. A. M.; CARNELOSSI, M. A. G. **Qualidade em plantas medicinais**. Disponível em: <http://www.cpatc.embrapa.br/publicacoes_2010/doc_162.pdf%0A1>. Acesso em: 30 jun. 2016.

CASTELLANOS-MORALES, V. et al. Root colonisation by the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* alters the quality of strawberry fruits (*Fragaria x ananassa* Duch.) at different nitrogen levels. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 90, n. 11, p. 1774–1782, 2010.

CECCARELLI, N. et al. Mycorrhizal colonization impacts on phenolic content and antioxidant properties of artichoke leaves and flower heads two years after field transplant. **Plant and Soil**, v. 335, n. 1, p. 311–323, 2010.

CHAUDHARY, V.; KAPOOR, R.; BHATNAGAR, A. K. Effectiveness of two arbuscular mycorrhizal fungi on concentrations of essential oil and artemisinin in three accessions of *Artemisia annua* L. **Applied Soil Ecology**, v. 40, n. 1, p. 174–181, 2008.

CHEN, S. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) increase growth and secondary metabolism in cucumber subjected to low temperature stress. **Scientia Horticulturae**, v. 160, p. 222–229, 2013.

COPETTA, A. et al. Influence of arbuscular mycorrhizal fungi on growth and essential oil composition in *Ocimum basilicum* var. Genovese. **Caryologia**, v. 60, n. 1, p. 106–110, 2007.

COPETTA, A.; LINGUA, G.; BERTA, G. Effects of three AM fungi on growth, distribution of glandular hairs, and essential oil production in *Ocimum basilicum* L. var. Genovese. **Mycorrhiza**, v. 16, n. 7, p. 485–494, 2006.

COSME, M. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi affect glucosinolate and mineral element composition in leaves of *Moringa oleifera*. **Mycorrhiza**, v. 24, n. 7, p. 565–570, 2014.

DA-CUNHA, E. V. L. et al. Eryvellutinone, an isoflavanone from the stem bark of *Erythrina vellutina*. **Phytochemistry**, v. 43, n. 6, p. 1371–1373, 1996.

DANTAS, M. C. et al. Central nervous system effects of the crude extract of *Erythrina velutina* on rodents. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 94, n. 1, p. 129–133, 2004.

DAVE, S.; TARAFDAR, J. C. Stimulatory synthesis of saponin by mycorrhizal fungi in safed musli (*Chlorophytum borivillianum*) tubers. **Journal of Agricultural Science and Soil Science**, v. 1, n. June, p. 137–141, 2011.

DEGÁSPARI, C. H.; WASZCZYNSKYJ, N. Propriedades antioxidantes de compostos fenólicos. **Visão Acadêmica**, v. 5, n. 1, p. 33–40, 2004.

DESMARCHELIER, C. et al. Antioxidant and free radical scavenging activities in extracts from medicinal trees used in the 'Caatinga'; region in Northeastern Brazil.

Journal of Ethnopharmacology, v. 67, n. 1, p. 69–77, 1999.

DUBOIS, M. et al. Colorimetric method for determination of sugars and related substances. **Analytical chemistry**, v. 28, n. 3, p. 350–356, 1956.

DUTRA, V. F.; MORIM, M. P. **Mimosa in Lista de Espécies da Flora do Brasil**. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB18874>>. Acesso em: 21 abr. 2015.

EFTEKHARI, M.; ALIZADEH, M.; EBRAHIMI, P. Evaluation of the total phenolics and quercetin content of foliage in mycorrhizal grape (*Vitis vinifera* L.) varieties and effect of postharvest drying on quercetin yield. **Industrial Crops and Products**, v. 38, n. 1, p. 160–165, 2012.

ELBON, A.; WHALEN, J. K. Phosphorus supply to vegetable crops from arbuscular mycorrhizal fungi: a review. **Biological Agriculture & Horticulture**, n. October 2014, p. 1–18, 2014.

FARIAS, W. C. DE et al. Caracterização física de substratos alternativos para produção de mudas. **Agropecuária Científica no Semiárido**, v. 8, n. 3, p. 1–6, 2012.

FARMER, M. J. et al. Molecular monitoring of field-inoculated AMF to evaluate persistence in sweet potato crops in China. **Applied Soil Ecology**, v. 35, n. 3, p. 599–609, 2007.

FERREIRA, E. B.; CAVALCANTI, P. P.; NOGUEIRA, D. A. **ExpDes.pt: Experimental Designs package (Portuguese)**. Disponível em: <<http://cran.r-project.org/package=ExpDes.pt>>. Acesso em: 16 set. 2016.

FESTER, T.; MAIER, W.; STRACK, D. Accumulation of secondary compounds in barley and wheat roots in response to inoculation with an arbuscular mycorrhizal fungus and co-inoculation with rhizosphere bacteria. **Mycorrhiza**, v. 8, n. 5, p. 241–246, 1999.

FIGUEIRÔA, J. M. et al. Madeireiras. In: SAMPAIO, E. V. S. B. et al. (Eds.). **Espécies da flora Nordestina de importância econômica potencial**. Recife, Associação Plantas do Nordeste, 2005. p. 135–198.

FORZZA, R. C. et al. **Angiospermas in Lista de Espécies da Flora do Brasil**. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB128482>>. Acesso em 16 ago. 2015.

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

FUMAGALI, E. et al. Produção de metabólitos secundários em cultura de células e tecidos de plantas: O exemplo dos gêneros *Tabernaemontana* e *Aspidosperma*. **Brazilian Journal of Pharmacognosy**, v. 18, n. 4, p. 627–641, 2008.

GARCIA, K.; ZIMMERMANN, S. D. The role of mycorrhizal associations in plant potassium nutrition. **Frontiers in Plant Science**, v. 5, p. 1–9, 2014.

GARDNER, D. et al. Teratogenic effects of *Mimosa tenuiflora* in a rat model and possible role of N - methyl- and N , N - dimethyltryptamine. **Journal of agricultural and Food Chemistry**, v. 62, p. 7398–7401, 2014.

GATTAI, G. S. et al. Microbial activity, arbuscular mycorrhizal fungi and inoculation of wood plants in lead contaminated soil. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 42, p. 859–867, 2011.

GENEVA, M. P. et al. Effects of foliar fertilization and arbuscular mycorrhizal colonization on *Salvia officinalis* L. growth, antioxidant capacity, and essential oil composition. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 90, n. 4, p. 696–702, 2010.

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

GERSHENZON, J. Changes in the levels of plant secondary metabolites. **Phytochemical Adaptations to Stress**, p. 273–320, 1984.

GIADA, M. DE L. R.; MANCINI FILHO, J. Importância dos compostos fenólicos da dieta na promoção da saúde humana. **Publicatio UEPG: Ciências Biológicas e da Saúde**, v. 12, n. 4, p. 7–15, 2006.

GIOVANNETTI, M. et al. Nutraceutical value and safety of tomato fruits produced by mycorrhizal plants. **British Journal of Nutrition**, v. 107, n. 2, p. 242–251, 2012.

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

GIULIETTI, A. M. et al. Diagnóstico da vegetação nativa do bioma Caatinga. **Biodiversidade da Caatinga: áreas e ações prioritárias para a conservação**, p. 48-90, 2004.

GOBBO-NETO, L.; LOPES, N. P. Plantas medicinais: fatores de influência no conteúdo de metabólitos secundários. **Química Nova**, v. 30, n. 2, p. 374–381, 2007.

GÓES, G. B. DE et al. Utilização de húmus de minhoca como substrato na produção de mudas de tamarindeiro. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v. 6, n. 4, p. 125–131, 2011.

GONÇALVES, A. L.; ALVES FILHO, A.; MENEZES, H. Estudo comparativo da atividade antimicrobiana de extratos de algumas árvores nativas. **Arquivo do Instituto Biológico**, v. 72, n. 3, p. 353–358, 2005.

GUPTA, M. L. et al. Effect of the vesicular-arbuscular mycorrhizal (VAM) fungus

Glomus fasciculatum on the essential oil yield related characters and nutrient acquisition in the crops of different cultivars of menthol mint (*Mentha arvensis*) under field conditions. **Bioresource Technology**, v. 81, n. 1, p. 77–79, 2002.

HAMINIUK, C. W. I. et al. Phenolic compounds in fruits - an overview. **International Journal of Food Science and Technology**, v. 47, n. 10, p. 2023–2044, 2012.

HEIDARI, M.; KARAMI, V. Effects of different mycorrhiza species on grain yield, nutrient uptake and oil content of sunflower under water stress. **Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences**, v. 13, p. 9–13, 2014.

HELDT, H.-W. **Plant Biochemistry**. Burlington, MA: Elsevier Inc., 2005.

HOEKSEMA, J. D. et al. A meta-analysis of context-dependency in plant response to inoculation with mycorrhizal fungi. **Ecology Letters**, v. 13, n. 3, p. 394–407, 2010.

IBRAHIM, M. H.; JAAFAR, H. Z. E. Involvement of carbohydrate, protein and phenylalanine ammonia lyase in up-regulation of secondary metabolites in *Labisia pumila* under various CO₂ and N₂ levels. **Molecules**, v. 16, n. 5, p. 4172–4190, 2011.

JARSTFER, A. G.; SYLVIA, D. M. Inoculum production and inoculation strategies for vesicular arbuscular mycorrhizal fungi. In: BLAINE, MEETING JR., F. (Ed.). **Soil Microbial Ecology. Application in Agricultural and Environmental Management**. New York: Marcel Dekker, 1992. p. 349–369.

JENKINS, W. R. A rapid centrifugal – flotation technique for separating nematodes from soil. **Plant Disease Report**, v. 48, p. 692, 1964.

JIANG, Y. et al. Triterpenoid glycosides from the bark of *Mimosa tenuiflora*. **Phytochemistry**, v. 30, n. 7, p. 2357–2360, 1991.

JIANG, Y.; HAAG-BERRURIER, M.; ANTON, R. Structure of a new saponin from the bark of *Mimosa tenuiflora*. **Journal of Natural Products**, v. 54, n. 5, p. 1247–1253, 1991.

KAPOOR, R.; CHAUDHARY, V.; BHATNAGAR, A. K. Effects of arbuscular mycorrhiza and phosphorus application on artemisinin concentration in *Artemisia annua* L. **Mycorrhiza**, v. 17, n. 7, p. 581–587, 2007.

KAPOOR, R.; GIRI, B.; MUKERJI, K. G. *Glomus macrocarpum*: A potential bioinoculant to improve essential oil quality and concentration in Dill (*Anethum graveolens* L.) and carum (*Trachyspermum ammi* (Linn.) Sprague). **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 18, n. 5, p. 459–463, 2002a.

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

KAPOOR, R.; GIRI, B.; MUKERJI, K. G. Improved growth and essential oil yield and quality in *Foeniculum vulgare* mill on mycorrhizal inoculation supplemented with P-

fertilizer. **Bioresource Technology**, v. 93, n. 3, p. 307–311, 2004.

KARAGIANNIDIS, N. et al. Effect of three Greek arbuscular mycorrhizal fungi in improving the growth, nutrient concentration, and production of essential oils of oregano and mint plants. **Scientia Horticulturae**, v. 129, n. 2, p. 329–334, 2011.

KASCHUK, G. et al. Are the rates of photosynthesis stimulated by the carbon sink strength of rhizobial and arbuscular mycorrhizal symbioses? **Soil Biology and Biochemistry**, v. 41, n. 6, p. 1233–1244, 2009.

KATIYAR, C. et al. Drug discovery from plant sources: An integrated approach. **AYU (An International Quarterly Journal of Research in Ayurveda)**, v. 33, n. 1, p. 10, 2012.

KHAOSAAD, T. et al. Arbuscular mycorrhiza alter the concentration of essential oils in oregano (*Origanum* sp., Lamiaceae). **Mycorrhiza**, v. 16, n. 6, p. 443–446, 2006.

KHAOSAAD, T. et al. Effect of mycorrhization on the isoflavone content and the phytoestrogen activity of red clover. **Journal of Plant Physiology**, v. 165, n. 11, p. 1161–1167, 2008.

KILL, L. H. P.; LIMA, P. C. F. Plano de manejo para espécies da Caatinga ameaçadas de extinção na reserva legal do projeto Salitre. **Embrapa Semiárido. Documentos**, v. 243, 55p, 2011.

LATEF, A. A. H. A. et al. Arbuscular Mycorrhizal Symbiosis and Abiotic Stress in Plants: A Review. **Journal of Plant Biology**, v. 59, p. 407–426, 2016.

LATTANZIO, V. et al. Relationship of secondary metabolism to growth in oregano (*Origanum vulgare* L.) shoot cultures under nutritional stress. **Environmental and Experimental Botany**, v. 65, p. 54–62, 2009.

LEHMANN, A. et al. Arbuscular mycorrhizal influence on zinc nutrition in crop plants - A meta-analysis. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 69, p. 123–131, 2014.

LEHMANN, A.; RILLIG, M. C. Arbuscular mycorrhizal contribution to copper, manganese and iron nutrient concentrations in crops - A meta-analysis. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 81, p. 147–158, 2015.

LEITE, T. D. S. et al. Crescimento e partição da biomassa de mudas de mulungu sob adubação fosfatada e inoculação micorrízica. **Pesquisa Florestal Brasileira**, v. 34, n. 80, p. 407–415, 2014.

LI, Q.; KUBOTA, C. Effects of supplemental light quality on growth and phytochemicals of baby leaf lettuce. **Environmental and Experimental Botany**, v. 67, p. 59–64, 2009.

LIMA, C. S. et al. Mycorrhizal symbiosis increase the level of total foliar phenols and tannins in *Commiphora leptophloeos* (Mart.) J.B. Gillett seedlings. **Industrial Crops and Products**, v. 104, p. 28–32, 2017.

- LIMA, C. S.; CAMPOS, M. A. DA S.; SILVA, F. S. B. DA. Mycorrhizal Fungi (AMF) increase the content of biomolecules in leaves of *Inga vera* Willd. seedlings. **Symbiosis**, v. 65, n. 3, p. 117–123, 2015.
- LIMA, H. C.; MARTINS, M. V. *Erythrina*. In **Lista de Espécies da Flora do Brasil**. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/jabot/floradobrasil/FB29679>>. Acesso em: 16 out. 2014.
- LIMA, C. R. DE et al. Potencialidade dos extratos tânicos de três espécies florestais no curtimento de peles caprinas. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 18, n. 11, p. 1192–1197, 2014.
- LINGUA, G. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi and plant growth-promoting pseudomonads increases anthocyanin concentration in strawberry fruits (*Fragaria x ananassa* var. Selva) in conditions of reduced fertilization. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 14, p. 16207–16225, 2013.
- LISTER, C. E.; LANCASTER, J. E.; WALKER, J. R. L. Developmental changes in enzymes of flavonoid biosynthesis in apple skin. **7th Federation of Asian Oceanian Biochemists and Molecular Biologists Congress**, v. 71, p. 313–320, 1996.
- LIU, J. et al. Arbuscular mycorrhizal symbiosis is accompanied by local and systemic alterations in gene expression and an increase in disease resistance in the shoots. **Plant Journal**, v. 50, n. 3, p. 529–544, 2007.
- LIZARAZO, K. et al. Ageing and irradiance enhance vitamin E content in green edible tissues from crop plants. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 90, n. 12, p. 1994–1999, 2010.
- LOHSE, S. et al. Organization and metabolism of plastids and mitochondria in arbuscular mycorrhizal roots of *Medicago truncatula*. **Plant physiology**, v. 139, n. 1, p. 329–40, 2005.
- LOPES, C. R. F. R. ***Erythrina velutina* Willd: Avaliação Fitoquímica, Farmacológica e Biológica**. Aracajú: Universidade Federal de Sergipe, 2010.
- MACÊDO-COSTA, M. R. et al. Atividade antimicrobiana e antiaderente do extrato da *Mimosa tenuiflora* (Willd). **Pesquisa Brasileira em Odontopediatria e Clínica Integrada**, v. 9, n. 2, p. 161–165, 2009.
- MACHINESKI, O.; BALOTA, E. L.; SOUZA, J. R. P. DE. Resposta da mamoneira a fungos micorrízicos arbusculares e a níveis de fósforo. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 32, n. 1, p. 1855–1862, 2011.
- MAIA, L. C. et al. Diversity of Brazilian Fungi. **Rodriguésia**, v. 66, n. 4, p. 1033-1045, 2015.
- MAIER, W. et al. Levels of a terpenoid glycoside (blumenin) and cell wall-bound phenolics in some cereal mycorrhizas. **Plant physiology**, v. 109, n. 2, p. 465–470, 1995.

- MAIER, W. et al. Accumulation of sesquiterpenoid cyclohexenone derivatives induced by an arbuscular mycorrhizal fungus in members of the Poaceae. **Planta**, v. 202, n. 1, p. 36–42, 1997.
- MANDAL, S. et al. Arbuscular mycorrhiza enhances the production of stevioside and rebaudioside-A in *Stevia rebaudiana* via nutritional and non-nutritional mechanisms. **Applied Soil Ecology**, v. 72, p. 187–194, 2013.
- MANDAL, S. et al. Arbuscular mycorrhiza increase artemisinin accumulation in *Artemisia annua* by higher expression of key biosynthesis genes via enhanced jasmonic acid levels. **Mycorrhiza**, v. 25, n. 5, p. 345–357, 2015.
- MANOHARAN, P. T. et al. Influence of AM fungi on the growth and physiological status of *Erythrina variegata* Linn. grown under different water stress conditions. **European Journal of Soil Biology**, v. 46, n. 2, p. 151–156, 2010.
- MARCHIORO, M. et al. Anti-nociceptive activity of the aqueous extract of *Erythrina velutina* leaves. **Fitoterapia**, v. 76, p. 637–642, 2005.
- MARRO, N. et al. Use of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* as biological control agent of the nematode *Nacobbus aberrans* parasitizing tomato. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 57, n. 5, p. 668–674, 2014.
- MARTENS, S.; MITHÖFER, A. Flavones and flavone synthases. **Phytochemistry**, v. 66, n. 20, p. 2399–2407, 2005.
- MARTÍNEZ-GARCÍA, L. B.; PUGNAIRE, F. I. Arbuscular mycorrhizal fungi host preference and site effects in two plant species in a semiarid environment. **Applied Soil Ecology**, v. 48, p. 313–317, 2011.
- MATSUBARA, Y.; ISHIGAKI, T.; KOSHIKAWA, K. Changes in free amino acid concentrations in mycorrhizal strawberry plants. **Scientia Horticulturae**, v. 119, n. 4, p. 392–396, 2009.
- MECHRI, B. et al. Accumulation of flavonoids and phenolic compounds in olive tree roots in response to mycorrhizal colonization: A possible mechanism for regulation of defense molecules. **Journal of Plant Physiology**, v. 185, p. 40–43, 2015.
- MECKES-LOZOYA, M.; LOZOYA, X.; GONZALEZ, J. Pharmacological properties in vitro of various extracts of *Mimosa tenuiflora* (tepescohuite). **Archivos de Investigacion Medica (Mexico)**, v. 21, p. 163,169, 1990.
- MELLO, A. H. DE; SILVA, E. M. R. DA; SAGGIN JÚNIOR, O. J. Estabelecimento de fungos micorrízicos arbusculares em mudas de *Mimosa artemisiana* em diferentes substratos. **Agroecossistemas**, v. 4, n. 2, p. 52–66, 2012.
- MENDES, M. M. C. et al. Seedlings growth and survival of sabia (*Mimosa caesalpiniaefolia* Benth.) inoculated with symbiotic microorganisms in field conditions. **Ciência Florestal**, v. 6, n. 2, p. 309–320, 2013.

Ministério da Saúde. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. 2012. Diário Oficial da União, **Resolução RE nº 1.023, de 9 de março de 2012**. Seção 1, p.26. Disponível em: <www.jusbrasil.com.br/diarios/35151139/dou.suplemento-secao-1-12-03-2012_pg-26>. Acesso em: 15 Out. 2012.

MMA 2011. **Monitoramento do desmatamento nos biomas brasileiros por satélite – Acordo de cooperação técnica MMA/IBAMA - Monitoramento do bioma caatinga 2008-2009**. Disponível em: <http://www.mma.gov.br/estruturas/sbf_chm_rbbio/_arquivos/relatorio_tecnico_caatinga_2008_2009_72.pdf>. Acesso em 02 Abr. 2015.

MMA. **Monitoramento do desmatamento nos biomas brasileiros por satélite – Acordo de cooperação técnica MMA/IBAMA - Monitoramento do bioma caatinga 2008-2009**. Disponível em: <http://www.mma.gov.br/estruturas/sbf_chm_rbbio/_arquivos/relatorio_tecnico_caatinga_2008_2009_72.pdf>. Acesso em: 2 abr. 2015.

MORANDI, D.; BAILEY, J. Lsoflavonoid Accumulation With Vesicular-Arbuscular in Soybean Roots Infected Mycorrhizal Fungi. **Physiological Plant Pathology**, v. 24, p. 357–364, 1984.

MORETÃO, M. P. et al. Induction of secretory and tumoricidal activities in peritoneal macrophages activated by an acidic heteropolysaccharide (ARAGAL) from the gum of *Anadenanthera colubrina* (Angico branco). **Immunology Letters**, v. 93, p. 189–197, 2004.

NELL, M. et al. Effect of phosphorus uptake on growth and secondary metabolites of garden sage (*Salvia officinalis* L.). **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 89, n. 6, p. 1090–1096, 2009.

NELL, M. et al. Root colonization by symbiotic arbuscular mycorrhizal fungi increases sesquiterpenic acid concentrations in *Valeriana officinalis* L. **Planta Medica**, v. 76, n. 4, p. 393–398, 2010.

NELSON, D. W.; SOMMERS, L. . Total carbon, organic carbon, and organic matter. In: SPARKS, D. L. et al. (Eds.). . **Methods of Soil Analysis. Part 3—Chemical Methods**. American Society of Agronomy and Soil Science society of America, Madison, 1996. p. 961–1010.

NEWMAN, D. J.; CRAGG, G. M. Natural products as sources of new drugs over the years from 1981 to 2010. **Journal of Natural Products**, v. 75, n. 3, p. 311–335, 2012.

OKUMURA, H. H. et al. Fertilizantes minerais e orgânicos na formação de mudas enxertadas de gravioleira. **Revista Ciencia Agronomica**, v. 39, n. 4, p. 590–596, 2008.

OLIVEIRA, B. et al. **Avaliação do efeito genotóxico de *Erythrina velutina* pelo teste de micronúcleo in vivo**. Anais...54^o Congresso Brasileiro de Genética, Salvador, 2008

OLIVEIRA, J. J. F.; ALIXANDRE, T. F. Parâmetros biométricos de mudas de sabiá micorrizadas sob níveis de fósforo em Latossolo Amarelo. **Pesquisa Florestal Brasileira**, v. 33, n. 74, p. 159–167, 2013.

OLIVEIRA, M. D. S. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) affects biomolecules content in *Myracrodruon urundeuva* seedlings. **Industrial Crops and Products**, v. 50, p. 244–247, 2013.

OLIVEIRA, M. S.; PINHEIRO, I. O.; SILVA, F. S. B. Vermicompost and arbuscular mycorrhizal fungi: An alternative to increase foliar orientin and vitexin-2-O-ramnoside synthesis in *Passiflora alata* Curtis seedlings. **Industrial Crops and Products**, v. 77, p. 754–757, 2015.

OLIVEIRA, J. R. G. DE et al. Response of an endangered tree species from Caatinga to mycorrhization and phosphorus fertilization. **Acta Botanica Brasilica**, v. 29, n. 1, p. 94–102, 2015a.

OLIVEIRA, P. T. F. DE et al. Foliar bioactive compounds in *Amburana cearensis* (Allemão) A.C. Smith seedlings: Increase of biosynthesis using mycorrhizal technology. **Journal of Medicinal Plants Research**, v. 9, n. 24, p. 712–718, 2015b.

OLIVEIRA, M. S.; CAMPOS, M. A. S.; SILVA, F. S. B. Arbuscular mycorrhizal fungi and vermicompost to maximize the production of foliar biomolecules in *Passiflora alata* Curtis seedlings. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 95, n. 3, p. 522–528, 2015c.

OLIVEIRA, R. S. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi are an alternative to the application of chemical fertilizer in the production of the medicinal and aromatic plant *Coriandrum sativum* L. **Journal of Toxicology and Environmental Health, Part A**, v. 79, n. 7, p. 320–328, 2016.

OZAWA, M. et al. Hypaphorine, an indole alkaloid from *Erythrina velutina*, induced sleep on normal mice. **Bioorganic and Medicinal Chemistry Letters**, v. 18, p. 3992–3994, 2008.

OZAWA, M. et al. TRAIL-enhancing activity of Erythrinan alkaloids from *Erythrina velutina*. **Bioorganic & Medicinal Chemistry Letters**, v. 19, p. 234–236, 2009.

PADILHA, I. Q. M. et al. Antimicrobial activity of *Mimosa tenuiflora* (Willd.) Poir. from Northeast Brazil against clinical isolates of *Staphylococcus aureus*. **Brazilian Journal of Pharmacognosy**, v. 20, n. 1, p. 45–47, 2010.

PAES, J. B. et al. Avaliação do potencial tanífero de seis espécies florestais de ocorrência no semi-árido brasileiro. **Cerne**, v. 12, n. 3, p. 232–238, 2006.

PAES, J. B. et al. Características físico-química, energética e dimensões das fibras de três espécies florestais do semiárido brasileiro. **Floresta e Ambiente**, v. 20, n. 4, p. 550–555, 2013.

PASQUALINI, D.; UHLMANN, A.; STÜRMER, S. L. Arbuscular mycorrhizal fungal communities influence growth and phosphorus concentration of woody plants

species from the Atlantic rain forest in South Brazil. **Forest Ecology and Management**, v. 245, n. 1–3, p. 148–155, 2007.

PEDONE-BONFIM, M. V. et al. Mycorrhizal technology and phosphorus in the production of primary and secondary metabolites in cebil (*Anadenanthera colubrina* (Vell.) Brenan) seedlings. **Journal of the Science of Food and Agriculture**, v. 93, n. 6, p. 1479–1484, 2013.

PEDONE-BONFIM, M. V. L.; SILVA, F. S. B. DA; MAIA, L. C. Production of secondary metabolites by mycorrhizal plants with medicinal or nutritional potential. **Acta Physiologiae Plantarum**, v. 37, n. 2, 2015.

PEDONE-BONFIM, M. V. L. et al. Mycorrhizal benefits on native plants of the Caatinga, a Brazilian dry tropical forest. **Symbiosis**, v. 74, p. 79–88, 2018.

PEREIRA FILHO, J. M.; BAKKE, O. A. Produção de forragem de espécies herbáceas da caatinga. In: GARIGLIO, M. A. et al. (Eds.). **Uso sustentável e conservação dos recursos florestais da Caatinga**. Brasília: Serviço Florestal Brasileiro, 2010. p. 145–159.

PEREIRA, A. V. et al. Perfil de sensibilidade antimicrobiana in vitro de Jurema Preta e Neen sobre amostras de *Staphylococcus* sp. isoladas de mastite em búfalas. **Arquivo do Instituto Biológico**, v. 76, n. 3, p. 341–346, 2009.

PERNER, H. et al. Effect of nitrogen species supply and mycorrhizal colonization on organo sulfur and phenolic compounds in onions. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 56, p. 3538–3545, 2008.

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

PLENCHETTE, C.; FORTIN, J. A.; FURLAN, V. Growth response of several plants species to mycorrhiza in a soil of moderate P fertility. I. Mycorrhizal dependency under field conditions. **Plant and Soil**, v. 70, p. 191–209, 1983.

PLETSCHI, M. Compostos naturais biologicamente ativos. **Biotecnologia Ciencia e Desenvolvimento**, v. 1, n. 4, p. 12–15, 1998.

PONCE, M. A. et al. Flavonoids, benzoic acids and cinnamic acids isolated from shoots and roots of Italian rye grass (*Lolium multiflorum* Lam.) with and without endophyte association and arbuscular mycorrhizal fungus. **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 37, n. 4, p. 245–253, 2009.

PORCEL, R.; AROCA, R.; RUIZ-LOZANO, J. M. Salinity stress alleviation using arbuscular mycorrhizal fungi. A review. **Agronomy for Sustainable Development**, v. 32, p. 181–200, 2012.

POUYU-ROJAS, E.; SIQUEIRA, J. O.; SANTOS, J. G. D. Compatibilidade simbiótica de fungos micorrízicos arbusculares com espécies arbóreas tropicais. **Revista**

Brasileira de Ciência do Solo, v. 30, p. 413–424, 2006.

RABELO, L. A. et al. Homohesperetin and phaseollidin from *Erythrina velutina*. **Biochemical, Systematics and Ecology**, v. 29, p. 543–544, 2001.

RASOULI-SADAGHIANI, M. et al. Effects of arbuscular mycorrhizal (AM) fungi on growth, essential oil production and nutrients uptake in basil. **Journal of Medicinal Plants Research**, v. 4, n. 21, p. 2222–2228, 2010.

RATES, S. M. K. . Plants as source of new drugs. **Toxicon**, v. 39, p. 603–613, 2001.

RATTI, N.; VERMA, H. N.; GAUTAM, S. P. Effect of *Glomus* species on physiology and biochemistry of *Catharanthus roseus*. **Indian Journal of Microbiology**, v. 50, n. 3, p. 355–360, 2010.

RIBEIRO, D. A. et al. Promising medicinal plants for bioprospection in a Cerrado area of Chapada do Araripe, Northeastern Brazil. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 155, n. 3, p. 1522–1533, 2014.

RICH, M. K. et al. Diet of arbuscular mycorrhizal fungi: bread and butter? **Trends in Plant Science**, v. 22, n. 8, p. 652–660, 2017.

RIVERA-ARCE, E. et al. Therapeutic effectiveness of a *Mimosa tenuiflora* cortex extract in venous leg ulceration treatment. **Journal of Environmental Biology**, v. 109, p. 523–528, 2007a.

RIVERA-ARCE, E. et al. Pharmacognostical studies of the plant drug *Mimosa tenuiflora* cortex. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 113, p. 400–408, 2007b.

RIVERO, J. et al. Metabolic transition in mycorrhizal tomato roots. **Frontiers in Microbiology**, v. 6, n. 598, p. 1–13, 2015.

ROJAS-ANDRADE, R. et al. Changes in the concentration of trigonelline in a semi-arid leguminous plant (*Prosopis laevigata*) induced by an arbuscular mycorrhizal fungus during the presymbiotic phase. **Mycorrhiza**, v. 13, n. 1, p. 49–52, 2003.

ROQUE, A. A.; ROCHA, R. M.; LOIOLA, M. I. B. Uso e diversidade de plantas medicinais da Caatinga na comunidade rural de Laginhas, município de Caicó, Rio Grande do Norte (Nordeste do Brasil). **Revista Brasileira de Plantas Medicinais**, v. 12, n. 1, p. 31–42, 2010.

SAMPAIO, E. V. DE S. B. Caracterização do Bioma Caatinga: características e potencialidades. In: GARIGLIO, M. A. et al. (Eds.). **Uso sustentável e conservação dos recursos florestais da caatinga**. Brasília: Serviço Florestal Brasileiro, 2010. p. 29–48.

SANTANA, C. A. A.; SILVA, G. V.; SILVA, A. T. Manual de identificação e plantio de mudas de espécies florestais. Rio de Janeiro: SMAC, 2009. 122 p.

SANTOS, S. C.; MELLO, J. C. P. Taninos. In: SIMÕES, C. M. O. et al. (Eds.). .

Farmacognosia: da planta ao medicamento. Porto Alegre: UFGS, 2007. p. 615–656.

SANTOS, E. L.; SILVA, F. A. DA; SILVA, F. S. B. Arbuscular Mycorrhizal Fungi Increase the Phenolic Compounds Concentration in the Bark of the Stem of in Field Conditions. **The Open Microbiology Journal**, v. 11, p. 283–291, 2017.

SANTOS, J. R. S. DOS; DANTAS, A. F. M.; RIET-CORREA, F. Malformações, abortos e mortalidade embrionária em ovinos causada pela ingestão de *Mimosa tenuiflora* (Leguminosae). **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 32, n. 11, p. 1103–1106, 2012.

SANTOS, L. L. DOS et al. Caatinga ethnobotany: Anthropogenic landscape modification and useful species in Brazil's semi-arid Northeast. **Economic Botany**, v. 63, n. 4, p. 363–374, 2009.

SANTOS, M. R. V. et al. Relaxant effect of the aqueous extract of *Erythrina vellutina* leaves on rat vas deferens. **Brazilian Journal of Pharmacognosy**, v. 17, n. 3, p. 343–348, 2007.

SBRANA, C.; AVIO, L.; GIOVANNETTI, M. Beneficial mycorrhizal symbionts affecting the production of health-promoting phytochemicals. **Electrophoresis**, v. 35, n. 11, p. 1535–1546, 2014.

SCHWEIGER, R.; MÜLLER, C. Leaf metabolome in arbuscular mycorrhizal symbiosis. **Current Opinion in Plant Biology**, v. 26, p. 120–126, 2015.

SGROTT, A. F. et al. Arbuscular mycorrhizal inoculation increases biomass of *Euterpe edulis* and *Archontophoenix alexandrae* after two years under field conditions. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 36, p. 1103–1112, 2012.

SHAHIDI, F.; NACZK, M. **Phenolics in Food and Nutraceuticals**. CRC press, 2006.

SCHÜßLER, A.; SCHWARZOTT, D.; WALKER, C. A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution. **Mycological research**, v. 105, n. 12, p. 1413–1421, 2001.

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

SILVA, C. G. et al. Levantamento etnobotânico de plantas medicinais em área de Caatinga na comunidade do Sítio Nazaré, município de Milagres, Ceará, Brasil. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 17, n. 1, p. 133–142, 2015a.

SILVA, E. M. et al. Diagnóstico do uso de leguminosas em propriedades rurais no município de Aparecida-PB. **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v. 7, n. 3, p. 212–217, 2012.

SILVA, E. M. et al. Response of *Passiflora setacea* to Mycorrhization and Phosphate

Fertilization in a Semiarid Region of Brazil. **Journal of Plant Nutrition**, v. 38, n. 3, p. 431–442, 2015b.

SILVA, F. et al. Sporulation of arbuscular mycorrhizal fungi using Tris-CHI buffer in addition to nutrient solutions. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 36, p. 327–332, 2005.

SILVA, F. A.; SILVA, F. S. B.; MAIA, L. C. Biotechnical application of arbuscular mycorrhizal fungi used in the production of foliar biomolecules in ironwood seedlings [*Libidibia ferrea* (Mart. ex Tul.)]. **Journal of Medicinal Plant Research**, v. 8, n. 20, p. 814–819, 2014.

SILVA, A. C. O.; ALBUQUERQUE, U. P. Woody medicinal plants of the caatinga in the state of Pernambuco (Northeast Brazil). **Acta Botanica Brasilica**, v. 19, n. 1, p. 17–26, 2005.

SILVA, F. A. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi increase gallic acid production in leaves of field grown *Libidibia ferrea* (Mart. ex Tul.) L. P. Queiroz. **Journal of Medicinal Plants Research**, v. 8, n. 36, p. 1110–1115, 2014.

SILVA, F. A.; SILVA, F. S. B. Is the application of arbuscular mycorrhizal fungi an alternative to increase foliar phenolic compounds in seedlings of *Mimosa tenuiflora* (Wild.) Poir., Mimosoideae? **Revista Brasileira de Botânica**, v. 40, n. 1, p. 361–365, 2017.

SILVA, F. S. B. et al. Sporulation of arbuscular mycorrhizal fungi using Tris-CHI buffer in addition to nutrient solutions. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 36, p. 327–332, 2005.

SILVA, F. S. B.; YANO-MELO, A. M.; MAIA, L. C. Production and infectivity of inoculum of arbuscular mycorrhizal fungi multiplied in a substrate supplemented with Tris-HCl buffer. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 38, n. 4, p. 752–755, 2007.

SILVA, L. B. et al. Estudo comparativo da madeira de *Mimosa ophthalmocentra* Mart. ex Benth e *Mimosa tenuiflora* (Willd.) Poir. (Fabaceae-Mimosoideae) na caatinga nordestina. **Acta Botanica Brasilica**, v. 25, n. 2, p. 301–314, 2011.

SILVA, M. A. et al. Fungos micorrízicos arbusculares e vermicomposto na aclimação de *Alpinia purpurata* (Viell.) Schum e *Zingiber spectabili* Griff. (Zingiberaceae). **Acta Botanica Brasilica**, v. 20, n. 2, p. 249–256, 2006.

SILVA, M. F. et al. The effect of arbuscular mycorrhizal fungal isolates on the development and oleoresin production of micropropagated *Zingiber officinale*. **Brazilian Journal of Plant Physiology**, v. 20, n. 2, p. 119–130, 2008.

SINGH, P. K. Role of glomalin related soil protein produced by arbuscular mycorrhizal fungi : A review. **Agricultural Science Research Journal**, v. 2, n. 3, p. 119–125, 2012.

SINGH, R. et al. Technology for efficient and successful delivery of vermicompost colonized bioinoculants in *Pogostemon cablin* (patchouli) Benth. **World Journal of**

Microbiology and Biotechnology, v. 28, n. 1, p. 323–333, 2012.

SMITH, F. A.; SMITH, S. E. How harmonious are arbuscular mycorrhizal symbioses? Inconsistent concepts reflect different mindsets as well as results. **New Phytologist**, v. 205, n. 4, p. 1381–1384, 2015.

SOUZA, S. M. C. et al. Antiinflammatory and antiulcer properties of tannins from *Myracrodruon urundeuva* Allemão (Anacardiaceae) in rodents. **Phytotherapy Research**, v. 21, p. 220–225, 2007.

SOUZA, R. G. DE et al. The role of arbuscular mycorrhizal fungi and cattle manure in the establishment of *Tocoyena selloana* Schum. in mined dune areas. **European Journal of Soil Biology**, v. 46, p. 237–242, 2010.

SOUZA, R. S. O. DE et al. Jurema-Preta (*Mimosa tenuiflora* [Willd .] Poir.): a Review of its Traditional Use , Phytochemistry and Pharmacology. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 51, n. 5, p. 937–947, 2008.

SOUZA, T. A. F. DE et al. Arbuscular mycorrhizal fungi in *Mimosa tenuiflora* (Willd.) Poir from Brazilian semi-arid. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 47, n. 2, p. 359–366, 2016.

SPATAFORA, J. W. et al. A phylum-level phylogenetic classification of zygomycete fungi based on genome-scale data. **Mycologia**, v. 108, n. 5, p. 1028–1046, 2016.

STRACK, D.; FESTER, T. Isoprenoid metabolism and plastid reorganization in arbuscular mycorrhizal roots. **New Phytologist**, v. 172, n. 1, p. 22–34, 2006.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Plant physiology**. 3rd edn. Sinauer Associates Publishers, Sunderland, 2006.

TEIXEIRA-RIOS, T.; OLIVEIRA, J. R. G. DE; YANO-MELO, A. M. Arbuscular mycorrhizal fungi and phosphorus in the initial development of *Mimosa tenuiflora* (Willd.) Poir. **Brazilian Journal of Botany**, v. 39, n. 4, p. 997–1004, 2016.

TEIXEIRA-SILVA, F. **Avaliação clínica da potencial atividade ansiolítica do extrato seco de *Erythrina velutina***. 2008. 22p. Relatório Final (Projeto de Pesquisa) - Laboratório de Fisiologia do Comportamento, Universidade Federal de Sergipe, São Cristóvão. Disponível em: <www.fapitec.se.gov.br/modules/wfdownloads/visit.php?cid=11&lid=234>. Acesso em: 10 nov. 2008.

TEIXEIRA-SILVA, F. et al. Benzodiazepine-like effects of the alcohol extract from *Erythrina velutina* leaves: Memory, anxiety, and epilepsy. **Pharmaceutical Biology**, v. 46, n. 5, p. 321–328, 2008.

TOLEDO, A. C. O. et al. Fitoterápicos : uma abordagem farmacotécnica. **Revista Lecta**, v. 21, n. 1–2, p. 7–13, 2003.

TOUSSAINT, J.-P. **The effect of the arbuscular mycorrhizal symbiosis on the**

production of phytochemicals in basil. Tese de Doutorado. The University of Adelaide, 185p., 2008.

TOUSSAINT, J. P. Investigating physiological changes in the aerial parts of AM plants: What do we know and where should we be heading? **Mycorrhiza**, v. 17, n. 4, p. 349–353, 2007.

TOUSSAINT, J. P. et al. Effect of *Glomus mosseae* on concentrations of rosmarinic and caffeic acids and essential oil compounds in basil inoculated with *Fusarium oxysporum* f.sp. basilici. **Plant Pathology**, v. 57, p. 1109–1116, 2008.

TOUSSAINT, J. P.; SMITH, F. A.; SMITH, S. E. Arbuscular mycorrhizal fungi can induce the production of phytochemicals in sweet basil irrespective of phosphorus nutrition. **Mycorrhiza**, v. 17, n. 4, p. 291–297, 2007.

TRISTÃO, F. S. M.; ANDRADE, S. A. L. DE; SILVEIRA, A. P. D. DA. Fungos micorrízicos arbusculares na formação de mudas de cafeeiro, em substratos orgânicos comerciais. **Bragantia**, v. 65, n. 4, p. 649–658, 2006.

Tropicos.org. Missouri Botanical Garden. 20 Oct 2014
<<http://www.tropicos.org/Name/13009331>>.

VASCONCELOS, M. M. et al. Anticonvulsant activity of hydroalcoholic extracts from *Erythrina velutina* and *Erythrina mulungu*. v. 110, p. 271–274, 2007.

VASCONCELOS, S. M. M. et al. Antinociceptive Activities of the Hydroalcoholic Extracts from *Erythrina velutina* and *Erythrina mulungu* in Mice. **Biol. Pharm. Bull.**, v. 26, n. 7, p. 946–949, 2003.

VASCONCELOS, S. M. M. et al. Anti-inflammatory activities hydroalcoholic extracts from *E. velutina* and *E. mulungu* in mice of the *Erythrina*. **Brazilian Journal of Pharmacognosy**, p. 1155–1158, 2011.

VEERESHAM, C. Natural products derived from plants as a source of drugs. **Journal of Advanced Pharmaceutical Technology & Research**, v. 3, n. 4, p. 200–201, 2012.

VENKATESWARLU, B. et al. Mycorrhizal inoculation in neem (*Azadirachta indica*) enhances azadirachtin content in seed kernels. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 24, n. 7, p. 1243–1247, 2008.

VERMERRIS, W.; NICHOLSON, R. **Phenolic compound biochemistry**. Springer, 2006.

VIANA, G. S. B.; BANDEIRA, M. A. M.; MATOS, F. J. A. Analgesic and antiinflammatory effects of chalcones isolated from *Myracrodruon urundeuva* Allemão. **Phytomedicine**, v. 10, p. 189–195, 2003.

VIERHEILIG, H. et al. Accumulation of cyclohexenone derivatives in barley, wheat and maize roots in response to inoculation with different arbuscular mycorrhizal fungi.

Mycorrhiza, v. 9, n. 5, p. 291–293, 2000.

VIRTUOSO, S. et al. Estudo preliminar da atividade antibacteriana das cascas de *Erythrina velutina* Willd., Fabaceae (Leguminosae). **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 15, n. 2, p. 137–142, 2005.

WALTER, M. H.; FESTER, T.; STRACK, D. Arbuscular mycorrhizal fungi induce the non-mevalonate methylerythritol phosphate pathway of isoprenoid biosynthesis correlated with accumulation of the “yellow pigment” and other apocarotenoids. **Plant Journal**, v. 21, n. 6, p. 571–578, 2000.

WELLING, M. T. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi: effects on plant terpenoid accumulation. **Plant Biology**, v. 18, n. 4, p. 552–562, 2016.

WU, Q. S.; SRIVASTAVA, A. K.; ZOU, Y. N. AMF-induced tolerance to drought stress in citrus: A review. **Scientia Horticulturae**, v. 164, p. 77–87, 2013.

ZANGARO, W. et al. Relationships among arbuscular mycorrhizas, root morphology and seedling growth of tropical native woody species in southern Brazil. **Journal of Tropical Ecology**, v. 21, n. 5, p. 529–540, 2005.

ZANGARO, W. et al. Root mycorrhizal colonization and plant responsiveness are related to root plasticity, soil fertility and successional status of native woody species in southern Brazil. **Journal of Tropical Ecology**, v. 23, n. 1, p. 53–62, 2007.

ZANGARO, W. et al. Infection intensity, spore density and inoculum potential of arbuscular mycorrhizal fungi decrease during secondary succession in tropical Brazilian ecosystems. **Journal of Tropical Ecology**, v. 28, p. 453–462, 2012.

ZENG, Y. et al. Arbuscular mycorrhizal symbiosis and active ingredients of medicinal plants: current research status and perspectives. **Mycorrhiza**, v. 23, n. 4, p. 253–65, 2013.

ZHU, H. H.; YAO, Q. Localized and systemic increase of phenols in tomato roots induced by *Glomus versiforme* inhibits *Ralstonia solanacearum*. **Journal of Phytopathology**, v. 152, n. 10, p. 537–542, 2004.

ZIEGLER, J.; FACCHINI, P. J. Alkaloid biosynthesis: metabolism and trafficking. **Annual Review of Plant Biology**, v. 59, n. 1, p. 735–769, 2008.

ZUBEK, S. et al. Arbuscular mycorrhizal fungi alter thymol derivative contents of *Inula ensifolia* L. **Mycorrhiza**, v. 20, n. 7, p. 497–504, 2010.

ZUBEK, S.; MIELCAREK, S.; TURNAU, K. Hypericin and pseudohypericin concentrations of a valuable medicinal plant *Hypericum perforatum* L. are enhanced by arbuscular mycorrhizal fungi. **Mycorrhiza**, v. 22, n. 2, p. 149–156, 2012.

APÊNDICE A - ARTIGO PUBLICADO NA REVISTA SYMBIOSIS

Symbiosis
DOI 10.1007/s13199-017-0510-7



Mycorrhizal benefits on native plants of the Caatinga, a Brazilian dry tropical forest

Maria Valdirene Leite Pedone-Bonfim¹ · Danielle Karla Alves da Silva² ·
Leonor Costa Maia³ · Adriana Mayumi Yano-Melo⁴

Received: 26 May 2017 / Accepted: 8 September 2017
© Springer Science+Business Media B.V. 2017

Abstract In the terrestrial ecosystems, soil is an important component, characterized by holding high diversity of microorganisms which play a key role for productivity and vegetal composition. The group of symbionts microorganisms stands out for contributing directly to the growth and plant nutrition, and among them, the arbuscular mycorrhizal fungi form one of the oldest and well established associations. In order to increase the knowledge and contribute for further research with AMF and plants of Caatinga, in this review we compile data from previous studies on the effects of symbiosis between arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) and plants of the Caatinga, a type of dry tropical forest found in the northeast of Brazil. These studies collected data under various experimental conditions, emphasizing fungal efficiency and host responsiveness in soils with varied fertility. From our analysis we conclude that in general the symbiotic efficiency on these plants depends on many factors, such as the plant-fungi combination, fertility and soil type. Furthermore, in leguminosae the impact of a joint inoculation with nitrogen fixing bacteria must be taken into account. *Claroideoglomus etunicatum* was the most tested AMF species

benefiting almost all plants tested. Approximately 30 plant species were studied regarding possible benefits provided by AMF and of these only *Hymenea courbaril* and *Aspidosperma pyrifolium* did not respond to mycorrhization. Higher efficiency of the mycorrhizal symbiosis can be obtained in soils with low P levels, emphasizing the essential role of these microorganisms in the growth and survival of plant species from the Caatinga biome.

Keywords Arbuscular mycorrhizal fungi · Efficiency · Responsivity · Native plants

1 Introduction

Brazil has the highest floristic richness in the world, with 236 families, 2970 genera and 32,830 species of Angiosperms, from which 56.12% (18,427) are endemic (Forzza et al. 2015). Among the biomes, the fourth richest in the country is the Caatinga with 4654 species, grouped in 168 families and 1152 genera, and an endemism rate of 19.62% (913 species and 28 genera) (Forzza et al. 2015).

The Caatinga, also referred to as Brazilian dry tropical forest, comprises different types of vegetation occurring in the semi-arid region that extends through most of the Northeastern states and small portions of Minas Gerais (2%) (MMA 2011; Albuquerque et al. 2012). The semi-arid region is characterized by high light intensity, high temperatures with annual averages between 25 and 30 °C, irregular rainfall distribution, with average annual precipitations varying between 300 and 1000 mm and high evapotranspiration rates that are generally between 1500 mm and 2000 mm per year (Gariglio et al. 2010). Four soil types predominate – Latosols (19%), Litholic Neosols (19%), Argisols (15%) and Luvisols (13%) (Silva et al. 2015a). Despite the adverse conditions, the

✉ Maria Valdirene Leite Pedone-Bonfim
renapedone@hotmail.com

¹ Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas, Universidade Federal de Pernambuco, Centro de Biociências, Departamento de Micologia, Recife, PE 50740-600, Brazil

² Programa de Pós-Graduação em Agronomia – Produção Vegetal, Universidade Federal do Vale do São Francisco, Petrolina, PE 56300990, Brazil

³ Departamento de Micologia, Centro de Biociências, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, PE 50740-600, Brazil

⁴ Colegiado de Zootecnia, Universidade Federal do Vale do São Francisco, Petrolina, PE 56304917, Brazil