

**UFRRJ**  
**INSTITUTO DE FLORESTAS**  
**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM**  
**CIÊNCIAS AMBIENTAIS E FLORESTAIS**

**DISSERTAÇÃO**

**SUBSTRATOS E FUNGOS MICORRÍZICOS**  
**ARBUSCULARES PARA PRODUÇÃO DE MUDAS**  
**DE ESPÉCIES ARBÓREAS NATIVAS DA MATA**  
**ATLÂNTICA**

**GABRIEL ROCHA DOS SANTOS**

**2018**



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO  
INSTITUTO DE FLORESTAS  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS  
AMBIENTAIS E FLORESTAIS**

**Gabriel Rocha dos Santos**

*Sob a orientação da Professora*  
**Eliane Maria Ribeiro da Silva**

*e co-orientação do Professor*  
**Orivaldo José Saggin Júnior**

**SUBSTRATOS E FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES  
PARA PRODUÇÃO DE MUDAS DE ESPÉCIES ARBÓREAS  
NATIVAS DA MATA ATLÂNTICA**

Dissertação submetida como requisito parcial para obtenção do grau de Mestre em Ciências, no curso de Pós-Graduação em Ciências Ambientais e Florestais, área de Concentração em Silvicultura e Manejo Florestal.

**Seropédica – RJ  
Fevereiro – 2018**

Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro  
Biblioteca Central / Seção de Processamento Técnico

Ficha catalográfica elaborada  
com os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

R237s Rocha dos Santos, Gabriel, 1992-  
Substratos e fungos micorrízicos arbusculares para  
produção de mudas de espécies arbóreas nativas da Mata  
Atlântica / Gabriel Rocha dos Santos. - Rio de  
Janeiro, 2018.  
102 f.: il.

Orientadora: Eliane Maria Ribeiro da Silva.  
Coorientadora: Orivaldo José Saggin Júnior.  
Dissertação (Mestrado). -- Universidade Federal  
Rural do Rio de Janeiro, Programa de Pós-Graduação em  
Ciências Ambientais e Florestais, 2018.

1. Inoculante. 2. Fungos micorrízicos arbusculares.  
3. Mudas de espécies arbóreas. 4. Viveiros florestais.  
I. Maria Ribeiro da Silva, Eliane, 1952-, orient. II.  
José Saggin Júnior, Orivaldo, 1964-, coorient. III  
Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro.  
Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais e  
Florestais. IV. Título.

**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO  
INSTITUTO DE FLORESTAS  
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS AMBIENTAIS E FLORESTAIS**

**GABREL ROCHA DOS SANTOS**

Dissertação submetida como requisito parcial para obtenção do grau de **Mestre em Ciências**, no Curso de Pós-Graduação em Ciências Ambientais e Florestais, área de Concentração em Silvicultura e Manejo Florestal.

DISSERTAÇÃO APROVADA EM 07/02/2018.

---

Eliane Maria Ribeiro da Silva. PhD. Embrapa Agrobiologia  
(Orientadora)

---

José Carlos Arthur Junior. Dr. UFRRJ

---

Yakelin Rodríguez Yon. Dra. Universidad Agraria de La Habana.  
Universidade de La Habana e Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas

*Trabalhem com prazer, como se vocês estivessem trabalhando para o Senhor e não para pessoas. (Efésios 6:7 – Bíblia Sagrada – Nova Tradução na Linguagem de Hoje)*

## AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente à Deus por estar sempre comigo. À Jesus, que me protegeu, guiou e me abençoou durante toda a minha vida acadêmica, e ao Espírito Santo por me proporcionar refrigério nos momentos mais difíceis dessa longa jornada acadêmica.

Aos meus pais, Antonio e Niza. Muito obrigado por estarem sempre orando por mim nesse período que estive longe de casa. Vocês sempre me proporcionaram as melhores condições de estudar, além de um ambiente familiar totalmente propício para o meu desenvolvimento intelectual. Não tenho palavras para agradecer tudo o que fizeram por mim, toda a confiança depositada e alegrias compartilhadas. Amo vocês!

Meu irmão Daniel, obrigado por sempre me receber em casa com muito carinho. Parte da coleta de dados desse trabalho teve sua ajuda. Jamais me esquecerei dos momentos na casa de vegetação.

Agradeço à minha namorada Giselly pelas orações, por estar sempre do meu lado, mesmo que distante, e sem se esquecer, um dia sequer, de realizar uma ligação expressando o carinho que sente por mim. Obrigado por ser um ombro amigo e estar sempre apta para dividir a minha carga emocional!

Aos meus familiares que estão sempre torcendo e orando por mim, Tio Marcos e Tia Vânia, presentes desde o dia da minha matrícula na Universidade. Minha avó Lindalva, que mesmo não entendendo o real propósito do investimento durante tanto tempo na vida acadêmica, nunca deixou de orar, me apoiar e de se orgulhar de mim.

Agradeço à Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro por ter me acolhido tão bem nestes quase oito anos de vida. Especificamente, nos últimos dois anos, não posso deixar de mencionar o Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais e Florestais (PPGCAF/UFRRJ).

À Embrapa Agrobiologia por todo apoio no desenvolvimento deste trabalho.

À CAPES pela bolsa de mestrado.

Muito obrigado ao Viveiro Lua Nova por acreditar neste trabalho e ter dado todo o apoio para a realização do mesmo. Agradeço ao Eduardo por cada visita contagiante ao laboratório, sedento por bons resultados. Seu desejo em aplicar a tecnologia no processo produtivo foi estímulo para a condução deste trabalho.

À professora Eliane, muito obrigado pela oportunidade e privilégio de ter sido seu orientado. Jamais imaginei que pudéssemos desenvolver uma relação tão boa entre orientadora e orientado. Agradeço por todos os conselhos, sugestões, conversas e paciência. Nesses dois anos tirei lições que me acompanharão para toda a minha vida acadêmica, profissional e pessoal.

Agradeço imensamente ao meu co-orientador Orivaldo! Muito obrigado pelas inúmeras correções neste trabalho. Por trás de cada sugestão e cor de caneta utilizada para a correção havia tempo investido, dedicação, paciência, atenção e muito carinho. Suas sugestões foram valiosíssimas! Gratidão!

À toda equipe do Laboratório de Micorrizas: Rosalba, Yakelin, Pedro, Day, Cândido, Gustavo e Gustavo Wyse. Amigos com grande potencial que tem me ensinado a trabalhar com seriedade e responsabilidade. Agradeço em especial ao Itamar por ter me ensinado a enxergar esse incrível universo das micorrizas, que até então era desconhecido para mim. Muito obrigado pela paciência, pela amizade e por ter sido mais um orientador nesta empreitada.

Aos professores membros da banca, Arthur e Yakelin, pelas correções que sem dúvida auxiliaram na melhor produção deste trabalho. Agradeço também a Cristiane que fez parte da

banca de defesa do projeto e à professora Evânia, por todas as sugestões e ensinamentos fisiológicos, que até a minha entrada na pós-graduação, eram de tão difícil compreensão.

Muito obrigado a todos ao professor Paulo Leles por disponibilizar todos os recursos do Laboratório de Pesquisas e Estudos em Reflorestamento. Ao professor Rafael Coll, obrigado ter sido mais que um coordenador. Guardarei para sempre sua amizade, conselhos, e exemplos de profissionalismo e respeito com os discentes.

Não posso deixar de agradecer aos funcionários do viveiro: Tião, Cacá, Matheus e dona Zilar. Com muita alegria vocês tornaram o ambiente de trabalho mais divertido. Às funcionárias da secretaria do PPGCAF, Patrícia e Lili, obrigado por todo o cuidado, atenção, e pelas conversas sobre o cotidiano.

Agradeço aos amigos que fiz durante a jornada do curso de Engenharia Florestal da UFRRJ. Certamente iremos nos encontrar nesse Brasil florestal e reviver com saudosismo os momentos felizes e dificuldades que enfrentamos na Universidade. Um agradecimento especial aos amigos da Casa Verde, àqueles que já se foram, os que chegaram e os agregados: Gerhard, João Flávio, Hudson, Bimbim, Jão Manel, Thales, Wilbert, Raíssa, Thomas, Pablo, Pedro, Gabriel Bueno. Obrigado por terem sido verdadeiros irmãos! Talvez meu momento mais difícil em Seropédica tenha sido quando fechei pela última vez a porta da nossa república. Isso demonstra que vocês têm um lugar muito especial no meu coração, e de fato, vocês fazem parte da minha família!

Muito obrigado aos amigos da Primeira Igreja Batista em Porto Novo, que entenderam minha ausência em tantas atividades, e mesmo assim não deixaram de me apoiar e se importar comigo.

À todas as outras pessoas não citadas aqui, mas que direta ou indiretamente auxiliaram na concretização desse trabalho: meu muito obrigado.

## SUMÁRIO

LISTA DE FIGURAS .....	x
LISTA DE TABELAS .....	xi
RESUMO GERAL .....	13
GENERAL ABSTRACT .....	15
1. INTRODUÇÃO GERAL .....	17
2. REVISÃO DE LITERATURA .....	18
2.1 Fungos Micorrízicos Arbusculares (FMAS) .....	18
2.2 Seleção de FMAs .....	19
2.3 Produção de Mudanças .....	20
2.4 Substrato .....	20
2.5 Limitação da Inoculação Micorrízica no Brasil .....	22
2.6 Inoculação de FMAs em Espécies Arbóreas .....	22
2.7 Espécies arbóreas estudadas .....	24
2.7.1 <i>Anadenanthera peregrina</i> (Vell.) Brenan (angico) .....	24
2.7.2 <i>Apuleia leiocarpa</i> (Vog.) Macbr. (garapa) .....	26
2.7.3 <i>Melanoxylon brauna</i> Schott (braúna) .....	27
3. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	28

### CAPÍTULO I: SELEÇÃO DE SUBSTRATOS PARA MULTIPLICAÇÃO DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM VIVEIROS

RESUMO .....	40
ABSTRACT .....	41
1. INTRODUÇÃO .....	42
2. MATERIAL E MÉTODOS .....	42
3. RESULTADOS E DISCUSSÃO .....	44
4. CONCLUSÕES .....	50
5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	51

### CAPÍTULO II: AVALIAÇÃO DE COMUNIDADES DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES PARA INOCULAÇÃO DE MUDAS DE ESPÉCIES ARBÓREAS DA MATA ATLÂNTICA

RESUMO .....	57
ABSTRACT .....	58
1. INTRODUÇÃO .....	59
2. MATERIAL E MÉTODOS .....	60
2.1 Produção de inoculante de FMAs com comunidade selecionada (inoculante selecionado) .....	61
2.2 Produção de inoculante de FMAs com comunidade nativa coletada em campo (inoculante nativo) .....	61
2.3 Substratos .....	63
2.4 Produção de mudas .....	64
3. RESULTADOS E DISCUSSÃO .....	66
3.1 Inoculante nativo .....	66
3.2 Experimento 1: <i>Anadenanthera peregrina</i> (angico) .....	67

3.3	Experimento 2: <i>Melanoxylon brauna</i> (brauna) .....	73
3.4	Experimento 3: <i>Apuleia leiocarpa</i> (garapa) .....	78
4.	CONCLUSÕES .....	82
5.	CONSIDERAÇÕES GERAIS .....	83
6.	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	84

## LISTA DE FIGURAS

### CAPÍTULO II

- Figura 1: Canteiro de alvenaria utilizado para multiplicação de FMAs em sistema *on farm* no Viveiro Lua Nova, Miguel Pereira, RJ ..... 62
- Figura 2: Esporos de FMAs multiplicados em sistema *on farm* no Viveiro Lua Nova, Miguel Pereira, RJ. a: *Acaulospora denticulata*; b: *Acaulospora scrobiculata*; c: *Claroideogломus etunicatum*; d: *Glomus macrocarpum*; e: *Gigaspora sp*; f: *Glomus sp*. ..... 67

## LISTA DE TABELAS

### CAPÍTULO I

- Tabela 1. Massas secas da parte aérea, raízes e total e relação parte aérea:sistema radicular em gramas (g) de plantas de *Brachiaria decumbens* produzidas em tubetes 280 cm<sup>3</sup> em diferentes substratos e inoculadas com mistura de FMAs, aos 93 dias após a semeadura e inoculação ..... 45
- Tabela 2. Análise química dos substratos (amostra base seca) antes da instalação do experimento ..... 46
- Tabela 3. Características físicas dos substratos avaliados: densidade aparente, densidade da partícula, percentual de porosidade total, percentual de microporosidade, percentual de macroporosidade e capacidade de retenção de água à tensão de 10 cm (CRA10 cm) ..... 47
- Tabela 4. Números de esporos antes e aos 93 dias após a semeadura e colonização de raízes de plantas de *Brachiaria decumbens* produzidas em tubetes 280 cm<sup>3</sup> em diferentes substratos e inoculadas com mistura de FMAs ..... 48
- Tabela 5. Espécies de FMAs antes e aos 93 dias após a semeadura e mistura de FMAs em *Brachiaria decumbens* em tubetes de 280 cm<sup>3</sup> com diferentes substratos ..... 50

### CAPÍTULO II

- Tabela 1. Lista de espécies, código de linhagem, e número de esporos.g<sup>-1</sup> do inoculante produzido a partir de comunidade de FMAs selecionada ..... 61
- Tabela 2. Lista de espécies, e número de esporos.g<sup>-1</sup> no inoculante produzido em sistema *on farm* no Viveiro Lua Nova a partir de comunidade nativa de FMAs coletada em campo (inoculante nativo) ..... 63
- Tabela 3. Análise química dos substratos (amostra base seca) antes da instalação do experimento ..... 63
- Tabela 4. Características físicas dos substratos avaliados: densidade aparente, densidade da partícula, percentual de porosidade total, percentual de microporosidade, percentual de macroporosidade e capacidade de retenção de água à tensão de 10 cm (CRA10 cm) ..... 64
- Tabela 5. Altura e diâmetro do coleto de mudas de *Anadenanthera peregrina*, produzidas em dois tipos de substratos e diferentes tratamentos de inoculação, aos 100 dias após a semeadura ..... 68
- Tabela 6. Massa seca da parte aérea (MSPA), área foliar (AF), massa seca do sistema radicular (MSSR), e volume de raízes (VR) de mudas de *Anadenanthera peregrina*, produzidas

em dois tipos de substratos e diferentes tratamentos de inoculação, aos 100 dias após a semeadura .....	70
Tabela 7. Colonização micorrízica (%), número de esporos e eficiência da inoculação (%) de mudas de <i>Anadenanthera peregrina</i> , produzidas em dois tipos de substratos e diferentes tratamentos de inoculação, aos 100 dias após a semeadura .....	72
Tabela 8. Altura e diâmetro do coleto de mudas de <i>Melanoxylon brauna</i> , produzidas em dois tipos de substratos e diferentes tratamentos de inoculação, aos 180 dias após a semeadura .....	74
Tabela 9. Massa seca da parte aérea (MSPA), área foliar (AF), massa seca do sistema radicular (MSSR), e volume de raízes (VR) de mudas de <i>Melanoxylon brauna</i> , produzidas em dois tipos de substratos e diferentes tratamentos de inoculação, aos 180 dias após a semeadura .....	76
Tabela 10. Colonização micorrízica (%), número de esporos e eficiência da inoculação (%) de mudas de <i>Melanoxylon brauna</i> , produzidas em dois tipos de substratos e diferentes tratamentos de inoculação, aos 180 dias após a semeadura .....	78
Tabela 11. Altura e diâmetro do coleto de mudas de <i>Apuleia leiocarpa</i> , produzidas em dois tipos de substratos e diferentes tratamentos de inoculação, aos 115 dias após a semeadura .....	79
Tabela 12. Massa seca da parte aérea (MSPA), área foliar (AF), massa seca do sistema radicular (MSSR), e volume de raízes (VR) de mudas de <i>Apuleia leiocarpa</i> , produzidas em dois tipos de substratos e diferentes tratamentos de inoculação, aos 115 dias após a semeadura .....	80
Tabela 13. Colonização micorrízica (%), número de esporos e eficiência da inoculação (%) de mudas de <i>Apuleia leiocarpa</i> , produzidas em dois tipos de substratos e diferentes tratamentos de inoculação, aos 115 dias após a semeadura .....	82

## RESUMO GERAL

SANTOS, Gabriel Rocha. **Seleção de substratos e fungos micorrízicos arbusculares para formação de mudas de espécies arbóreas nativas da Mata Atlântica**. 2018. 101 p. Dissertação (Mestrado em Ciências Ambientais e Florestais). Instituto de Florestas, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, 2018.

A inoculação de mudas de espécies arbóreas com fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) pode melhorar o crescimento no viveiro florestal e o desenvolvimento após o transplântio. Sendo assim, o objetivo geral desse trabalho foi selecionar substratos e comunidades de FMAs para a produção de mudas de espécies arbóreas, de modo que as mesmas tenham qualidade superior quando comparadas com as mudas em que não houve inoculação. Para isso, no primeiro capítulo, avaliou-se quatro substratos (RAD, SC1, ESTIPE e SC2) quanto à colonização micorrízica e a esporulação da comunidade de FMAs. Realizou-se semeadura direta de *Brachiaria decumbens* em tubetes 280 cm<sup>3</sup> e inoculação com aproximadamente 110 esporos de uma mistura de FMAs. Verificou-se que o substrato RAD possuía grande número de esporos de FMAs nativos, e ampliou esse número após inoculação e cultivo da braquiária, mantendo alta diversidade e sendo mais conducente aos FMAs, e o substrato SC2 foi bastante conducente aos fungos micorrízicos inoculados, mantendo alto número de esporos, alta taxa de colonização e alta diversidade de espécies de FMAs após o cultivo de braquiária. No segundo capítulo, avaliou-se o crescimento e a micorrização de mudas de angico, braúna e garapa produzidas em tubetes 280 cm<sup>3</sup>. Cada espécie compôs um experimento, instalado em delineamento inteiramente casualizado em esquema fatorial 2x4, com dois tipos de substratos: RAD e SC2, e quatro tratamentos: Controle sem inoculação, Controle sem inoculação adubado, Comunidade de FMAs selecionados e Comunidade de FMAs nativos. Verificou-se que as massas secas da parte aérea e do sistema radicular, área foliar, volume de raízes, colonização micorrízica, número de esporos e eficiência da inoculação. Os resultados obtidos indicaram que braúna e garapa não toleram o substrato SC2 adubado na ausência de FMAs. Em 60% das situações comparadas (variáveis e espécies arbóreas), as comunidades de FMAs não promoveram respostas diferenciadas no crescimento, mas a comunidade nativa superou a comunidade selecionada em 27% das situações e vice-versa em apenas 7%. Nas três espécies arbóreas não houve diferença na colonização micorrízica e na esporulação dos FMAs entre as comunidades selecionada e nativa. Angico foi a espécie que promoveu maior colonização e

esporulação de FMAs, e braúna foi a espécie onde a colonização e a esporulação foi menor. A partir da análise conjunta dos resultados, infere-se que as espécies florestais respondem de maneira diferenciada aos substratos, e a inoculação de comunidades de FMAs em mudas de espécies florestais arbóreas é capaz de promover melhorias no crescimento das mudas.

**Palavras-chave:** inoculante, angico, braúna, garapa, viveiros florestais.

## GENERAL ABSTRACT

SANTOS, Gabriel Rocha. **Seleção de substratos e fungos micorrízicos arbusculares para formação de mudas de espécies arbóreas nativas da Mata Atlântica**. 2018. 101 p. Dissertation (Master of Environmental Science and Forestry). Instituto de Florestas, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, 2018.

The inoculation of tree species changes with arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) can improve growth in the forest nursery and development after transplanting. Therefore, the general objective of this work was to select substrates and AMF communities for the production of seedlings of tree species, so that they are of superior quality when compared to the seedlings in which there was no inoculation. For this, in the first chapter, four substrates (RAD, SC1, ESTIPE and SC2) were evaluated for mycorrhizal colonization and sporulation of the AMF community. Direct sowing of *Brachiaria decumbens* was carried out in plastic containers of 280 cm<sup>3</sup> and inoculation with approximately 110 spores of a mixture of AMF. It was verified that the RAD substrate possessed a large number of native AMF spores, and increased this number after inoculation and cultivation of the brachiaria, maintaining high diversity and being more conducive to AMF, and the SC2 substrate was quite conducive to the inoculated mycorrhizal fungi, maintaining high number of spores, high colonization rate and high diversity of AMF species after cultivation of brachiaria. In the second chapter, the growth and mycorrhization of angico, brauna and garapa saplings produced in plastic containers of 280 cm<sup>3</sup>. Each species composed an experiment, installed in a completely randomized design and 2x4 factorial scheme, with two types of substrates: RAD and SC2, and four treatments: Control without inoculation, Control without inoculation fertilized, Community of selected FMAs and Community of native AMF. It was verified that the dry masses of the aerial part and of the root system, leaf area, specific foliar area, root volume, mycorrhizal colonization, number of spores and inoculation efficiency. The results indicated that brauna and garapa did not tolerate SC2 substrate fertilized in the absence of AMF. In 60% of the comparative situations (variables and tree species), AMF communities did not promote differentiated growth responses, but the native community surpassed the selected community in 27% of situations and vice versa in only 7%. In the three tree species there was no difference in mycorrhizal colonization and sporulation of AMF between the selected and native communities. Angico was the species that promoted greater colonization and sporulation of AMF, and brauna was the species where colonization

and sporulation were minor. From the joint analysis of the results, it is inferred that the forest species respond differently to the substrates, and the inoculation of AMF communities in seedlings of tree species is capable of promoting improvements in seedling growth.

**Key words:** Inoculant, angico, brauna, garapa, forest seedlings.

## 1. INTRODUÇÃO GERAL

O bioma Mata Atlântica é um dos mais ricos ecossistemas do Brasil com elevada biodiversidade e presença de várias espécies endêmicas, algumas, ameaçadas de extinção (MYERS et al., 2000). Em função da atividade humana, estima-se que hoje existem apenas 12,4% da área original do bioma (SOS MATA ATLÂNTICA, 2017). Os remanescentes de mata nativa hoje ocupam pequenos fragmentos muitas vezes distantes entre si (PRIMACK e RODRIGUES, 2001).

Nesse sentido, a recomposição florestal é tida como elemento chave na interligação de fragmentos, pois garante fluxo gênico e recuperação da paisagem (VIANA e PINHEIRO, 1998). Segundo dados de Rodrigues et al. (2009) existem aproximadamente 939.800 hectares passíveis de restauração florestal em toda Mata Atlântica.

Um dos grandes desafios na recomposição de florestas nativas é a produção de mudas de espécies que possam suprir programas de reflorestamento. Abreu et al. (2015) destacam que para que estes reflorestamentos sejam realizados, existe a necessidade de aumentar a quantidade e a qualidade de produção de mudas de espécies florestais nativas, que sejam adaptadas às condições dos locais de plantio, e possuam preços competitivos. Assim, é necessária a busca por técnicas e insumos que adequem as mudas às condições locais do viveiro e do reflorestamento.

Dessa forma, soluções que intensificam a obtenção de mudas de qualidade são cada vez mais estudadas. Carneiro (1995) destaca que o êxito de plantios florestais, tanto para fins de produção, quanto para conservação, não está ligado unicamente à espécie utilizada, mas também relacionada à qualidade das mudas produzidas. Estas devem resistir às condições adversas encontradas após o transplante, e irão influenciar diretamente a sobrevivência e crescimento inicial das mudas no campo.

A colonização das raízes vegetais por fungos micorrízicos arbusculares (FMAs), pode melhorar o estado nutricional das plantas, proporcionando incremento no crescimento, além de minimizar os efeitos de estresses bióticos e abióticos (MATOS e SILVA, 1996), como os produzidos pelo plantio (DAVIDSON et al., 2016), por deficiência hídrica e por patógenos radiculares (RAJU et al., 1990). A melhoria no estado nutricional está diretamente relacionada com a maior absorção de nutrientes, especialmente aqueles de baixa mobilidade, como P e Zn (COOPER e TINKER, 1978), e que são pouco disponíveis nos solos tropicais.

Essas características fazem com que a inoculação de FMAs em mudas de espécies arbóreas florestais possibilitem uma produção que atenda mais eficientemente os projetos de

reabilitação de áreas degradadas, pois são ambientes onde podem ser encontradas condições de estresse hídrico e nutricional e cuja execução é onerosa (HENTZ et al., 2012).

Durante a etapa de produção de mudas, dentre os inúmeros produtos que podem ser utilizados como substratos, estes devem ser localmente disponíveis, ter custo compatível e não poluir o meio ambiente (FONTES et al., 2004). Nesse sentido, a utilização de substratos alternativos pode diminuir o custo de produção do viveirista, sendo tão eficiente quanto os substratos comerciais. No entanto, para a produção de mudas micorrizadas, além de permitir o crescimento vegetal, o substrato também deve ser capaz de influenciar positivamente a simbiose micorrízica.

Este estudo tem como objetivo avaliar substratos e comunidades de FMAs para a produção de mudas de três espécies arbóreas nativas da Mata Atlântica.

## **2. REVISÃO DE LITERATURA**

### **2.1 Fungos Micorrízicos Arbusculares (FMAs)**

Os FMAs são abundantes em solos da maioria dos ecossistemas terrestres, e podem formar associações simbióticas com raízes de 80% de todas as espécies de plantas terrestres (VAN DER HEIJEN, 1998). Esse tipo de associação se dá entre as raízes de plantas e fungos do filo Glomeromycota (SCHÜBLER et al., 2001).

Para que seja estabelecida a simbiose entre os FMAs e as raízes de plantas superiores, há a necessidade de uma íntima interação entre esses simbiontes. Nessa associação, a planta é beneficiada pelo aumento de absorção de água e de nutrientes, principalmente de P pelas hifas fúngicas, e o fungo obtém da planta os fotoassimilados necessários para que se complete seu ciclo de vida (MOREIRA e SIQUEIRA, 2006).

Essas associações constituem importante ligação entre os componentes bióticos e abióticos do solo, desempenhando papel fundamental na sobrevivência e no crescimento das mudas durante a fase de viveiro e após o plantio em campo (BERBARA et al., 2006).

Em ambientes de estresse, com baixo suprimento de água e de nutrientes, geralmente a associação com FMAs garante benefícios para a planta (AZCÓN et al., 1991). Especialmente quando se encontram baixos teores de P no solo, os FMAs apresentam elevadas taxas de colonização e benefícios à planta hospedeira. Esses benefícios incluem um maior crescimento e também uma maior capacidade de absorção de P em formas não disponíveis para as plantas (CARDOSO et al., 2010). Van Der Heijden et al. (1998) comentam que as micorrizas

arbusculares permitem que as raízes das plantas promovam uma exploração mais eficiente de fósforo no solo e conseqüentemente, promovem uma maior absorção de outros nutrientes disponíveis (MARSCHNER e DELL, 1994).

A agregação das partículas minerais e orgânicas do solo também pode ser influenciada pela atividade dos FMAs. A glomalina é uma glicoproteína presente na parede celular das hifas fúngicas que atua como um ligante orgânico dos agregados do solo (RAMOS e MARTINS, 2010; WRIGHT et al., 2007). Dessa forma, as concentrações de glomalina no solo têm sido relacionadas à estrutura dos solos além dos estoques de C e N do solo (FOKOM et al., 2012).

## 2.2 Seleção de FMAs

Diversos FMAs podem se associar a plantas, porém, diferentes espécies de FMAs induzem respostas diferentes em termos de crescimento e produção de biomassa em diferentes solos e plantas (VAN DER HEIJDEN et al., 1998).

A resposta de uma espécie vegetal pode ser diferenciada, a depender do funcionamento e eficiência da simbiose, de diferentes combinações de espécies de fungos com a planta hospedeira (OLIVEIRA-JÚNIOR et al., 2017). A eficiência micorrízica varia em função do isolado de FMA e do solo, o que confirma a existência de certa preferência ou compatibilidade diferenciada entre os simbioses em diferentes locais (PORTUGAL et al., 2006).

A seleção de FMAs é uma etapa fundamental para a produção de inoculantes eficientes que proporcionem um maior crescimento das plantas no campo. Normalmente, essa seleção é realizada em substratos uniformes e esterilizados, avaliando as características morfológicas de uma espécie vegetal frente a outras espécies de FMAs (VINCENT, 1970; GIBSON, 1987).

Para a produção de mudas de *Acacia mangium*, uma Fabaceae, Angelini et al. (2013) realizaram um experimento a fim de selecionar FMAs eficientes para a promoção do crescimento em viveiro. De um total de 10 espécies de fungos, os autores constataram que as simbioses mais eficientes foram alcançadas na interação de *A. mangium* com *Scutellospora calospora*, *Dentiscutata heterogama*, *Cetraspora gilmorei* e *Acaulospora morrowiae*.

Em outra Fabaceae, *Mimosa artemisiana*, Hentz et al. (2012) realizaram a inoculação de *Rhizophagus clarus*, *Claroideoglossum etunicatum*, *Gigaspora margarita* e *Scutellospora heterogama*. Foi constatado que para todas as variáveis de crescimento avaliadas (altura, diâmetro do coleto, massa seca da parte aérea e sistema radicular), o FMA *R. clarus* foi o que promoveu resultado significativamente superior quando comparado aos outros tratamentos.

Para *R. clarus*, também foram observados valores superiores no número de esporos, colonização micorrízica e número de nódulos.

### **2.3 Produção de mudas**

Mudas de espécies florestais arbóreas nativas são produzidas em viveiro, com o objetivo de serem utilizadas para recuperação de áreas degradadas, reflorestamento e soluções ambientais (DELARMELINA et al., 2014). Quando as condições da área de plantio forem desfavoráveis à sobrevivência e ao crescimento inicial das plantas, as mudas deverão ter um padrão de qualidade tal que permita que sobrevivam, evitando replantios e consequentes gastos desnecessários, proporcionando assim maior rendimento da operação (GOMES et al., 2002).

Os recipientes mais utilizados para as espécies florestais nativas são os tubetes de polipropileno e sacos plásticos em dimensões variáveis (VARGAS et al., 2017).

Os critérios na seleção das mudas para o plantio são baseados em parâmetros que, na maioria das vezes, não determinam as reais qualidades, uma vez que o padrão de qualidade varia de acordo com a espécie e, para uma mesma espécie, entre diferentes genótipos e fenótipos (CARNEIRO, 1995). Entretanto, no viveiro, esse mesmo autor aponta alguns fatores que podem afetar a qualidade, que são, o tipo de recipiente utilizado, a formulação do substrato, a adubação e o manejo das mudas em geral.

São escassos os trabalhos referentes à utilização de índices para avaliação da eficiência nutricional de plantas nativas (CARNEVALI et al., 2016). Os estudos têm se baseado, sobretudo, na avaliação de características morfológicas, das quais se destacam a altura da parte aérea, diâmetro do coleto, área foliar, pesos de matéria seca da parte aérea e do sistema radicular, relação altura por diâmetro (H/D) e relação entre o peso de matéria seca da parte aérea pelo peso de matéria seca do sistema radicular (CUNHA et al., 2005; CRUZ et al., 2006; KRATZ e WENDLING, 2013; ABREU et al., 2015).

### **2.4 Substrato**

O substrato é composto por três fases: sólida, líquida e gasosa, que são diretamente relacionadas à granulometria e às proporções dos componentes minerais e orgânicos. Estas fases têm influência sobre a quantidade de água disponível, nutrientes, espaços para as trocas gasosas e crescimento radicular da muda (GUERRINI e TRIGUEIRO, 2004). As proporções dos componentes nas fases sólida e gasosa devem garantir uma estrutura de substrato que atenda

o vegetal nos aspectos químicos, físicos e biológicos (ABREU et al., 2017; WENDLING e GATTO, 2002).

Em recipientes como os tubetes, onde há elevada lixiviação, ocorrem perdas de nutrientes (CHAVES et al., 2004), o que leva à diminuição da biomassa radicular podendo afetar a colonização micorrízica. Ainda relacionando tubetes com lixiviação, podem ocorrer extrema flutuação no gradiente de umidade do solo. Os efeitos da umidade do solo sobre as hifas fúngicas foram relatados por Land e Schönbeck (1991). Estes autores comentam que tais extremos comprometem o crescimento dos FMAs e ocasionam a diminuição do número de esporos.

O excesso de água tende a diminuir a densidade de esporos no substrato. Em experimento com *Lotus tenuis*, uma herbácea, sob excesso hídrico, García et al. (2008) constataram que nessas condições, os esporos podem ser lixiviados ou mortos por quebra mecânica. Neste experimento, o excesso de água também ocasionou a diminuição do comprimento das hifas fúngicas, comprometendo a colonização micorrízica.

Nos cultivos em recipientes, onde o volume para o crescimento das raízes é geralmente limitado, espera-se que o substrato utilizado seja capaz de manter o volume de água facilmente disponível às plantas sem, no entanto, comprometer a concentração de oxigênio no meio (BUNT, 1961). Nesse sentido os substratos comerciais surgem como alternativa de produto homogêneo, estabilizado, e pronto para o uso (HOFFMANN et al., 2001). A utilização de substratos comerciais na produção de mudas micorrizadas é relatado por Tristão et al. (2006) na cultura do café, Samarão et al. (2011) na cultura da graviola e Anzanello et al. (2011) em porta-enxertos micropropagados de videira.

O substrato composto por 30% de composto orgânico, 30% de subsolo (argiloso), 30% de solo arenoso e 10% de fosfato de rocha (proporções baseadas em volume) foi recomendado por Franco et al. (1992) para a produção de mudas para revegetação de solos degradados. A formação de mudas arbóreas micorrizadas nesse substrato foi estudada por Tavares et al. (2016) na produção de mudas de *Mimosa caesalpiniaefolia* (sabiá) e Souza et al. (2009) na produção de *Schinus terebinthifolius* (aroeira pimenteira).

Ainda são incipientes os trabalhos utilizando composto de tronco de palmeira como substrato. Para a produção de mudas de alface em bandejas de isopor, Macedo et al. (2011) utilizaram um substrato composto por resíduos de troncos de babaçu coletados no campo. Verificou-se que a utilização do composto na proporção de 100% produziu as mudas com pior

qualidade, nas variáveis avaliadas. Foi constatada, nas condições do experimento a necessidade do acréscimo de terra e esterco bovino para a produção de mudas de alface.

Para outra parte vegetal de palmáceas, o resíduo da extração da polpa de açaí, Maranhão e Paiva (2012) verificaram que sua adição como componente de substrato influenciou positivamente o crescimento das mudas de *Physocalymma scaberrimum*, uma arbórea pertencente à família Lythraceae.

## **2.5 Limitação da Inoculação Micorrízica no Brasil**

De acordo com o Decreto 4954/2004 (BRASIL, 2004), inoculante é um produto que contém microrganismos com atuação favorável ao crescimento de plantas. Entretanto, no capítulo XI do mesmo decreto, é considerada infração a produção ou comercialização de inoculantes que contenham outros microrganismos que não os declarados no registro. Isso dificulta a produção de inoculantes comerciais de FMAs, uma vez que na própria estrutura do esporo podem haver outros microrganismos associados.

Uma alternativa para inoculação em viveiros é a multiplicação de fungos nativos no próprio viveiro. Diversos estudos têm sido realizados comparando tratamentos com fungos selecionados, nativos e sem inoculação (CALDEIRA et al., 2003; MARINHO et al., 2004; VANDRESEN et al., 2007; SANTOS et al., 2014). Os resultados de variáveis de crescimento de mudas inoculadas com fungos nativos variam de significativamente iguais a inferiores à inoculação com fungos selecionados, porém apresentam resultados superiores aos tratamentos sem inoculação.

A busca por mudas maiores em projetos de restauração florestal é uma medida que visa diminuir os efeitos da competição com plantas espontâneas e aumentar a sobrevivência. Porém, a literatura aponta que as mudas micorrizadas, quando plantadas em campo, apresentam maior sobrevivência e tendem a apresentar taxa de crescimento superior quando comparadas com mudas em que não foi realizada inoculação com FMAs (HENTZ et al., 2009; LACERDA et al., 2011; CARNEIRO et al., 2004; HENTZ et al., 2013), permitindo o plantio de mudas de menor altura.

## **2.6 Inoculação de FMAs em Espécies Arbóreas**

Atualmente, os estudos silviculturais têm se voltado para as espécies de rápido crescimento. Isso se deve, em parte, ao tempo de desenvolvimento das plantas e que,

consequentemente, resulta em menor gasto com insumos (defensivos e fertilizantes), mão de obra e equipamentos (SOMAVILLA et al., 2014) e ao fato de que uma vez implantada uma floresta primária, a sucessão poderá ser natural se houver fonte de sementes.

Para Lima e Souza (2014), quando utilizados FMAs em condições de viveiro, é proporcionada uma melhoria da qualidade da muda pelo aumento da absorção de nutrientes. Estes autores avaliaram o crescimento de mudas de clones de eucalipto em quatro tratamentos: controle (não inoculadas), e quatro tratamentos inoculadas com as seguintes espécies: *Claroideoglossum etunicatum*, *Rhizophagus manihots*, *Acaulospora* sp. e *Entrophosphora infrequens*. Verificou-se que a micorrização favoreceu o crescimento de plantas e a absorção de N, P e K.

Tais resultados podem ser corroborados com o trabalho de Schiavo et al. (2009), onde foi observado aumentos nos teores foliares de N, P e Zn para *Acacia mangium*, e de N, P, Ca, Mg, Mn e Zn para *Sesbania virgata*. As mudas haviam sido inoculadas com esporos de *Glomus macrocarpum*, *Claroideoglossum etunicatum* e *Acaulospora colombiana*, além de estirpes selecionadas de rizóbio (acácia BR 3609 e BR 6009 e sesbânia BR 5401), e foram comparadas com mudas não inoculadas.

Para outra espécie florestal, *Anadenanthera macrocarpa* (angico vermelho), Sugai et al., (2011) constataram ter havido benefícios nutricionais e de crescimento das mudas que foram inoculadas com mistura de *Claroideoglossum etunicatum* e *Gigaspora margarita* quando comparadas às mudas em que não houve inoculação. Também para angico vermelho, Dias et al. (2012) constataram médias superiores de valores em mudas produzidas por estaquia nos parâmetros: porcentagem de enraizamento, diâmetro de colo e massa de matéria seca da parte aérea quando as mesmas foram inoculadas com *Rhizophagus clarus* e *Gigaspora margarita* associados com rizóbios.

Melhorias nos parâmetros morfológicos também foram descritos por Oliveira e Alixandre (2013). Em solos com baixos teores de fósforo, verificou-se que mudas de *Mimosa caesalpiniaefolia* inoculadas com *Claroideoglossum etunicatum* apresentaram maiores crescimentos da parte aérea, diâmetros do coleto e radicular, além de uma maior produção de folhas. Para outra Fabaceae, *Albizia polycephala*, inoculada com *Acaulospora colombiana*, Santos et al. (2016) constataram nas mudas aumento do diâmetro, do tamanho da folha e do peso de matéria seca.

O aumento da produção de massa seca aérea e radicular também foi observada por Caldeira et al. (2003) ao inocular *Rhizophagus clarus* e *Glomus macrocarpum* em mudas de *Enterolobium schomburgkii* e *Glomus macrocarpum* em *Adenanthera pavonina*.

A inoculação de fungos ou comunidades de fungos nativos pode representar uma opção de inoculante com menor custo e que apresente espécies localmente adaptadas (DOUDS JUNIOR et al., 2010). Em experimento comparando a inoculação de fungos nativos, isolados e testemunha sem inoculação em mudas de três leguminosas arbóreas: *Adenanthera pavonina*, *Mimosa guilandena* e *Enterolobium schomburgkii*, Caldeira et al. (2003) constataram que a inoculação com uma espécie de FMA proporcionou maiores valores de massa seca da parte aérea e do sistema radicular. Para estas variáveis, a inoculação com FMAs nativos proporcionou resultado significativamente inferior do que os tratamentos com uma espécie de FMA, porém significativamente superior do que o tratamento testemunha.

Resultado semelhante foi encontrado por Weber et al. (2004) na produção de mudas de cajueiro-anão-precoce. Para essa espécie, verificou-se que a inoculação com fungos nativos promoveu um maior crescimento das mudas quando comparadas ao tratamento sem inoculação.

Além dos parâmetros morfológicos, os FMAs também promovem o aumento das concentrações de nutrientes nos tecidos vegetais, de acordo com Chaves (1996) em experimento com mudas de *Plathymenia foliolosa* em tubetes, inoculadas com *Gigaspora margarita* e comparadas com mudas de tratamento não inoculado.

Quanto à sobrevivência em campo, Vandresen et al. (2007) verificaram que para cinco espécies arbóreas (*Croton urucurana*, *Senna macranthera*, *Anadenanthera colubrina*, *Bastardiopsis densiflora* e *Bauhinia forficata*), a inoculação com fungos nativos proporcionou mudas capazes de apresentar taxa de crescimento e sobrevivência superiores quando comparadas com mudas em que não havia sido realizada inoculação.

## **2.7 Espécies arbóreas estudadas**

### **2.7.1 *Anadenanthera peregrina* (Vell.) Brenan (angico)**

*Anadenanthera peregrina* é uma Fabaceae, subfamília Mimosoideae, de porte arbóreo, cuja altura pode chegar aos 16 m. É uma espécie decídua, heliófita e seletiva xerófita, com distribuição típica na Mata Atlântica dos estados de São Paulo, Minas Gerais, Goiás e Mato Grosso do Sul, podendo ocorrer também no Cerrado, em áreas de solos arenosos. Apresenta

ampla e distinta dispersão, ocorrendo geralmente em alta densidade populacional. Pode ser encontrada tanto no interior da mata como em formações secundárias (LORENZI, 1992).

Possui madeira pesada, compacta, não elástica, rija, de grande durabilidade sob condições naturais. Essas características conferem utilização para a construção civil, em vigas, caibros, tábuas para assoalhos, para a confecção de dormentes e para uso em marcenaria e carpintaria. Além disso, sua casca é adstringente sendo empregada em curtumes (RIZZINI, 1978). Tem uma importante função ecológica sobretudo na época seca, onde sua goma serve de alimento para a fauna (CORRÊA et al., 2000).

A produção de mudas de angico branco é diminuta sobretudo por conta da obtenção de sementes. Nesta espécie, a polinização cruzada é favorecida tanto pelo alto grau de autoincompatibilidade genética quanto pela protandria (COSTA et al., 2003). Por conta dessa característica, a coleta de sementes é restrita a fragmentos florestais com alta diversidade.

As sementes de *Anadenanthera peregrina* podem germinar em ambientes desde pleno sol a 70% de sombreamento, possibilitando o seu uso em práticas conservacionistas ou de recuperação de áreas degradadas (FERNANDES et al., 2018).

Gross et al. (2004) avaliaram o efeito da nodulação e da micorrização no crescimento inicial das plantas de *A. peregrina* em solo de Cerrado autoclavado e não autoclavado. Para isso, inoculou FMAs a partir de segmentos de raízes de milho colonizadas com *Glomus* spp. e *Acaulospora* spp. Constataram que o crescimento das plantas foi influenciado positivamente pela concomitante inoculação do fungo micorrízico e do rizóbio, tendo as plantas desse tratamento apresentado biomassa cerca de 60% maior do que as oriundas de substrato autoclavado. Entretanto, não houve diferença significativa na produção de biomassa quando inoculado apenas um dos microssimbiontes.

Ainda com *A. peregrina*, Melo et al. (2009) montaram um experimento com os seguintes tratamentos: controle não adubado, controle adubado, inoculado com *Gigaspora albida* em solo não adubado, inoculado com *Acaulospora longula* em solo não adubado, inoculado com *G. albida* em solo adubado e inoculado com *A. longula* em solo adubado. Neste trabalho, observou-se que o tratamento solo não adubado inoculado com *G. albida* promoveu o crescimento de mudas com maior altura e diâmetro do coleto quando comparado com todos os demais tratamentos. A inoculação com *G. albida* ou *A. longula* favoreceu a produção de mudas com maior número de folhas em relação ao controle sem fungo. Por outro lado, nos tratamentos em que houve a adição de adubo orgânico, a inoculação não promoveu aumento nos valores das variáveis estudadas.

Tais resultados podem ser complementados por Vandresen et al. (2007) em outra espécie desse gênero, *Anadenanthera colubrina*. Neste estudo, os autores avaliaram os efeitos da inoculação de uma mistura de FMAs nativos multiplicados em rizosfera de *Croton urucurana* e a aplicação de diferentes doses de adubo, na formação e sobrevivência em campo de mudas de *A. colubrina*. Foi constatado que as mudas dos tratamentos com maior complementação mineral apresentaram maior crescimento, independente da inoculação. Em campo, após seis meses após o plantio, as plantas do tratamento substrato base (sem adição de adubos), apresentaram a taxa de crescimento relativo significativamente maior do que os tratamentos adubados. Além disso, as plantas oriundas deste tratamento, mas que foram inoculadas com FMAs apresentaram aumento na taxa de sobrevivência em relação às não inoculadas.

Para *A. peregrina*, as espécies de FMAs eficientes para a formação de mudas foram: *G. albida* e *A. longula* (MELO et al.; 2009).

### 2.7.2 *Apuleia leiocarpa* (Vog.) Macbr. (**garapa**)

A garapa é uma espécie arbórea da família Fabaceae, subfamília Caesalpinioideae. Alcança de 20 a 35m, com tronco retilíneo de 60 a 90 cm de diâmetro. Ocorre do Pará ao Rio Grande do Sul, na floresta latifoliada semidecídua e no sul da Bahia ao Espírito Santo na floresta pluvial Atlântica, sendo encontrada em lugares altos e acidentados (LORENZI, 1992).

É uma espécie de floresta clímax, raramente ocorrendo em formações secundárias. Sua dispersão é ampla, porém geralmente em baixa frequência, exceto na região Oeste Catarinense, onde forma grandes populações. É uma espécie que serve de alimento para a fauna o ano inteiro, pois suas folhas são apreciadas pelos bugios (LORENZI, 1992).

Madeira dura, moderadamente pesada (densidade de 0,83 g.cm<sup>-3</sup>), de longa durabilidade, e fácil trabalhabilidade. Recebe bem a cola e tem acabamento liso. Possui cor bege clara, as vezes rosada. Empregada em marcenaria, tanoaria, esquadrias, carrocerias, trabalhos em torno, na construção civil como em vigas, ripas caibros, dormente, vigas de pontes e esteios (RIZZINI, 1978).

É considerada a melhor madeira nativa para construção de barris de cerveja, pipas e tonéis de vinho e cachaça. Pode ser um importante insumo para a indústria, pois em suas sementes são encontradas altas concentrações de uma substância denominada galactomanana,

que é um espessante utilizado nas indústrias alimentícias e de cosméticos (PONTES et al., 2002; CORADIN et al., 2011).

Por conta dos bons atributos, foi uma espécie de grande exploração madeireira, nos séculos XIX e inícios do XX (LEITE e KLEIN, 1990). Além disso, muitas madeiras comercializam a madeira de garapa fraudulentamente como *Paratecoma peroba*, em vista da superficial semelhança (RIZZINI, 1978).

Nos viveiros, as mudas de primeiro ano têm crescimento lento, alcançando cerca de 50 cm de altura. Apesar de ser uma madeira valiosa, a falta de produção e propagação de mudas, de florestamentos com fins econômicos e sua baixa densidade natural não permitem sua exploração como uma espécie madeireira (CORADIN et al. 2011).

Com relação à micorrização em *Apuleia leiocarpa*, Andreazza et al. (2008) constataram associação com fungos micorrízicos arbusculares em um fragmento florestal no município de Santa Maria, RS.

Quanto à inoculação, Oliveira JR et al. (2015) conduziram um experimento em casa de vegetação com vasos com capacidade de 1 kg nos seguintes tratamentos: aplicação de inóculos de *Rhizophagus clarus*; *Gigaspora margarita*; *Dentiscutata heterogama*; mistura dos três fungos e testemunha. Adicionaram-se aos tratamentos as doses de fósforo: 0, 24, 71, 213 e 650 mg kg<sup>-1</sup> de solo. Os resultados de altura e massa seca das mudas indicaram respostas distintas aos efeitos da inoculação individualizada quando comparada à mistura de inóculos. As mudas produzidas a partir de inoculação individualizada apresentaram crescimento superior quando comparados à testemunha absoluta. O tratamento com a mistura de fungos, porém, proporcionou mudas com maiores incrementos de massa seca de parte aérea, além de efeito sinérgico com a dose de P, em relação à inoculação individualizada.

Para *A. leiocarpa*, as espécies de FMAs: *R. clarus*, *G. margarita* e *D. heterogama*; são eficientes para a produção de mudas (OLIVEIRA JR et al.; 2015).

### 2.7.3 *Melanoxylon brauna* Schott (**braúna**)

A *Melanoxylon brauna* (braúna) é uma árvore da família Fabaceae, subfamília Caesalpinoideae. É encontrada no bioma Mata Atlântica, numa área que abrange desde o Maranhão até São Paulo (LORENZI, 1992). É um dos membros conspícuos na floresta pluvial, sendo muito comum no Sul da Bahia e no Vale do Rio Santo Antônio (MG) (RIZZINI, 1978).

Sua madeira tem coloração que varia do pardo-escuro ao negro, às vezes com manchas nigérrimas. Possui superfície opaca, lisa e compacta. É conhecida pela qualidade e durabilidade, sendo empregada para obras externas pesadas, vigas, mourões, dormentes, pontes, tacos, pontes, cubos de roda, assoalhos e similares (LORENZI, 1992).

Devido à exploração predatória, atualmente a braúna é uma espécie considerada vulnerável, ou seja, enfrenta um elevado risco de extinção na natureza (MARTINELLI e MORAES, 2013).

Além disso, esta é uma espécie que carece de tecnologia para a produção de mudas. Apesar de não requerer nenhum tratamento para quebra de dormência (FREIRE et al., 2017), suas sementes perdem a viabilidade com o aumento da temperatura após a coleta. Isso dificulta a estocagem e faz o que a espécie seja pouco ofertada em viveiros florestais (BORGES et al., 2015).

### 3. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABREU, A. H. M., LELES, P. S. S., MELO, L. A., FERREIRA, D. H. A. A., MONTEIRO, F. A. S. Produção de mudas e crescimento inicial em campo de *Enterolobium contortisiliquum* produzidas em diferentes recipientes. **Floresta**, Curitiba, v. 45, n. 1, p. 141 - 150, 2015.

ABREU, A. H. M.; LELES, P. S. S., MELO, L. A.; OLIVEIRA, R. R.; FERREIRA, D. H. A. A. Caracterização e potencial de substratos formulados com biossólido na produção de mudas de *Schinus terebinthifolius* Raddi. e *Handroanthus heptaphyllus* (Vell.) Mattos. **Ciência Florestal**, v. 27, n. 4, p. 1179-1190, 2017.

ANGELINI, G. A. R.; SAGGIN-JUNIOR, O. J.; SILVA, E. M. R. Seleção de fungos micorrízicos arbusculares e ectomicorrízicos para simbioses eficientes com *Acacia mangium* willd. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 34, n. 6 Sup. 11, p. 3529-3542, 2013.

ANZANELLO, R.; SOUZA, P. V. D.; CASAMALI, B. Fungos micorrízicos arbusculares (FMA) em porta-enxertos micropropagados de videira. **Bragantia**, Campinas. v. 70, n. 2, p. 409-415, 2011.

AZCÓN, R.; RUBIO, R.; BAREA, J. M. Selective interactions between different species of mycorrhizal fungi and *Rhizobium meliloti* strains, and their effects on growth, N<sub>2</sub>-fixation (15N) and nutrition of *Medicago sativa* L. **New Phytologist**, v. 117, n. 3, p. 399-404, 1991.

BERBARA, R. L. L.; SOUZA, F. A.; FONSECA, H. M. A. C. Fungos micorrízicos arbusculares: Muito além da nutrição. In: FERNANDES, M. S. (Ed.). **Nutrição mineral de plantas**. Viçosa, MG: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2006. p.53-88.

BORGES, E. E. D. L.; FLORES, A. V.; ATAÍDE, G. D. M.; MATOS, A. C. B. Alterações fisiológicas e atividade enzimática em sementes armazenadas de *Melanoxylon brauna* Schott. **Cerne**, v. 21, n. 1, p. 75-81, 2015.

BRASIL. Decreto nº 4.954, de 14 de janeiro de 2004.

BUNT A. C. Some physical properties of pot-plant composts and their affect on plant growth. **Plant and Soil**, v. 12, n.4, p. 322-332, 1961.

CALDEIRA, M. V. W.; DA ROSA, G. N.; FENILLI, T. A. B.; HARBS, R. M. P. Composto orgânico na produção de mudas de aroeira-vermelha. **Scientia Agraria**, v. 9, n. 1, p. 27-33, 2008.

CALDEIRA, M. V. W.; GOMES, D. G.; GONÇALVES, E. O.; DELARMELINA, W. M.; SPERANDIO, H. V.; TRAZZI, P. A. Biossólido como substrato para produção de mudas de *Toona ciliata* var. *australis*. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 36, n. 6, p. 1009-1017, 2012.

CALDEIRA, M. V. W.; SILVA, E. M. R.; FRANCO, A. A.; WATZLAWICK, L. F. Influência de fungos micorrízicos arbusculares sobre o crescimento de três leguminosas arbóreas. **Revista Acadêmica (Ciências Agrárias e Ambientais)**, Curitiba, v. 1, n. 1, p. 27-32, 2003.

CARDOSO, E. J. B. N.; CARDOSO, I. M.; NOGUEIRA, M. A.; MALUCHE-BARETTA, C. R. D.; PAULA, A. L. M. Micorrizas arbusculares na aquisição de nutrientes pelas plantas. In: **Micorrizas: 30 anos de pesquisas no Brasil**. 1. ed. Lavras: UFLA; 2010, p. 153-214.

CARNEIRO, M. A. C.; SIQUEIRA, J. O.; DAVIDE, A. C. Fósforo e inoculação com fungos micorrízicos arbusculares no estabelecimento de mudas de embaúba (*Cecropia pachystachya* Trec). **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 34, n. 3, p. 119-125, 2004.

CARNEIRO, J. G. A. **Produção e controle de qualidade de mudas florestais**. UFPR-FUPEF/Campos: UNEF, 1995, 451p.

CARNEIRO, M. A. C.; SIQUEIRA, J. O.; DAVIDE, A. C. Fósforo e inoculação com fungos micorrízicos arbusculares no estabelecimento de mudas de embaúba (*Cecropia pachystachya* Trec). **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 34, n. 3, p. 119-125, 2004.

CARNEIRO, M. A. C.; SIQUEIRA, J. O.; DAVIDE, A. C.; GOMES, L. J.; CURI, N.; VALE, F. R. Fungo micorrízico e superfosfato no crescimento de espécies arbóreas tropicais. **Scientia Forestalis**, Piracicaba, n.50, p. 21-36, 1996.

CARNEVALI, N. H. S.; MARCHETTI, M. E.; VIEIRA, M. C.; CARNEVALI, T. O.; RAMOS, D. D. Eficiência nutricional de mudas de *Stryphnodendron polyphyllum* em função de nitrogênio e fósforo. **Ciência Florestal**, v. 26, n. 2, p. 449-461, 2016.

CHAVES, J. H.; REIS, G. G. D.; REIS, M. D. G. F.; NEVES, J. C. L.; PEZZOPANE, J. E. M.; POLLI, H. Q. Seleção precoce de clones de eucalipto para ambientes com disponibilidade diferenciada de água no solo: relações hídricas de plantas em tubetes. **Revista Árvore**, v. 28, n. 3, p. 333-341, 2004.

CHAVES, L. F. C. Absorção de fósforo por mudas de jacarandá-da-bahia (*Dalbergia nigra* (Vell.) Fr. Allem.) e de Vinhático (*Plathymenia foliosa* Benth.) na presença de *Gigaspora margarita* Gerd. E Taxt. **Tese (Doutorado em Ciência Florestal)**, Universidade Federal de Viçosa. 1996.

CHAVES, L. F. C.; BORGES, R. C. G. Eficiência micorrízica na produção de jacarandá-da-bahia cultivadas em diferentes doses de fósforo. **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v. 27, p. 587-594, 2005.

COOPER, K. M.; TINKER, P. B. Translocation and transfer of nutrients in vesicular-arbuscular mycorrhizas. **New Phytologist**, v. 81, n. 1, p. 43-52, 1978.

CORADIN, L.; SIMINSKI, AA.; REIS, A. **Espécies nativas da flora brasileira de valor econômico atual ou potencial: plantas para o futuro – região sul**. Brasília, MMA, 2011. 934p.

CORRÊA, H. K. M.; COUTINHO, P. E. G.; FERRARI, S. F. Between-year differences in the feeding ecology of highland marmosets (*Callithrix aurita* and *Callithrix flaviceps*) in southeastern Brazil. **Journal of Zoology**, v. 252, n. 4, p. 421-427, 2000.

COSTA, R. B.; CONTINI, A. Z.; MELO, E. S. P. Sistema reprodutivo de *Anadenanthera peregrina* (L.) Speg e *Vochysia haenkiana* (Spreng.) Mart. em fragmento de cerrado na Chapada dos Guimarães - MT. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 33, n. 2, p. 305-610, 2003.

CRUZ, C. A. F.; PAIVA, H. N.; GUERRERO, C. R. A. Efeito da adubação nitrogenada na produção de mudas de sete-cascas (*Samanea inopinata* (Harms) Ducke). **Revista Árvore**, v. 30, n. 4, p. 537-546, 2006.

CUNHA, A. O.; ANDRADE, L. D.; BRUNO, R. D. L. A.; SILVA, J. D.; SOUZA, V. D. Efeitos de substratos e das dimensões dos recipientes na qualidade das mudas de *Tabebuia impetiginosa* (Mart. Ex DC) Standl. **Revista Árvore**, v. 29, n. 4, p. 507-516, 2005.

DAVIDSON, BILL E.; NOVAK, STEPHEN J.; SERPE, MARCELO D. Consequences of inoculation with native arbuscular mycorrhizal fungi for root colonization and survival of *Artemisia tridentata* ssp. *wyomingensis* seedlings after transplanting. **Mycorrhiza**, p. 1-14, 2016.

DELARMELINA, W. M.; CALDEIRA, M. V. W.; FARIA, J. C. T.; GONÇALVES, E. O.; ROCHA, R. L. F. Diferentes substratos para a produção de mudas de *Sesbania virgata*, **Floresta e Ambiente**, v. 21, n. 2, p. 224-233, 2014.

DIAS, P. C.; PEREIRA, M. D. S. F.; MEGUMIKASUYA, M. C.; PAIVA, H. N. D.; OLIVEIRA, L. S. D.; XAVIER, A. Micorriza arbuscular e rizóbios no enraizamento e nutrição de mudas de angico-vermelho. **Revista Árvore**, v. 36, n. 6, p. 1027-1037, 2012.

DIAS, P. F.; SOUTO, S. M. Jurema preta (*Mimosa tenuiflora*): Leguminosa arbórea recomendada para ser introduzida em pastagens em condições de mudas sem proteção e na presença do gado. **Revista da FZVA**, v. 14, n. 1, 2007.

DOUDS JUNIOR, D. D.; NAGAHASHI, G.; HEPPELY, P. R. On-farm production of inoculum of indigenous arbuscular mycorrhizal fungi and assessment of diluents of compost for inoculum production. **Bioresource Technology**, Oxford, v.101, p.2326-2330, 2010.

FOKOM, R.; ADAMOU, S.; TEUGWA, M. C.; BOYOGUENO, A. B.; NANA, W. L.; NGONKEU, M. E. L.; TCHAMENI, N. S. Nwaga, D.; TSALA NDZOMO, D.; ZOLLO, P. H. A. Glomalin related soil protein, carbon, nitrogen and soil aggregate stability as affected by land use variation in the humid forest zone of south Cameroon. **Soil & Tillage Research**, v. 120, p. 69-75, 2012.

FONTES, P. C. R.; LOURDES, J. L.; GALVÃO, J. C. C.; CARDOSO, A. A.; MANTOVANI, E. C. Produção e qualidade do tomate produzido em substrato, no campo e em ambiente protegido. **Horticultura Brasileira**, v.22, n.3, p.614-619, 2004.

FRANCO, A. A.; CAMPELLO, E. F.; SILVA, E. M. R.; FARIA, S. M. **Revegetação de solos degradados**. Itaguaí: Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. Comunicado Técnico, 1992. 9 p.

FREIRE, J. M.; THASSO, J. S. S.; ATAÍDE, G. M.; BREIER, T. B.; ROUWS, J. R. C. Influence of pre-germination treatments on germination seed in *Melanoxylon brauna* Schott. **African Journal of Agricultural Research**, v. 12, n. 43, p. 3149-3153, 2017.

GAUR, A.; ADHOLEYA, A. Effects of the particle size of soil-less substrates upon AM fungus inoculum production. **Mycorrhiza**, v. 10, n. 1, p. 43-48, 2000.

GIBSON, A. L. Evaluation of nitrogen fixation by legumes in the greenhouse and growth chamber. In: ELKAN, H. (Ed). **Symbiotic nitrogen fixation technology**. New York: Marcel Dekker, 1987. p. 321-369.

GOMES, J. M.; COUTO, L.; LEITE, H. G.; XAVIER, A.; GARCIA, S. L. R. Parâmetros morfológicos na avaliação da qualidade de mudas de *Eucalyptus grandis*. **Revista Árvore**, v.26, n.6, p.655-664, 2002.

GOMES, J. M.; COUTO, L.; LEITE, H. G.; XAVIER, A.; GARCIA, S. L. R. Parâmetros morfológicos na avaliação da qualidade de mudas de *Eucalyptus grandis*. **Revista Árvore**, v. 26, n. 6, p. 655-664, 2002.

GROSS, E.; CORDEIRO, L.; CAETANO, F. H. Nodulação e micorrização em *Anadenanthera peregrina* var. falcata em solo de cerrado autoclavado e não autoclavado. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 28, n. 1, p. 95-101, 2004.

GUERRINI, I. A.; TRIGUEIRO, R. M. Atributos físicos e químicos de substratos compostos por biossólidos e casca de arroz carbonizada. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 28, n. 6, p. 1069-1076, 2004.

HENTZ, A. M.; ANTONIOLLI, Z. I.; KAMINSKI, J.; SOUZA, E. L.; SCHIRMER, G. K.; MACHADO, G. K.; LUPATINI, M.; JÚNIOR, C. M. Estabelecimento a campo de mudas de *Eucalyptus grandis* micorrizadas com *Pisolithus microcarpus* (UFSC Pt 116) em solo arenoso. **Ciência Florestal**, v. 19, n. 2, p. 149-155, 2009.

HENTZ, A. M.; SANTOS, E. R.; NUNES, J. S.; KNOECHEKMANN, C. M.; BEZERRA, J.; MICHELOTTI, F. Produção de mudas de espécies arbóreas inoculadas com fungos micorrízicos para atuar na reabilitação de áreas impactadas pela extração de argila. **Revista Agroecossistemas**, v. 3, n. 1, p. 78-82, 2013.

HENTZ, A. M.; SILVA, E. M. R.; SAGGIN JUNIOR, O. J. Estabelecimento de fungos micorrízicos arbusculares de *Mimosa artemisiana* em diferentes substratos. **Revista Agroecossistema**, v. 4, p. 52-61, 2012.

HOFFMANN, A.; PASQUAL, M.; CHALFUN, N. N. J.; FRÁGUAS, C. B. Efeito de substratos na aclimatização de plantas micropropagadas do porta-enxerto de macieira “marubakaido”. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 25, n. 2, p. 462-467, 2001.

LACERDA, K. A. P., SILVA, M. M. S., CARNEIRO, M. A. C., REIS, E. F., SAGGIN-JÚNIOR, O. J. Fungos micorrízicos arbusculares e adubação fosfatada no crescimento inicial de seis espécies arbóreas do cerrado. **Cerne**, v. 17, p. 377-386, 2011.

LAND, S.; SCHÖNBECK, F. Influence of different soil types on abundance and seasonal dynamics of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi in arable soils of North Germany. **Mycorrhiza**, v. 1, n. 1, p. 39-44, 1991.

LEITE, P. F.; KLEIN, R. M. Vegetação. In: IBGE. **Geografia do Brasil: Região Sul**. Rio de Janeiro: IBGE – Diretoria de Geociências, 199. p-113-150. Vol 2.

LIMA, F. S.; SOUSA, C. S. Crescimento e nutrição de mudas de clones de eucalipto inoculadas com fungos micorrízicos. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 44, n. 2, p. 110-118, 2014.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil**. Nova Odessa: Plantarum, vol. 1, 1992. 352p.

MACEDO, V. R. A.; GUISEM, J. M.; CHAVES, A. M. S.; MONTEIRO, A. L. R.; BITU, P. I. M.; PINHEIRO, G. V. Avaliação do húmus do caule de Palmeira do Babaçu como substrato. I Característica química e sua viabilidade na produção de mudas de alface. **Cadernos de Agroecologia**, v. 6, n. 2, 2011.

MALUSÁ, E.; SAS-PASZT, L.; CIESIELSKA, J. Technologies for beneficial microorganisms inocula used as biofertilizers. **The scientific world journal**, v. 2012 p. 1-12, 2012.

MARANHO, A. S.; PAIVA, A. V. Emergência de plântulas de Supiarana (*Alchornea discolor* Poepp.) em substrato composto por diferentes porcentagens de resíduo orgânico de Açai.

**Revista da Sociedade Brasileira de Arborização Urbana**, Piracicaba, v. 6, n. 1, p. 85-98, 2011.

MARINHO, N. F.; CAPRONI, A. L.; FRANCO, A. A.; BERBARA, R. L. L. Respostas de *Acacia mangium* Willd e *Sclerolobium paniculatum* Vogel a fungos micorrízicos arbusculares nativos provenientes de áreas degradadas pela mineração de bauxita na Amazônia. **Acta Botanica Brasilica**, v. 18, n. 1, p. 141-149, 2004.

MARSCHNER, H.; DELL, B. Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis. **Plant and Soil**, v. 159, n. 01, p. 89-102, 1994.

MATOS, R. M. B.; SILVA, E. M. R. Effect of inoculation by arbuscular mycorrhizal fungi on the growth of micropropagated pineapple plants. **Fruits** 51, 1996. p. 115-119.

MELO, K. C. B., COELHO, I. R., DE SANTANA, A. S., DA SILVA CAMPOS, M. A., SILVA, F. S. B. Fungos micorrízicos arbusculares (FMA) e substratos para produção de mudas de angico-preto (*Anadenanthera colubrina* (Vell) Brenan). **Anais do 60º Congresso Brasileiro de Botânica**, Feira de Santana, BA, 2009.

MICHEREFF, S. J.; ANDRADE, D. E. G. T.; MENEZES, M. **Ecologia e manejo de patógenos radiculares em solos tropicais**. Recife: Universidade Federal Rural de Pernambuco – Imprensa Universitária, 2005, 398 p.

MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O. **Microbiologia e Bioquímica do Solo**. 2.ed. Lavras: Editora UFLA, 2006. 729 p.

MYERS, N.; MITTERMEIER, R. A.; MITTERMEIER, C. G.; DA FONSECA, G. A.; KENT, J. Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Nature**, v. 403, p. 853 - 858, fev. 2000.

OLIVEIRA JR, J. Q.; JÚNIOR, A. M. F.; SOUZA, R. C. S.; JESUS, E. C.; PEREIRA, M. G. **Inoculação de fungos micorrízicos e desenvolvimento da espécie *Apuleia leiocarpa***

(Vogel). In: XII Congresso de Ecologia do Brasil, 2015, São Lourenço. Anais do XII Congresso de Ecologia do Brasil., 2015. v. 1.

OLIVEIRA JÚNIOR, J. Q. D.; JESUS, E. D. C.; PEREIRA, M. G.; CAMARA, R.; JÚNIOR, F.; MACHADO, A.; SOUSA, A. C. O. Dependency and Response of *Apuleia leiocarpa* to Inoculation with Different Species of Arbuscular Mycorrhizal Fungi. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 41, 2017.

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.

PONTES, C. A.; BORGES, E. E. L.; BORGES, R. C. G.; SOARES, C. P. B. Mobilização de reservas em sementes de *Apuleia leiocarpa* (Vogel) J.F. Macbr. (garapa) durante a embebição. **Revista Árvore**, v. 26, n. 5, p. 593-601, 2002.

PORTUGAL, E. P.; QUITÉRIO, G. C. M.; HONÓRIO, S. L. Seleção de Fungos Micorrízicos Arbusculares para Estévia, *Stevia rebaudiana* (bert.) Bertoni. *Multiciência*, n. 7, p. 1-20, 2006.

PRIMACK, R. B.; RODRIGUES, E. **Biologia da Conservação**. Londrina, 2001. 328 p.

RAJU, P. S.; CLARK, R. B.; ELLIS, J. R. DUNCAN, R. R.; MARANVILLE, J. W. Benefit and cost analysis and phosphorus efficiency of VA mycorrhizal fungi colonizations with sorghum (*Sorghum bicolor*) genotypes grown at varied phosphorus levels. **Plant and Soil**, 124: 199-204, 1990.

RIZZINI, C. T. **Árvores e madeiras úteis do Brasil: manual de dendrologia brasileira**. São Paulo, Editora Edgard Blücher, 2ª ed, 1978.

RODRIGUES, R. R.; BRANCALION, P. H. S.; ISERNHAGEN, I. **Pacto pela restauração da mata atlântica: referencial dos conceitos e ações de restauração florestal**. Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz"/Instituto BioAtlântica, 2009.

SAMARÃO, S. S.; RODRIGUES, L. A.; MARTINS, M. A.; MANHÃES, T. N.; ALVIM, L. D. M. Desempenho de mudas de gravioleira inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares em solo não-esterilizado, com diferentes doses de fósforo. **Acta Scientiarum. Agronomy**, Maringá, v. 33, n. 1, p. 81-88, 2011.

SANTOS, F. L. S.; MELO, W. R. F.; COELHO, P. H. M.; BENETT, C. G. S.; DOTTO, M. C. S. S.; Crescimento inicial de espécies de *Urochloa* em função da profundidade de semeadura. **Revista de Agricultura Neotropical**, v. 2, n. 4, p. 1-6, 2015.

SANTOS, R. S.; SCORIZA, R. N.; FERREIRA, J. S. Avaliação de Inoculante de FMA Nativo de Solo de Diferentes Coberturas Florestais. **Enciclopédia Biosfera**, Goiânia, v.10, n.18; p. 2014.

SCHIAVO, J. A.; MARTINS, M. A.; RODRIGUES, L. A. Crescimento de mudas de *Acacia mangium*, *Sesbania virgata* e *Eucalyptus camaldulensis*, inoculadas com fungos micorrízicos, em casa-de-vegetação e em cava-de-extração de argila. **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 32, n. 1, p. 171-178, 2009.

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

SIQUEIRA, J.O.; SOUZA, F. A.; CARDOSO, E. J. N.; TSAI, S. M. **Micorrizas: 30 anos de pesquisas no Brasil**. 1. ed. Lavras: UFLA; 2010, p. 153-214.

SOMAVILLA, A.; CANTARELLI, E. B.; MARIANO, L. G.; ORTIGARA, C.; DA LUZ, F. B. Avaliações morfológicas de mudas de Cedro australiano submetidas a diferentes doses do fertilizante osmocote plus®. **Comunicata Scientiae**, v. 5, n. 4, p. 493, 2014.

SOS MATA ATLÂNTICA. 2017. **Atlas dos remanescentes florestais da Mata Atlântica: Período 2015 -2016**. Disponível em: <[https://www.sosma.org.br/link/Atlas\\_Mata\\_Atlantica\\_2015-2016\\_relatorio\\_tecnico\\_2017.pdf](https://www.sosma.org.br/link/Atlas_Mata_Atlantica_2015-2016_relatorio_tecnico_2017.pdf)>. Acesso em 22/1/2018.

SOUZA, R. C.; PEREIRA, M. G.; GIÁCOMO, R. G.; SILVA, E. M. R.; MENEZES, L. F. T. D. Produção de mudas micorrizadas de *Schinus terebinthifolius* Raddi. em diferentes substratos. **Floresta**, Curitiba, v. 39, n. 1, p. 197-206, 2009.

STEINBERG, P. D.; RILLIG, M. C. Differential decomposition of arbuscular mycorrhizal fungal hyphae and glomalin. **Soil Biology & Biochemistry**, Oxford, v.35, n. 1, p. 191-194, 2003.

SUGAI, M. A. A.; COLLIER, L. S.; SAGGIN-JÚNIOR, O. J. Inoculação micorrízica no crescimento de mudas de angico em solo de cerrado. **Bragantia**, v. 70, n. 2, p. 416-423, 2011.

TAVARES, S. R. L.; FRANCO, A. A.; SILVA, E. M. R. Produção de mudas de sabiá *Mimosa caesalpiniaefolia* Benth noduladas e micorrizadas em diferentes substratos. **Holos**, v. 7, p. 231-241, 2016.

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

VAN DER HEIJDEN, M. G.; KLIRONOMOS, J. N.; URSIC, M.; MOUTOGLIS, P.; STREITWOLF-ENGEL, R.; BOLLER, T.; WIEMKEN, A.; SANDERS, I. Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. **Nature**, v. 396, n. 6706, p. 69-72, 1998.

VANDRESEN, J.; NISHIDATE, F. R.; TOREZAN, J. M. D.; ZANGARO, W. Inoculação de fungos micorrízicos arbusculares e adubação na formação e pós-transplante de mudas de cinco espécies arbóreas nativas do sul do Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 21, n. 4, p. 753-765, 2007.

VARGAS, F. S.; REBECHI, R. J.; SCHORN, L. A.; FENILLI, T. A. B. Efeitos da mudança de recipiente em viveiro na qualidade de mudas de *Cassia leptophylla* Vogel, *Eugenia involucrata* DC. e de *Cedrela fissilis* Vell. **Revista Acadêmica: Ciência Animal**, v. 9, n. 2, 2017.

VIANA, V. M.; PINHEIRO, L. A. F. V. Conservação da biodiversidade em fragmentos florestais. **Série técnica IPEF**, v. 12, n. 32, p. 25-42, 1998.

VINCENT, J. M. **A manual for the practical study of root-nodule bacteria**. Oxford: Blackwell Scientific Publications, 1970. (International Biological Programme Handbook, 15).

WEBER, O. B.; SOUZA, C. D.; GONDIN, D. M. F.; OLIVEIRA, F. N. S.; CRISÓSTOMO, L. A.; CAPRONI, A. L.; SAGGIN JR, O. Inoculação de fungos micorrízicos arbusculares e adubação fosfatada em mudas de cajueiro-anão-precoce. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 39, n. 5, p. 477-483, 2004.

WENDLING, I.; GATTO, A. **Substratos, adubação e irrigação na produção de mudas**. Viçosa: Aprenda Fácil Editora, 2002. 166p.

WRIGHT, S.F.; GREEN, V.S. & CAVIGELLI, M.A. Glomalinin aggregate size classes from three different farmingsystems. **Soil & Tillage Research**, v. 94, p. 546-549, 2007.

## CAPÍTULO I

### SELEÇÃO DE SUBSTRATOS PARA MULTIPLICAÇÃO DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM VIVEIROS

**Resumo:** O objetivo deste trabalho foi selecionar substratos que promovam a colonização micorrízica e a esporulação da comunidade de FMAs. Foram utilizados quatro substratos: RAD: substrato composto por 30% de composto orgânico, 30% de subsolo (argiloso), 30% de solo arenoso e 10% de fosfato de rocha (proporções baseadas em volume); SC1: substrato comercial composto pela mistura de vermiculita expandida, casca de pinus, turfa e perlita, enriquecido com nutrientes minerais por meio de fonte de solubilidade gradual; ESTIPE: composto de estipe de palmeira; e SC2: substrato comercial composto pela mistura de vermiculita expandida, turfa, carvão, macro e micronutrientes. O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado com quatro tratamentos de substratos e seis repetições. Os recipientes utilizados foram os tubetes de polietileno com capacidade volumétrica de 280 cm<sup>3</sup>. Realizou-se semeadura direta de *Brachiaria decumbens* e inoculação com uma dose 9,12g por muda, contendo aproximadamente 110 esporos de uma mistura de *Acaulospora foveata*, *A. mellea*, *A. morrowiae*, *A. scrobiculata*, *Claroideoglossum etunicatum*, *Dentiscutata heterogama*, *Gigaspora candida*, *Glomus formosanum*, *Rhizophagus clarus*, *Scutellospora calospora* e *S. gilmorei*. Aos 93 dias após a semeadura, foram obtidos o número de esporos, colonização micorrízica e massa seca das partes aérea e do sistema radicular das mudas. Verificou-se que o tratamento RAD possuía a maior quantidade de esporos de FMAs antes da semeadura. Aos 93 dias após a semeadura, tratamento ESTIPE, apresentou as mudas de menor massa. Todos os tratamentos apresentaram colonização micorrízica superior aos 90%. Os tratamentos RAD e SC2 foram os que apresentaram maior número de esporos no fim do experimento.

**Palavras-chave:** Inoculante, micorrizas, braquiária.

**Abstract:** The objective of this work was to select substrates that promote mycorrhizal colonization and sporulation of the FMA community. Four substrates were used: RAD: substrate composed of 30% of organic compound, 30% of subsoil (clayey), 30% of sandy soil and 10% of rock phosphate (proportions based on volume); SC1: commercial substrate composed of the mixture of expanded vermiculite, pinus bark, peat and perlite, enriched with mineral nutrients by means of a source of gradual solubility; ESTIPE: composed of palm stipe; and SC2: commercial substrate composed of the mixture of expanded vermiculite, peat, coal, macro and micronutrients. The experimental design was a completely randomized design with four substrate treatments and six replicates. The containers used were polyethylene tubes with a volume capacity of 280 cm<sup>3</sup>. A direct inoculation of *Brachiaria decumbens* and inoculation with a 9,12g dose per seedling containing approximately 110 spores of a mix of *Acaulospora foveata*, *A. mellea*, *A. morrowiae*, *A. scrobiculata*, *Claroideoglosum etunicatum*, *Dentiscutata heterogama*, *Gigaspora candida*, *Glomus formosanum*, *Rhizophagus clarus*, *Scutellospora calospora* and *S. gilmorei*. At 93 days after sowing, the spore number, mycorrhizal colonization and dry mass of the aerial parts and the root system of the seedlings were obtained. It was found that RAD treatment had the highest amount of AMF spores prior to sowing. At 93 days after sowing, the treatment ESTIPE presented the seedlings of lower mass. All treatments had a mycorrhizal colonization greater than 90%. The RAD and SC2 treatments presented the highest number of spores at the end of the experiment.

**Key words:** Inoculant, mycorrhizae, brachiaria.

## 1. INTRODUÇÃO

Para o sucesso na implantação e formação de povoamentos florestais, são necessários métodos e sistemas empregados pelos viveiristas que priorizem a qualidade das mudas (CALDEIRA et al., 2012). Dentre os muitos fatores que afetam o crescimento de mudas de espécies arbóreas, o substrato é apontado como sendo um dos mais importantes (CASAGRANDE JÚNIOR et al., 1996).

O substrato além de servir como suporte para o desenvolvimento das raízes, visa fornecer água, nutrientes e oxigênio para a produção de mudas, e sendo desejável que permita a multiplicação de fungos micorrízicos arbusculares (FMAs), que irão beneficiar as plantas na fase de mudas, mas principalmente no plantio, onde as condições são mais adversas (FONTES et al., 2004; CARNEIRO, 1995).

Os fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) estão presentes em associações simbióticas com 80% das famílias vegetais conhecidas. Proporcionam para as plantas o aumento da área da superfície da raiz, permitindo maior capacidade de absorção de água e de nutrientes do solo (NADEEM et al., 2014).

A busca por substratos alternativos aliados à inoculação com FMAs podem proporcionar ao viveirista uma opção para a produção de mudas com qualidade e menor preço. No entanto, é necessário que além do crescimento da muda, o substrato também permita a multiplicação dos FMAs (TRINDADE et al., 2003).

Desse modo, considerando a raiz como uma característica vegetativa importante na associação simbiótica, o sucesso da multiplicação dos esporos de FMAs em condições artificiais é facilitado mediante a escolha da espécie vegetal que apresente um emaranhado de raízes do tipo fasciculadas, como o caso a gramínea *Brachiaria decumbens*.

O objetivo desse trabalho foi selecionar substratos que promovam a colonização micorrízica e a esporulação da comunidade de FMAs.

## 2. MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi conduzido na casa de vegetação da Embrapa Agrobiologia, município de Seropédica, RJ (22° 45' 32" S de latitude e 43° 40' 51" W de longitude, e 27 m de altitude), no período de julho a outubro de 2016. De acordo com a classificação de Köppen,

o clima da região é do tipo Aw, com chuvas concentradas entre novembro e março, precipitação anual média de 1.213 mm e temperatura média anual de 23,9°C (ALVARES et al., 2013).

Foram testados os seguintes substratos: substrato RAD (recuperação de áreas degradadas), recomendado por Franco et al. (1992) para a produção de mudas para revegetação de solos degradados, composto por 30% de composto orgânico produzido a partir de mistura de capim elefante e farelo de trigo, curtido por cerca de um ano, 30% de subsolo (argiloso), 30% de solo arenoso e 10% de fosfato de rocha (proporções baseadas em volume); SC1: substrato comercial composto pela mistura de vermiculita expandida, casca de pinus, turfa e perlita, enriquecido com nutrientes minerais por meio de fonte de solubilidade gradual; ESTIPE: substrato formado a partir do composto de estipe de palmeiras; e SC2: substrato comercial composto pela mistura de vermiculita expandida, turfa, carvão, macro e micronutrientes.

Todos os substratos foram autoclavados em temperatura de 120°C e pressão úmida de 1 kgf.cm<sup>-2</sup>, por uma hora, em dois dias consecutivos. Para a estabilização dos teores de manganês, os substratos, foram armazenados em galpão, de forma que secassem e ficassem aerados, sem controle de temperatura, por duas semanas.

As características físicas dos substratos foram avaliadas através da determinação dos valores de densidade aparente, macroporosidade, microporosidade, porosidade total e capacidade de retenção de água. As análises foram realizadas através da metodologia de Silva (1998) e MAPA (2008).

Foram utilizados como recipientes, tubetes de polietileno com capacidade volumétrica de 280 cm<sup>3</sup>, contendo, 19,0 cm de altura, orifícios maior e menor com aberturas de 3,7 e 0,7 cm respectivamente, e oito estrias internas.

Realizou-se a semeadura direta de *Brachiaria decumbens* nos tubetes. Após a germinação, foi realizado desbaste nas plântulas, objetivando a permanência apenas das três mais centralizadas no tubete.

No momento da semeadura foi realizada a inoculação de uma mistura de FMAs contendo 110 esporos por dose. A mistura foi composta das seguintes espécies: *Acaulospora foveata*, *A. mellea*, *A. morrowiae*, *A. scrobiculata*, *Claroideoglossum etunicatum*, *Dentiscutata heterogama*, *Gigaspora candida*, *Glomus formosanum*, *Rhizophagus clarus*, *Scutellospora calospora* e *S. gilmorei*. Foi utilizada uma dose de 7,2 g, contendo aproximadamente 10 esporos de cada espécie, além de propágulos como pedaços de hifas e raízes colonizadas. A mistura de

FMA foi formulada e fornecida pelo Centro de Recursos Biológicos Johanna Döbereiner (CRB-JD).

A irrigação das mudas ocorreu de duas a três vezes por dia, de forma a manter o substrato em condições ideais para o crescimento vegetal. O cultivo durou 93 dias, num período que compreende um intervalo de tempo onde espera-se que haja simbiose entre os FMAs e a *B. decumbens*, com multiplicação de esporos.

Em laboratório, foram analisados o número de esporos antes e após o período de cultivo e a colonização micorrízica das raízes. Foi determinado o número de esporos dos substratos por meio da extração de seis amostras por tratamento (uma de cada repetição), cada uma com volume de 50 cm<sup>3</sup> de substrato, pela metodologia de Gerdemann e Nicolson (1963). Após extraídos, realizou-se contagem de esporos em uma placa de Petri canaletada através da observação em microscópio estereoscópico. A colonização micorrízica das raízes foi obtida pela estimativa da proporção de raízes colonizadas em seis amostras por tratamento, cada uma contendo 0,5 g de raízes coloridas dispostas em uma placa de Petri com quadrículas de  $\frac{1}{2}$  polegadas, conforme método descrito por Giovannetti e Mosse (1980).

As partes aéreas e os sistemas radiculares das plantas foram acondicionados em sacos de papel e levados para estufa de circulação de ar forçada a 65°C, até atingirem massa constante. Assim, obtiveram-se os valores de massa seca da parte aérea e do sistema radicular.

O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado, seis repetições de uma planta e quatro tratamentos.

Os resíduos obtidos foram submetidos a testes de homogeneidade de variância e normalidade no software R (R CORE TEAM, 2015), para então ser realizada a análise de variância e teste de Tukey a 0,05 de significância visando a observar as diferenças entre as médias no software Sisvar (FERREIRA, 2011).

### 3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Aos 93 dias após a semeadura, constatou-se respostas diferenciadas das plantas de *Brachiaria sp.* aos diferentes substratos utilizados. O tratamento SC1 apresentou os maiores valores de massa seca total, seguido pelos tratamentos RAD, SC2 e ESTIPE (Tabela 1).

**Tabela 1:** Massas secas da parte aérea, raízes e total e relação parte aérea:sistema radicular em gramas (g) de plantas de *Brachiaria decumbens* produzidas em tubetes 280 cm<sup>3</sup> em diferentes substratos e inoculadas com mistura de FMAs, aos 93 dias após a semeadura e inoculação.

Substrato	Parte Aérea (PA)	Sistema Radicular (SR)	Massa Seca Total	Relação PA:SR
	..... g.planta <sup>-1</sup> .....			
RAD	5,41 B	5,56 B	10,97 B	1,09 A
SC1	10,76 A	9,85 A	20,61 A	1,18 A
ESTIPE	0,02 D	0,74 D	0,77 D	0,03 B
SC2	3,24 C	3,38 C	6,62 C	0,99 A
CV (%)	10,46	17,61	11,97	18,48

Médias seguidas pela mesma letra, na coluna, não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey (P < 0,05).

A relação entre parte aérea e sistema radicular das mudas mostrou relação próxima a 1,0 para todos os tratamentos, exceto para o tratamento ESTIPE (Tabela 1). É possível que a baixa alocação de macronutrientes nas plantas desse tratamento possa ter estimulado mecanismos de investimento em sistema radicular que priorizem a busca por nutrientes no substrato (SANTOS et al., 2015).

Verifica-se que o substrato ESTIPE foi o que apresentou o menor valor de massa seca total. Isso pode ser explicado pela quantidade de K disponível nesse substrato (Tabela 2), que, em excesso, pode levar a diminuição no acúmulo de macronutrientes nos tecidos vegetais, comprometendo o crescimento das plantas (Mascarenhas et al., 2000; Oliveira et al., 2001). Além disso, o pH para o substrato ESTIPE apresentou valor de 7,0. Segundo Valeri e Corradini (2000), em substratos com pH acima de 6,5, é esperado o crescimento de mudas com deficiência de fósforo, ferro, manganês, zinco e cobre.

**Tabela 2:** Análise química dos substratos (amostra base seca) antes da instalação do experimento

Substrato	N	P	K	Ca	Mg	S	pH	CE
	----- mg.kg <sup>-1</sup> -----						-	(dS.m <sup>-1</sup> )
RAD	4.900	1.000	1.800	13.000	3.200	1.700	5,70	1,19
SC1	4.900	4.500	2.900	18.700	4.400	6.200	5,10	1,87
ESTIPE	8.400	2.200	35.000	19.200	23.000	8.100	7,0	0,98
SC2	6.300	3.200	2.800	15.000	6.000	8.900	6,10	2,05

Em que: N: Kjeldahl; P: Método Colorimétrico; K: Fotometria de chama; Ca e Mg: Espectrometria de absorção atômica; pH: Potenciometria e CE: Condutimetria.

Ainda de acordo com a Tabela 2, observa-se que o substrato RAD apresentou as menores quantidades de P, K, Ca, Mg e S. No entanto, a biomassa produzida nesse tratamento foi superior à produzida no substrato SC2, que continha maior quantidade desses nutrientes.

Embora o substrato ESTIPE tenha apresentado, dentre os substratos avaliados, maior valor de N, que é um elemento participante dos processos de fotossíntese (TAIZ e ZIEGER, 2007), as plantas produzidas nesse tratamento apresentaram a menor quantidade de massa seca total. Observou-se também para esse tratamento, a oxidação do substrato, o que indicou, possivelmente, um processo de estabilização do material. Geralmente, a estabilização ocorre liberando energia na forma de calor e substâncias com efeito fitotóxico, que interferem negativamente o desenvolvimento das plantas (MORALES et al., 2016; MAIA et al., 2006). Tais efeitos podem explicar o menor crescimento das plantas do tratamento ESTIPE quando comparado aos demais tratamentos.

A condutividade elétrica (CE) é um indicativo da concentração de sais na solução e fornece um parâmetro da estimativa de salinidade nos substratos. Os valores de CE entre 2,0 a 4,0 dS.m<sup>-1</sup> são considerados altos para substratos, valores de 1,0 a 2,0 dS.m<sup>-1</sup> são normais e menores que 1,0 dS.m<sup>-1</sup> são considerados baixos (ARAÚJO NETO et al., 2009). Portanto, o substrato ESTIPE apresentou alta condutividade elétrica. Os substratos RAD e SC2 mantiveram-se na faixa adequada para o crescimento de plantas, enquanto o substrato SC1 foi o que apresentou maior valor para a condutividade elétrica, classificada como alta.

Na Tabela 3 são apresentados os resultados das análises físicas dos substratos. Segundo a classificação de Gonçalves e Poggiani (1996), é considerada alta a densidade aparente do substrato RAD, adequada para o substrato SC1, média para o substrato SC2 e baixa para ESTIPE. Pressupõe-se que a terra de subsolo foi responsável pelo aumento da densidade aparente do substrato RAD, como também descrito por Wendling et al. (2007). Apesar do valor deste tratamento ter sido três vezes maior do que a densidade aparente do segundo maior (SC1), não foi verificado comprometimento do crescimento das plantas produzidas no substrato RAD.

**Tabela 3:** Características físicas dos substratos avaliados: densidade aparente, densidade da partícula, percentual de porosidade total, percentual de microporosidade, percentual de macroporosidade e capacidade de retenção de água à tensão de 10 cm ( $CRA_{10\text{ cm}}$ )

Substrato	Densidade aparente $\text{g.cm}^{-3}$	Porosidade			$CRA_{10\text{ cm}}$ $\text{mL.50 cm}^{-3}$
		Total	Micro %	Macro	
RAD	1,19	49,6	39,2	10,4	19,6
SC1	0,49	72,2	53,8	18,4	26,9
ESTIPE	0,11	69,1	44,3	24,8	22,1
SC2	0,34	76,5	55,0	20,6	28,0

Quanto à porosidade total, o substrato SC2 foi o único, dentre os avaliados, classificado como adequado para a produção de mudas segundo Gonçalves e Poggiani (1996), estando na faixa entre 75 a 85%. Os substratos SC1 e ESTIPE, apresentaram porosidade total classificada como média, segundo os autores, enquanto o substrato RAD apresentou porosidade total de 49,6%, considerada como um valor baixo. Embora a porosidade total esteja intimamente relacionada com o fornecimento de oxigênio e a rápida remoção do gás carbônico, características importantes na produção de mudas em recipientes como tubetes, esta deve ser avaliada em conjunto com as frações macro e micro (KÄMPF, 2000).

Em todos os substratos avaliados, a macroporosidade foi classificada como baixa de acordo com Gonçalves e Poggiani (1996), que recomendam como adequados valores entre 35 e 45%. Os valores massa seca do sistema radicular (Tabela 1), entretanto, indicam que a macroporosidade não foi fator limitante para o crescimento radicular no presente estudo.

A microporosidade possui alta correlação com a capacidade de retenção de água do substrato ( $CRA_{10\text{ cm}}$ ) (ABREU et al., 2017; GUERRINI e TRIGUEIRO, 2004). Os maiores valores para essa variável, foram encontradas nos substratos: SC1, ESTIPE e SC2, e sendo

classificados como adequados segundo Gonçalves e Poggiani (1996). O substrato RAD apresentou valores considerados baixos para microporosidade e capacidade de retenção de água.

Quanto ao número de esporos, os tratamentos com substrato comercial (SC1 e SC2) e o substrato ESTIPE, apresentavam baixa quantidade de esporos antes da inoculação (Tabela 4). O tratamento RAD apresentava um número médio de esporos significativamente superior quando comparado com os demais tratamentos. Isso pode ser explicado pela presença do composto orgânico oriundo de resíduo vegetal presente na formulação desse substrato. Oehl et al. (2005) comentam que a adição de materiais com potencial de degradação no solo estimula a microbiota do solo. Além disso, a esporulação dos FMAs é favorecida pela adição de materiais orgânicos em quantidades adequadas (GRYNDLER et al., 2003).

**Tabela 4:** Números de esporos antes e aos 93 dias após a semeadura e colonização de raízes de plantas de *Brachiaria decumbens* produzidas em tubetes 280 cm<sup>3</sup> em diferentes substratos e inoculadas com mistura de FMAs

Substrato	Número de esporos antes da inoculação em 50 cm. <sup>-3</sup>	Número de esporos aos 93 dias após a semeadura em 50 cm. <sup>-3</sup>	Colonização (%)
RAD	158 A	368 A	97 A
SC1	39 B	60 C	97 A
ESTIPE	11 B	38 C	80 B
SC2	25 B	220 B	99 A
CV (%)	25,78	12,59	2,91

Médias seguidas pela mesma letra, na coluna, não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey (P < 0,05).

Aos 93 dias após a semeadura, constatou-se a maior quantidade de esporos no tratamento RAD. Esse tratamento também apresentou a menor quantidade de P disponível para as plantas quando comparados aos demais (Tabela 2). Especialmente quando se encontram baixas quantidades de P no solo, os FMAs apresentam elevadas taxas de colonização e benefícios à planta hospedeira (CARDOSO et al., 2010). No entanto, apresentou resultado significativamente superior para as variáveis número de esporos aos 93 dias após a semeadura e colonização micorrízica (Tabela 4). Isso pode ser explicado, porque, em situações de restrição hídrica, a associação com os FMAs promove maior resistência para a planta, sobretudo pelo

maior volume de absorção compreendido pelas raízes e hifas fúngicas (MORATELLI et al., 2007).

As menores quantidades de número de esporos foram verificadas nos tratamentos SC1 e ESTIPE (Tabela 4). A presença de fertilizante de liberação lenta no substrato ESTIPE pode ter reduzido a esporulação, uma vez que altas aplicações de P podem causar um decréscimo na densidade de esporos e colonização radicular (KAHILUOTO et al., 2001), embora a redução na colonização não tenha sido observada.

Ainda de acordo com a Tabela 4, verifica-se que o tratamento ESTIPE apresentou raízes com colonização média de 80%. Esse valor é considerado muito alto segundo Zangaro et al. (2002), mas foi significativamente menor do que os demais tratamentos. A produção de esporos é influenciada, dentre outros fatores, pela quantidade de raízes (DANIEL-SHETRICK e BLOOM, 1986). Nesse sentido, pode-se relacionar o baixo valor de massa seca do SR à uma esporulação proporcional à biomassa produzida.

É importante ressaltar que embora os esporos de FMAs nativos estejam abundantes em determinado substrato, não há garantia de que tais espécies irão favorecer o crescimento e nutrição da planta de interesse (SENA et al. 2004). Os resultados desse experimento sugerem que os fungos nativos presentes no tratamento RAD promoveram o crescimento da braquiária e para haver possibilidade no sucesso da inoculação, a quantidade de esporos presentes no substrato foi um fator importante.

Verifica-se pela Tabela 5, que *Glomus macrocarpum* esteve presente em todos os substratos. Isso evidencia que se trata de uma espécie com ampla taxa de adaptação aos diferentes ambientes (ZANGARO e MOREIRA, 2010; CAPRONI et al., 2003). A ocorrência de esporos de *G. macrocarpum* nos substratos aos 93 dias após a semeadura, indica a competitividade dessa espécie frente aos FMAs inoculados (SANTOS et al., 2000). Além disso, a inoculação aumentou a diversidade de espécies presentes, particularmente nos tratamentos SC1 e SC2.

**Tabela 5:** Espécies de FMAs antes e aos 93 dias após a semeadura e mistura de FMAs em *Brachiaria decumbens* em tubetes de 280 cm<sup>3</sup> com diferentes substratos

Substrato	Espécies de FMAs antes do plantio	Espécies de FMAs aos 93 dias após a semeadura e inoculação
RAD	<i>Dentisculata heterogama</i> , <i>Glomus clavisporum</i> , <i>Glomus macrocarpum</i> , <i>Racocetra persica</i> , <i>Rhizophagus clarus</i>	<i>Glomus macrocarpum</i> , <i>Gigaspora candida</i> , <i>Dentisculata heterogama</i> , <i>Glomus clavisporum</i> , <i>Racocetra persica</i> , <i>Rhizophagus clarus</i>
SC1	<i>Glomus macrocarpum</i>	<i>Glomus macrocarpum</i> , <i>Rhizophagus clarus</i> , <i>Acaulospora morrowiae</i>
ESTIPE	<i>Ratrocetra persica</i> , <i>Glomus macrocarpum</i>	<i>Glomus macrocarpum</i> , <i>Rhizophagus clarus</i>
SC2	<i>Gigaspora sp.</i> , <i>Glomus macrocarpum</i>	<i>Gigaspora sp.</i> , <i>Glomus macrocarpum</i> , <i>Rhizophagus clarum</i> , <i>Gigaspora candida</i> , <i>Scutellospora calospora</i> , <i>Glomus formosanum</i> , <i>Acaulospora morrowiae</i>

#### 4. CONCLUSÕES

O substrato RAD possuía elevado número de esporos de FMAs nativos. Manteve a alta diversidade de FMAs e foi o mais conducente aos FMAs;

O substrato SC1 promoveu maior crescimento das plantas, mas não promoveu a esporulação de FMAs. Manteve a colonização radicular, mas apresentou baixa diversidade de FMAs após o cultivo de braquiária. Foi pouco conducente à simbiose micorrízica.

O substrato SC2 foi bastante conducente aos fungos micorrízicos inoculados, mantendo alto número de esporos, alta taxa de colonização e alta diversidade de espécies de FMAs após o cultivo de braquiária;

O tratamento com substrato estirpe apresentou o menor crescimento das plantas, a menor taxa de colonização micorrízica das raízes e a menor esporulação, além de baixa diversidade de FMAs;

Os substratos para mudas de espécies arbóreas selecionados para serem conducentes à comunidade de FMAs foram o RAD e o SC2.

## 5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABREU, A. H. M.; LELES, P. S. S.; MELO, L. A.; OLIVEIRA, R. R.; FERREIRA, D. H. A. A. Caracterização e potencial de substratos formulados com biossólido na produção de mudas de *Schinus terebinthifolius* Raddi. e *Handroanthus heptaphyllus* (Vell.) Mattos. **Ciência Florestal**, v. 27, n. 4, p. 1179-1190, 2017.

ALVARES, C. A., STAPE, J. L., SENTELHAS, P. C., GONÇALVES, J. L. M.; SPAROVEK, G. Köppen's climate classification map for Brazil. **Meteorologische Zeitschrift**, v. 22, n. 6, p. 711-728, 2013.

ARAÚJO NETO, S.E.; AZEVEDO, J.M.A.; GALVÃO, R.O.; OLIVEIRA, E.B.L.; CALDEIRA, M. V. W.; DA ROSA, G. N.; FENILLI, T. A. B.; HARBS, R. M. P. Composto orgânico na produção de mudas de aroeira-vermelha. **Scientia Agraria**, v. 9, n. 1, p. 27-33, 2008.

CALDEIRA, M. V. W.; GOMES, D. G.; GONÇALVES, E. O.; DELARMELINA, W. M.; SPERANDIO, H. V.; TRAZZI, P. A. Biossólido como substrato para produção de mudas de *Toona ciliata* var. *australis*. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 36, n. 6, p. 1009-1017, 2012.

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

CARNEIRO, J. G. A. **Produção e controle de qualidade de mudas florestais**. UFPR-FUPEF/Campos: UNEF, 1995, 451p.

CASAGRANDE JÚNIOR, J. G.; VOLTOLINI, J. A.; HOFFMANN, A.; FACHINELLO, J. C. Efeito de materiais orgânicos no crescimento de mudas de araçazeiro (*Psidium catteyanum* Sabine), **Revista Brasileira de Agrociência**, Pelotas, v. 2, n. 3, p. 187-191, 1996.

CORSI, M.; MARTHA JR., G.B.; PAGOTTO, D.S. Sistema radicular: dinâmica e resposta a regimes de desfolha. In: Mattos, W. R. S. (Ed.) **A produção animal na visão dos brasileiros**. Piracicaba: Sociedade Brasileira de Zootecnia, 2001. p.838-852.

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

FERREIRA, D. F. Sisvar: a computer statistical analysis system. **Ciência e Agrotecnologia (UFLA)**, v. 35, n.6, p. 1039-1042, 2011.

FERREIRA, R.L.F. Produção de muda orgânica de pimentão com diferentes substratos. **Ciência Rural**, v.39, n.5, 2009.

FONTES, P. C. R.; LOURDES, J. L.; GALVÃO, J. C. C.; CARDOSO, A. A.; ANTOVANI, E. C. Produção e qualidade do tomate produzido em substrato, no campo e em ambiente protegido. **Horticultura Brasileira**, v.22, n.3, p.614-619, 2004.

FRANCO, A. A.; CAMPELLO, E. F.; SILVA, E. M. R.; FARIA, S. M. **Revegetação de solos degradados**. Itaguaí: Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. Comunicado Técnico, 1992. 9 p.

GERDEMANN, J. W.; NICOLSON, T. H. Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. **Transactions of British Mycological Society**, v.46, n.2, p.235-244, 1963.

GIOVANNETTI, M.; MOSSE, B. An evaluation of techniques to measure vesicular-arbuscular mycorrhizal infection in roots. **The New Phytologist**, v.84, n.3, p.484-500, 1980.

GONÇALVES, J. L. M.; POGGIANI, F. **Substrato para produção de mudas florestais**. In: SOLO-SUELO- CONGRESSO LATINO AMERICANO DE CIÊNCIA DO SOLO, 13, 1996. Águas de Lindóia-SP. Relação de trabalhos. Águas de Lindóia: SLCS/SBCS/ESALQ/USP/CEA-ESALQ/USP/SBM, 1996. 1 CD ROM.

GRYNDLER, M.; JANSÁ, J.; HRŠELOVÁ, H.; CHVÁTALOVÁ, I.; VOSÁTKA, M. Chitin stimulates development and sporulation of arbuscular mycorrhizal fungi. **Applied Soil Ecology**, v. 22, n. 3, p. 283-287, 2003.

IBAMA/ANVISA/DAS. Instrução Normativa Conjunta nº 2, de 14 de dezembro de 2015.

KAHILUOTO, H.; KETOJA, E.; VESTBERG, M.; SAARELA, I. Promotion of AM utilization through reduced P fertilization 2. Field studies. **Plant and Soil**, v. 231, n. 1, p. 65-79, 2001.

KÄMPF, A. N. Seleção de materiais para uso como substrato. In: KÄMPF, A. N.; FERMINO, M. H. (Ed.). **Substratos para plantas: a base da produção vegetal em recipientes**. Porto Alegre: Gênese, 2000. p.139-145.

MAIA, A. F. C. A.; MEDEIROS, D. C.; LIBERALINO FILHO, J. Adubação orgânica em diferentes substratos na produção de mudas rúcula. **Revista Verde**. v. 2. n. 2. p. 89-95. 2006.

MASCARENHAS, H. A. A.; TANAKA, R. T.; CARMELLO, Q. A. D. C.; GALLO, P. B.; AMBROSANO, G. M. B. Calcário e potássio para a cultura de soja. **Scientia Agricola**, v.57, n.3, p.445-449, 2000.

MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO (MAPA). Instrução Normativa SDA N.º 31. Diário Oficial da União- Seção 1, 24 de outubro de 2008. Alteração dos subitens 3.1.2, 4.1 e 4.1.2 da Instrução Normativa n.º 17 de 21/05/2007. Métodos Analíticos Oficiais para Análise de Substratos para Plantas e Condicionadores de Solo. Brasília, 2008.

MIRANDA, G. R. B.; GUIMARÃES, R. J.; PEREIRA, E. B.; CAMPOS, V. P.; ALMEIDA, G. R. R. A.; GONZALES, R. G. Formação de mudas de cafeeiro em substratos oriundos de diferentes métodos de desinfestação. **Bragantia**, v. 65, n. 2, p. 303-307, 2006.

MORALES, A. B.; BUSTAMANTE, M. A.; MARHUENDA-EGEA, F. C.; MORAL, R.; ROS, M.; PASCUAL, J. A. Agri-food sludge management using different co-composting strategies: Study of the added value of the composts obtained. **Journal of Cleaner Production**, v. 121, p. 186-197, 2016.

MORATELLI, E. M.; DALLA COSTA, M.; LOVATO, P. E.; SANTOS, M.; SILVEIRA PAULILO, M. T. Efeito da disponibilidade de água e de luz na colonização micorrízica e no crescimento de *Tabebuia avellanadae* Lorentz ex Griseb. (Bignoniaceae). **Revista Árvore**, v. 31, p.555-566, n. 3, 2007.

NADEEM S. M.; MAQSHOOF, A.; ZAHIR, A.Z.; ARSHAD, J.; ET MUHAMMAD, A. The role of mycorrhizae and plant growth promoting rhizobateria (PGPR) in improving crop productivity under stressful environments. **Biotechnology advances**, v. 32, p. 429-448, 2014.

OEHL, F.; SIEVERDING, E.; MÄDER, P.; DUBOIS, D.; INEICHEN, K.; BOLLER, T.; WIEMKEN, A. Impact of long-term conventional and organic farming on the diversity of arbuscular mycorrhizal fungi. **Oecologia**, v. 138, n. 4, p. 574-583, 2004.

OLIVEIRA, F. A.; CARMELLO, Q. A. C.; MASCARENHAS, H. A. A. Disponibilidade de potássio e suas relações com cálcio e magnésio em soja cultivada em casa de vegetação. **Scientia Agricola**, v. 58, n. 2, p. 329-335, 2001.

R Core Team. **R: A language and environment for statistical computing**. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria, 2015.

SANTOS, A. L.; SOUZA, F. A.; BERBARA, R. L. L.; GUERRA, J. G. M. Estabelecimento e capacidade infectiva de *Gigaspora margarita* e *Glomus clarum* em solo sob erosão. **Acta Botanica Brasílica**, v. 14, n. 2, p. 127-139, 2000.

SENA, J. O. A.; LABATE, C. A.; CARDOSO, E. J. B. N. Caracterização fisiológica da redução de crescimento de mudas de citrus micorrizadas em altas doses de fósforo. *Revista Brasileira de Ciência do Solo*, Viçosa, v. 28, n. 5, p. 827-832, 2004.

SILVA, J. B. C.; FALCÃO, L. L.; OLIVEIRA-NAPOLEÃO, I. T. **Sistema para desinfestar substrato para produção de mudas, utilizando-se vapor de água**. Brasília, Embrapa Hortaliças, 1998. 5 p. (Comunicado técnico da Embrapa Hortaliças 7).

SILVA, J. B. C.; OLIVEIRA-NAPOLEÃO, I. T.; FALCÃO, L. L. Desinfestação de substratos para produção de mudas, utilizando vapor de água. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 19, n. 2, p. 155-158, 2001.

SILVA, M. R. **Caracterização morfológica, fisiológica e nutricional de mudas de *Eucalyptus grandis* Hill ex Maiden submetidas a diferentes níveis de estresse hídrico**. 1998. 105p. Dissertação (Mestrado em Engenharia Florestal/Silvicultura) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 1998.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. Porto Alegre: Artmed. 2006. 719p.

TRINDADE, A. V.; LINS, G. D. L.; MAIA, I. C. S. Substratos e fungo micorrízico arbuscular em mudas micropropagadas de bananeira na fase de aclimação. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 25, n. 1, p. 137-142, 2003.

VALERI, S. V.; CORRADINI, L. (2000) Fertilização em viveiros para produção de mudas de *Eucalyptus* e *Pinus*. In: GONÇALVES J. L. M.; BENEDETTI, V. (Ed.) **Nutrição e fertilização florestal**. Piracicaba, IPEF. p.167-189.

WENDLING, I.; GUASTALA, D.; DEDECEK, R. Características físicas e químicas de substratos para produção de mudas de *Ilex paraguariensis* St. Hil. **Revista Árvore**, v. 31, n. 2, p. 209-220, 2007.

ZANGARO, W.; MOREIRA, M. Micorrizas arbusculares nos biomas Floresta Atlântica e Floresta de Araucária. Micorrizas. In: **Micorrizas: 30 anos de pesquisas no Brasil**. 1. ed. Lavras: UFLA; 2010, p. 153-214.

## CAPÍTULO II

### **AValiação de comunidade de fungos micorrízicos arbusculares para inoculação de mudas de três espécies arbóreas da mata atlântica**

**Resumo:** O objetivo deste trabalho foi avaliar o crescimento e a micorrização de mudas de três espécies arbóreas nativas a partir de inoculante com comunidade selecionada ou coletada em campo em substrato formulado e comercial. Cada espécie fez parte de um experimento, instalado em delineamento inteiramente casualizado em esquema fatorial 2x4, com dois tipos de substratos: RAD: composto pela mistura 30% de composto orgânico, 30% de subsolo (argiloso), 30% de solo arenoso e 10% de fosfato de rocha (proporções baseadas em volume); SC2: substrato comercial composto pela mistura de vermiculita expandida, turfa, carvão, macro e micronutrientes; e quatro tratamentos: T1: controle; T2: controle adubado segundo recomendação para a produção de mudas de leguminosas arbóreas; T3: mistura de fungos selecionados fornecidos pela Embrapa Agrobiologia; T4: inoculante produzido a partir de comunidade de fungos nativos. Após a germinação, foram realizadas medições de altura e diâmetro do coleto as mudas em intervalos de 20 dias. Aos 100 dias após a semeadura para angico, 125 dias para garapa e 180 dias para braúna, respectivamente, foram selecionadas 128 mudas de cada espécie e determinados os valores do volume de raízes, área foliar, matéria seca da parte aérea e sistema radicular, número esporos de FMAs e colonização micorrízica. Para angico, as mudas produzidas no substrato RAD e tratamento com fungos nativos (T4) proporcionaram maiores valores de altura. Os tratamentos inoculados foram os que proporcionaram maiores valores de volume de raízes. Para braúna e garapa, todas as mudas produzidas no substrato SC2 e tratamento T2 morreram. Para garapa, as mudas do substrato RAD apresentaram maiores valores de altura e diâmetro quando comparadas às produzidas no substrato SC2. Para as condições em que foram realizadas este trabalho, recomenda-se a produção de mudas de angico com substrato RAD inoculadas com comunidade de FMAs nativos; produção de mudas de garapa com substrato RAD inoculadas com os FMAs dos tratamentos T3 ou T4; e para braúna, as técnicas estudadas não foram satisfatórias.

**Palavras-chave:** Inoculante, angico, braúna, garapa, micorrizas.

**Abstract:** The objective of this work was to evaluate the growth and mycorrhization of three native tree species from inoculant with selected community or collected in the field on formulated and commercial substrates. Each species was part of an experiment, installed in a completely randomized design, and 2x4 factorial scheme, with two types of substrates: RAD: composed by the mixture 30% organic compound, 30% subsoil (clayey), 30% sandy soil and 10% rock phosphate (proportions based on volume); SC2: commercial substrate composed of the mixture of expanded vermiculite, peat, coal, macro and micronutrients; and four treatments: T1: control; T2: control fertilized according to recommendation for the production of tree legume seedlings; T3: mixture of selected fungi supplied by Embrapa Agrobiology; T4: inoculant produced from the community of native fungi. After germination, seedling height and diameter measurements were performed at 20 day intervals. At 100 days after sowing for angico, 125 days for garapa and 180 days for braúna, respectively, 128 seedlings of each species were selected and the values of root volume, leaf area, shoot dry matter and root system, area specific leaf, number of AMF spores and mycorrhizal colonization. For angico, the seedlings produced in the RAD substrate and treatment with native fungi (T4) provided higher height values. The inoculated treatments provided the highest values of root volume and specific leaf area. For braúna and garapa, all the seedlings produced in the SC2 and T2 treatment died. For garapa, the seedlings of the RAD substrate presented higher values of height and diameter when compared to those produced in the SC2. For the conditions under which this work was carried out, it is recommended the production of angico seedlings with RAD substrate inoculated with native FMA community; production of garapa seedlings with RAD substrate inoculated with the FMAs of the T3 or T4 treatments; and for braúna, the techniques studied were not satisfactory.

**Word keys:** Inoculant, angico, braúna, garapa, mycorrhizae.

## 1. INTRODUÇÃO

A disponibilidade de mudas de espécies arbóreas é parte essencial de uma cadeia de restauração florestal. Nesses projetos, a produção e a utilização de espécies da flora nativa devem ser estimuladas, cabendo aos viveiros florestais a oferta de mudas com funções ecossistêmicas próximas à cobertura original da fitofisionomia correspondente da região (OLIVEIRA NETO et al., 2014; SILVA e PERELLÓ, 2010).

Evolutivamente, as plantas desenvolveram estratégias adaptativas às condições locais, que envolvem, dentre outros fatores, germinação das sementes, crescimento inicial e queda das folhas em determinada época (LIMA et al., 2008). No entanto, essa dinâmica varia entre as espécies, requerendo técnicas diferentes para a produção de mudas. Geralmente, as espécies com menos informações sobre o crescimento inicial e que não sofreram nenhum tipo de melhoramento são produzidas em menor número pelos viveiros florestais.

As micorrizas arbusculares são associações simbióticas entre plantas e fungos do solo do filo Glomeromycota. O benefício da associação para a planta surge do aumento da extensão da superfície de absorção de água e nutrientes pelas raízes, ocasionando melhorias na relação água-plantas e no estado nutricional das mudas, especialmente pelos elementos de baixa mobilidade no solo (CARDOSO et al., 2010). Também foram constatados em plantas micorrizadas, maior tolerância às doenças radiculares (MICHEREFF, 2005), à toxidez por Al (STEINBERG e RILLIG et al., 2003), metais pesados (SILVA et al., 2006), além de aumento no crescimento e melhorias no vigor de mudas em fase de formação e transplante (LINDERMANN e DAVIES, 2001).

Pode-se estimular a simbiose micorrízica durante o processo produtivo das mudas, através da aplicação de inoculantes formulados a partir de esporos de FMAs. Além de benefícios ainda no período de viveiro, a literatura aponta que as mudas micorrizadas, quando plantadas em campo, apresentam maior sobrevivência e tendem a apresentar taxa de crescimento superior quando comparadas com mudas em que não foi realizada inoculação com FMAs (HENTZ et al., 2009; LACERDA et al., 2011; CARNEIRO et al., 2004; HENTZ et al., 2013).

Pertencentes à família Fabaceae, as espécies *Anadenanthera peregrina* (angico branco), *Melanoxylon brauna* (braúna) e *Apuleia leiocarpa* (garapa), possuem porte arbóreo e ocorrem no bioma Mata Atlântica (LORENZI, 1992). São espécies de valor madeireiro e ecológico, que sofreram exploração predatória e que carecem de tecnologias para a produção de mudas.

Esse trabalho teve como objetivos avaliar o crescimento e a micorrização de mudas de três espécies arbóreas nativas a partir de inoculante com comunidade selecionada ou coletada em campo em dois substratos conducentes à fungos micorrízicos arbusculares.

## **2. MATERIAL E MÉTODOS**

### **2.1. Produção de inoculante de FMAs com comunidade selecionada (inoculante selecionado)**

A produção de inoculante de FMAs com comunidade selecionada é realizada na casa de vegetação da Embrapa Agrobiologia (22° 45' 36" S de latitude e 43° 40' 48" W de longitude, e 27 m de altitude), município de Seropédica, RJ. O clima da região é classificado, segundo Köppen, como do tipo Aw (ALVARES et al., 2013), com chuvas concentradas entre novembro e março, precipitação anual média de 1.213 mm e temperatura média anual de 23,9 °C (CARVALHO et al., 2011).

A produção de inoculante é promovida pelo Centro de Recursos Biológicos Johanna Döbereiner (CRB-JD), a partir de linhagens de sua coleção de FMAs. A lista das lista de espécies, código de linhagem, e número de esporos.g<sup>-1</sup> do inoculante produzido para este estudo encontram-se na Tabela 1.

**Tabela 1:** Lista de espécies, código de linhagem, e número de esporos.g<sup>-1</sup> do inoculante produzido a partir de comunidade de FMAs selecionada

Linhagem	Código original da linhagem	Espécie de FMA	nº de esporos.g <sup>-1</sup>	nº de esporos por dose de inoculante	Peso da dose de inoculante (g)
A92	CNPAB 048	<i>Acaulospora foveata</i> Trappe & Janos (1982)	7	10	1,43
A94	CNPAB 050	<i>Acaulospora mellea</i> Spain & N.C. Schenck (1984)	13	10	0,77
A96	CNPAB 052	<i>Acaulospora morrowiae</i> Spain & N.C. Schenck (1984)	23	10	0,43
A38	IES-33	<i>Acaulospora scrobiculata</i> Trappe (1977)	43	10	0,23
A2	CNPAB 002	<i>Dentisculata heterogama</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) Sieverd., F.A. Souza & Oehl (2008)	23	10	0,43
A36	IES-29	<i>Gigaspora candida</i> Bhattacharjee, Mukerji, J.P. Teware & Skoropad (1982)	10	10	1,00
A20	CNPAB 020	<i>Glomus formosanum</i> C.G. Wu & Z.C. Chen (1986)	25	10	0,40
A5	CNPAB 005	<i>Rhizophagus clarus</i> (T.H. Nicolson & N.C. Schenck) C. Walker & Schuessler (2010)	21	10	0,48
A80	CNPAB038	<i>Scutellospora calospora</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) C. Walker & F.E. Sanders (1986)	13	10	0,77
A70	CNPAB 029	<i>Scutellospora pellucida</i> (T.H. Nicolson & N.C. Schenck) C. Walker & F.E. Sanders (1986)	8	10	1,25
Total da dose de inoculante:				100	7,20

## 2.2 Produção de inoculante de FMAs com comunidade nativa coletada em campo (inoculante nativo)

O inoculante de FMAs com comunidade nativa coletada em campo foi produzido no Viveiro Lua Nova, município de Miguel Pereira, RJ (22°25'54''S de latitude e 43°29'26''W de longitude, 739 m de altitude). O clima é classificado, segundo Köppen, como Cfb, clima temperado úmido com verão temperado. A temperatura média anual varia de 15,7 a 27,7 °C, e a pluviosidade média anual é de 2.250 mm (ALVARES et al., 2013).

A fonte de propágulos utilizada foi composta de amostras de solo coletadas no mês de junho de 2016 na área do Viveiro Lua Nova, nas proximidades da área do telado, em rizosfera de *Brachiaria* sp (22°25'55''S de latitude e 43°29'24''W de longitude, 739 m de altitude).

A multiplicação foi realizada no período de junho a dezembro de 2016, em canteiro de alvenaria, contendo areia de rio como substrato (Figura 2) em sistema *on farm*. Foi realizado o plantio de sementes de *Brachiaria decumbens* lavadas com detergente e desinfestadas com solução de hipoclorito de sódio a 5%.



**Figura 1:** Canteiro de alvenaria utilizado para multiplicação de FMAs em sistema *on farm* no Viveiro Lua Nova, Miguel Pereira, RJ.

Realizou-se a inoculação na proporção aproximada de 10 L da fonte de propágulo para cada metro quadrado de canteiro. O substrato foi amostrado na profundidade de 0-10 cm em três ocasiões: antes da instalação da multiplicação, aos três e seis meses após a semeadura.

Em laboratório, avaliou-se o número de esporos pela metodologia de Gerdemann e Nicolson (1963) e a taxonomia dos mesmos com base na morfologia dos esporos em consulta ao site da coleção internacional de FMAs - INVAN (<http://invan.caf.wvu.edu/>) e MycoBank (<http://www.mycobank.org>).

A dose de inoculante consistiu de 18,14 g de solo-inóculo contendo aproximadamente 100 esporos das espécies: *Acaulospora mellea*, *A. scrobiculata*, *C. etunicatum*, *G. macrocarpum*, *Gigaspora sp.*, *Glomus sp.*, além de outros propágulos, como pedaços de hifas e raízes colonizadas. A proporção de cada espécie em grama de solo-inóculo encontra-se na Tabela 2.

**Tabela 2:** Lista de espécies, e número de esporos.g<sup>-1</sup> no inoculante produzido em sistema *on farm* no Viveiro Lua Nova a partir de comunidade nativa de FMAs coletada em campo (inoculante nativo)

Espécie de FMA	nº de esporos.g <sup>-1</sup>	nº de esporos na dose de inoculante
<i>Acaulospora denticulata</i> Sieverd. & S. Toro (1987)	5	
<i>Acaulospora. scrobiculata</i> Trappe (1977)	6	
<i>Claroideoglossum etunicatum</i> (W.N. Becker & Gerd.) C. Walker & A. Schüßler (2010)	8	
<i>Glomus macrocarpum</i> Tul. & C. Tul. (1845)	13	
<i>Gigaspora sp.</i>	4	
<i>Glomus sp.</i>	2	
Total da dose de inoculante: 18,14 g		100

### 2.3 Substratos

Para este estudo, os substratos utilizados foram o RAD e SC2, apontados no Capítulo I como conducentes à fungos micorrízicos arbusculares e cujas análise química encontra-se na Tabela 3:

**Tabela 3:** Análise química dos substratos (amostra base seca) antes da instalação do experimento

Substrato	N	P	K	Ca	Mg	S	pH	CE
	mg.kg <sup>-1</sup>						-	(dS.m <sup>-1</sup> )
RAD	4.900	1.000	1.800	13.000	3.200	1.700	5,70	1,19
SC2	6.300	3.200	2.800	15.000	6.000	8.900	6,10	2,05

Em que: N: Kjeldahl; P: Método Colorimétrico; K: Fotometria de chama; Ca e Mg: Espectrometria de absorção atômica; pH: Potenciometria e CE: Condutimetria.

As características físicas dos substratos foram avaliadas através da determinação dos valores de densidade aparente, macroporosidade, microporosidade, porosidade total e

capacidade de retenção de água. As análises foram realizadas através da metodologia de Silva (1998) e MAPA (2008) e encontram-se na Tabela 4:

**Tabela 4:** Características físicas dos substratos avaliados: densidade aparente, densidade da partícula, percentual de porosidade total, percentual de microporosidade, percentual de macroporosidade e capacidade de retenção de água à tensão de 10 cm ( $CRA_{10\text{ cm}}$ )

Substrato	Densidade aparente g.cm <sup>-3</sup>	Porosidade			$CRA_{10\text{ cm}}$ mL.50 cm <sup>-3</sup>
		Total	Micro %	Macro	
RAD	1,19	49,6	39,2	10,4	19,6
SC2	0,34	76,5	55,0	20,6	28,0

Os substratos foram autoclavados em temperatura de 120°C e pressão úmida de 1 kgf cm<sup>-2</sup>, em dois dias consecutivos. Para estabilizar os teores de manganês nos substratos, os mesmos foram armazenados aerados em galpão na Embrapa Agrobiologia, sem controle de temperatura por duas semanas.

## 2.4 Produção de Mudanças

Esta fase do experimento foi conduzida na casa de vegetação do Instituto de Florestas da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ (22° 45' 27,01" S de latitude e 43° 41' 46,89" W de longitude), no período de abril a novembro de 2017. Segundo a classificação de Köppen, o clima da região é do tipo Aw (ALVARES et al., 2013).

As sementes de angico (*Anadenanthera peregrina*), braúna (*Melanoxylon brauna*) e garapa (*Apuleia leiocarpa*) foram provenientes do Laboratório de Sementes Florestais da Embrapa Agrobiologia, coletadas em fragmentos florestais de Mata Atlântica.

Cada espécie compôs um experimento, instalado em delineamento inteiramente casualizado em esquema fatorial 2x4, com dois tratamentos de substratos e quatro de inoculação, com 12 mudas por repetição. Os tratamentos de inoculação foram compostos por:

T1: controle não inoculado;

T2: controle não inoculado, adubado segundo recomendação de Freire et al. (2013) para a produção de mudas de leguminosas arbóreas;

T3: inoculado com comunidade de fungos selecionados;

T4: inoculado com comunidade de fungos nativos.

A semeadura e inoculação ocorreram diretamente nos recipientes, tubetes com capacidade volumétrica de 280 cm<sup>3</sup>. Após a germinação, foi realizado desbaste, de modo a manter apenas uma plântula por tubete.

As mudas receberam irrigação de forma a manter o substrato em condições ideais para o crescimento vegetal. Durante a condução do experimento, foi realizado o espaçamento das mudas, a fim de evitar competição interespecífica por luz e água, impedindo que essa situação afetasse o crescimento das mesmas.

Aos 100 dias para angico, 180 para braúna e 115 dias para garapa, foram realizadas medições de altura e diâmetro do coleto das mudas. Em seguida, separaram-se a parte aérea do sistema radicular. Da parte aérea, separou-se as folhas, as quais tiveram a área foliar medida com o integrador LI-3600.

De cada muda, retiraram-se 50 cm<sup>3</sup> de terra. As amostras foram secas à sombra e posteriormente realizadas extrações dos esporos dos FMAs seguindo a técnica de peneiramento úmido (GERDEMANN & NICOLSON, 1963), utilizando peneiras com malhas de 38 µm, seguida por centrifugações em água e em sacarose. Os esporos de cada amostra foram vertidos para uma placa de Petri canaletada, onde realizou-se contagem dos esporos sob microscópio estereoscópico.

O sistema radicular das mudas foi lavado em água corrente e colocado em uma proveta graduada com água, obtendo o volume estimado de raízes pelo deslocamento do nível da água.

A fim de avaliar a colonização micorrízica, separou-se cerca de 0,5 g de raiz de cada muda. As amostras de raízes foram lavadas em água destilada, clarificadas e submetidas à coloração, segundo metodologia proposta por Giovannetti e Mosse (1980). Assim, as amostras de raízes foram dispostas em uma placa de Petri com quadrícula de ½ polegada e observadas em microscópio estereoscópico. Para cada amostra, observou-se 100 segmentos de raízes cruzando as linhas do quadriculado, verificando a presença ou ausência da colonização. O total de segmentos com presença de colonização foi convertido em porcentagem com base no total de segmentos observados.

As partes aérea e radicular foram acondicionadas separadamente em sacos de papel, os quais foram levados para estufa de circulação de ar forçada a 65°C, até atingirem massa constante, quando foram obtidas as massas de matéria seca da parte aérea e do sistema radicular.

A eficiência da inoculação foi determinada através da seguinte fórmula, que relaciona a matéria seca do tratamento inoculado (MSTi) com a matéria seca do tratamento controle sem inoculação e adubação (MSTt):

$$\text{eficiência da inoculação (\%)} = \frac{\text{MSTi} - \text{MSTt}}{\text{MSTt}} \cdot 100$$

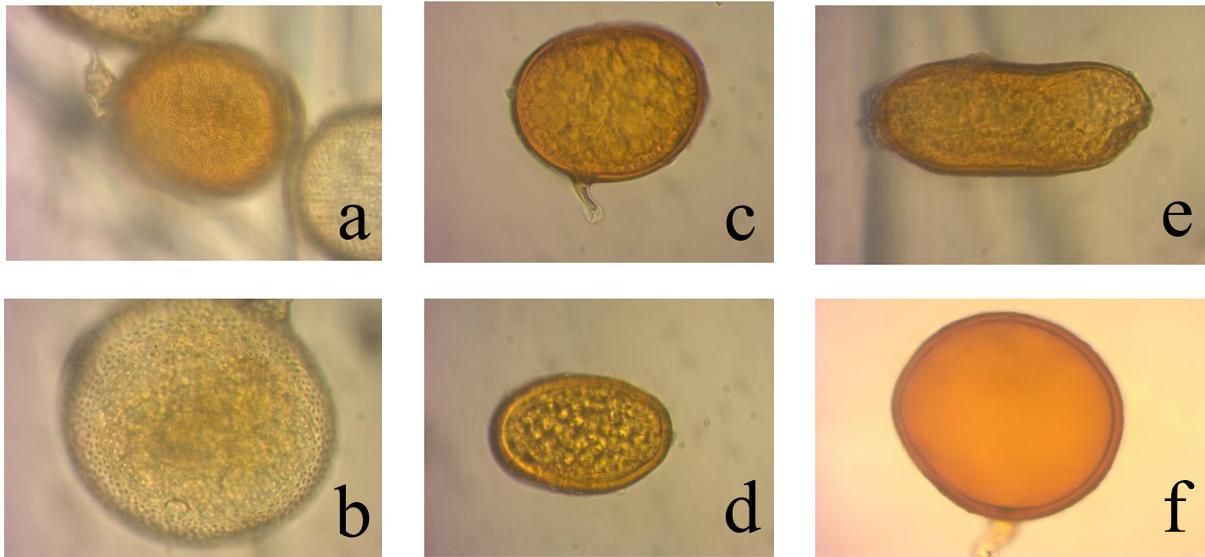
Para checar as pré-condições para análise de variância, os dados tiveram sua normalidade e homogeneidade de variância testados através do teste de Liliefors e de Cochran a Bartlet, respectivamente, no software R (R CORE TEAM, 2015). Não houve necessidade de transformações. Os dados foram então submetidos à análise de variância e teste de Scott-Knott, em nível de significância de 95% de probabilidade no software Sisvar (FERREIRA, 2011).

### 3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

#### 3.1 Inoculante nativo

Antes da introdução da fonte de propágulo, havia baixa diversidade de FMAs no canteiro, com predomínio de *Claroideoglomerus etunicatum* e *Glomus macrocarpum*, e média de  $162 \pm 58$  esporos por 50 mL de areia.

Com a introdução da fonte de propágulo, verificou-se, aos três meses após a semeadura, um aumento significativo na diversidade e número de esporos. Aos seis meses após a semeadura, constatou-se um número médio de  $797 \pm 99$  esporos por 50 mL do inoculante e a presença das seguintes espécies: *Acaulospora mellea*, *A. scrobiculata*, *C. etunicatum*, *G. macrocarpum*, *Gigaspora sp.* e *Glomus sp.* (Figura 2).



**Figura 2:** Esporos de FMAs multiplicados em sistema *on farm* no Viveiro Lua Nova, Miguel Pereira, RJ. a: *Acaulospora denticulata*; b: *Acaulospora scrobiculata*; c: *Claroideoglomus etunicatum*; d: *Glomus macrocarpum*; e: *Gigaspora sp.*; f: *Glomus sp.*

Os gêneros e espécies de FMAs multiplicadas são frequentemente encontrados no bioma Mata Atlântica (ZANGARO e MOREIRA, 2010). Com exceção das duas últimas, não identificadas ao nível de espécie, é possível encontrar na literatura informações relacionadas à melhoria do crescimento ou nutrição de mudas de espécies arbóreas quando inoculadas com um desses fungos ou com uma mistura deles (OLIVEIRA e ALIXANDRE, 2013; ALMEIDA e RAYMUNDO-JUNIOR, 2006; FREITAS et al., 2004; BURITY et al., 2000).

### 3.2 Experimento 1: Angico (*Anadenanthera peregrina*)

Os valores de altura das mudas de angico, para todos os substratos (Tabela 5), estão compatíveis com o crescimento em tubetes com capacidade volumétrica de 280 cm<sup>3</sup>. Os resultados encontrados neste experimento, para esta variável e espécie, foram semelhantes aos obtidos por Nóbrega et al., (2008) aos 120 dias de cultivo em substrato formulado com diferentes proporções de composto de lixo urbano, Vieira et al., (2017) em 180 dias de cultivo em substrato com diferentes proporções de cálcio e magnésio, e produzidas em 90 dias em substrato com diferentes proporções de casca de arroz carbonizada no trabalho de Fonseca et al., (2017).

**Tabela 5:** Altura e diâmetro do coleto de mudas de *Anadenanthera peregrina*, produzidas em dois tipos de substratos e diferentes tratamentos de inoculação, aos 100 dias após a semeadura

Tratamento de inoculação	Altura (cm)		Diâmetro (mm)	
	RAD	SC2	RAD	SC2
T1 Controle sem inoculação	45,7 Ba	32,0 Bb	2,09 Aa	1,61 Bb
T2 Controle SI adubado	45,4 Ba	34,4 Ab	2,16 Aa	1,47 Cb
T3 Comunidade de FMAs selecionados	45,9 Ba	34,0 Ab	2,08 Aa	1,77 Ab
T4 Comunidade de FMAs nativos	49,3 Aa	34,8 Ab	1,91 Ba	1,78 Ab
CV(%)	9,35		14,55	

Médias seguidas da mesma letra, maiúscula na coluna e minúscula na linha, para cada parâmetro morfológico, não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott ( $P < 0,05$ ).

De maneira geral, as mudas produzidas no substrato RAD apresentaram crescimento em altura e diâmetro significativamente superior às produzidas no substrato SC2 (Tabela 5). Pela Tabela 4, verifica-se que a porosidade total do substrato SC2 é maior do que a do RAD. De acordo com Abreu et al. (2017), a maior porosidade dos substratos comerciais pode ocasionar maior lixiviação de nutrientes durante a formação das mudas. Como as mudas não receberam nenhuma adubação mineral de cobertura, é possível que os nutrientes contidos no substrato SC2, foram lixiviados mais rapidamente do que no substrato RAD, não proporcionando o meio adequado para o crescimento das mudas de angico.

As mudas produzidas no substrato SC2 apresentaram os menores valores de altura quando produzidas no tratamento controle sem inoculação. Quanto ao diâmetro do coleto, os tratamentos de inoculação com FMAs proporcionaram as mudas com maiores valores. Tais resultados também foram observados por Samarão et al. (2011) quando comparado tratamento controle e inoculado com FMAs na produção de mudas de *Annona muricata*.

Verifica-se que as mudas no substrato RAD possuíam maior altura e diâmetro do que as mudas no substrato SC2. As mudas produzidas no substrato RAD inoculadas com comunidade nativa de FMAs apresentaram menor diâmetro do coleto e maior altura que nos demais tratamentos de inoculação, indicando algum estiolamento. De acordo com José et al. (2005), mudas com valores de altura muito elevadas e diâmetro do coleto muito reduzidos, podem apresentar dificuldade de se manter eretas, podendo levar ao tombamento e morte destas após o transplante.

Embora altura e diâmetro do coleto sejam características de fácil mensuração, Gomes et al. (2002) recomendam que a análise do crescimento de mudas deve considerar valores de

outras variáveis, como massa seca das partes aérea e radicular e a área foliar. Analisando diversas variáveis (Tabela 6), massa seca da parte aérea (MSPA), área foliar (AF), massa seca do sistema radicular (MSSR) e volume de raízes (VR), verifica-se que em todas, o substrato RAD produziu mudas maiores que o SC2.

**Tabela 6:** Massa seca da parte aérea (MSPA), área foliar (AF), massa seca do sistema radicular (MSSR), e volume de raízes (VR) de mudas de *Anadenanthera peregrina*, produzidas em dois tipos de substratos e diferentes tratamentos de inoculação, aos 100 dias após a semeadura

Tratamento de inoculação	MSPA (g)		AF (cm <sup>2</sup> )		MSSR (g)		VR (cm <sup>3</sup> )	
	RAD	SC2	RAD	SC2	RAD	SC2	RAD	SC2
T1 Controle sem inoculação (SI)	0,34 Aa	0,27 Ab	0,62 Ca	0,18 Bb	0,86 Aa	0,47 Ab	8,0 Ca	8,0 Bb
T2 Controle SI adubado	0,48 Aa	0,18 Ab	0,48 Da	0,11 Bb	0,73 Aa	0,39 Ab	6,0 Ca	9,0 Bb
T3 Comunidade de FMAs selecionados	0,84 Aa	0,45 Ab	3,34 Ba	1,08 Ab	1,05 Aa	0,66 Ab	14,0 Ba	10,0 Ab
T4 Comunidade de FMAs nativos	0,83 Aa	0,29 Ab	5,71 Aa	1,34 Ab	1,16 Aa	0,87 Ab	16,0 Aa	10,0 Ab
CV(%)	37,59		40,47		39,69		25,63	

Médias seguidas da mesma letra, maiúscula na coluna e minúscula para os dois diferentes substratos, para cada parâmetro morfológico, não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott ( $P < 0,05$ ).

Dentro de cada substrato, para MSPA e MSSR, não houve diferença significativa entre os tratamentos de inoculação. Em ambos os substratos, os maiores valores de AF e VR foram observados nos tratamentos inoculados. Para MSPA, dentro de cada substrato, não houve diferença significativa entre os tratamentos (Tabela 6). Incrementos na área foliar em mudas micorrizadas também foram relatados por França et al. (2014) em mudas de café e por Nunes et al. (2010) em mudas de pêssego.

Mudas com maiores valores de área foliar recobrem uma maior área de solo. Por isso, são mais eficientes na competição com plantas espontâneas, além de interceptarem maior quantidade de gotas de chuva, impedindo que estas caiam diretamente sobre o solo (CARON et al., 2012). O maior investimento das mudas em área foliar sobre menores densidades de massa, indicam mecanismos das plantas que visam aumentar a captação da luz incidente, melhorando a eficiência fotossintética da muda (LAMBERS et al., 1998).

Para o sistema radicular das mudas de angico produzidas neste trabalho, constatou-se diferença significativa entre os tratamentos para a variável VR, indicando que os tratamentos inoculados apresentaram maior quantidade de raízes finas. Segundo Seifert et al., (2009), a compensação no sistema radicular de plantas inoculadas pode ser manifestada através de arquitetura mais fina, mais ramificada ou uma maior área específica de raízes.

As raízes finas e o volume radicular representam eficientes índices de qualidade de mudas, sendo fatores que podem interferir no desempenho inicial das mudas no campo. Laclau et al. (2001) comentam que a alta densidade de raízes finas e de volume radicular aumentam a superfície de contato com o solo e aumentam o contato com a água e serapilheira, melhorando a habilidade de absorver água e nutrientes nos estádios iniciais do plantio

Os resultados dos dois tratamentos de inoculação mostraram que não houve diferença significativa para a colonização micorrízica nas raízes e para a esporulação dos FMAs (Tabela 7). Quanto aos substratos, os dois mostraram-se eficientes para a manutenção da simbiose micorrízica arbuscular, mas a eficiência da inoculação foi de duas a três vezes maior no substrato RAD do que no substrato SC2.

**Tabela 7:** Colonização micorrízica (%), número de esporos e eficiência da inoculação (%) de mudas de *Anadenanthera peregrina*, produzidas em dois tipos de substratos e diferentes tratamentos de inoculação, aos 100 dias após a semeadura

Tratamento de inoculação	Colonização micorrízica (%)		Número de esporos em 50 cm <sup>3</sup> de substrato		Eficiência da inoculação (%)	
	RAD	SC2	RAD	SC2	RAD	SC2
T1 Controle sem inoculação (SI)	1 Ba	0 Ba	114 Ba	13 Bb	-	-
T2 Controle SI adubado	1 Ba	9 Ba	63 Ba	21 Bb	-	-
T3 Comunidade de FMAs selecionados	79 Aa	79 Aa	574 Aa	327 Ab	187	88
T4 Comunidade de FMAs nativos	82 Aa	81 Aa	602 Aa	331 Ab	181	58
CV(%)	31,85		29,19		-	

Médias seguidas da mesma letra, maiúscula na coluna e minúscula para os dois diferentes substratos, para cada parâmetro morfológico, não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott ( $P < 0,05$ ).

Para *Anadenanthera macrocarpa*, espécie do mesmo gênero desta estudada, Gonçalves et al. (2008) verificaram que houve incremento de crescimento na aplicação de P na produção de mudas. As respostas à aplicação de Ca, Mg e K, não ocorreu, evidenciando-se que a espécie tem baixo requerimento por eles. A baixa quantidade de P presente no substrato RAD quando comparada ao substrato SC2 (Tabela 3) pode indicar que a micorrização promoveu benefícios à planta hospedeira, uma vez que os FMAs permitem que às raízes uma exploração mais eficiente de fósforo no meio (VAN DER HEIJDEN et al., 1998).

Apesar dos FMAs não serem específicos, os efeitos da inoculação na planta hospedeira dependem da combinação das espécies do fungo, vegetal e do ambiente (EOM et al., 2000). Pouyu-Rojas et al. (2006) evidenciam que plantas tem diferentes susceptibilidades micorrízicas, podendo se associar a poucas ou muitas espécies de fungos de acordo com essa susceptibilidade. Também verificaram que os fungos têm diferentes amplitudes de eficiência simbiótica, podendo promover o crescimento de poucas ou muitas plantas, ou seja, serem ou não fungos generalistas. Shelby et al., (2016) sugerem que a origem da planta desempenha papel importante no funcionamento em resposta às comunidades microbianas de rizosfera. A vegetação presente

na área de coleta do inóculo nativo, composta por *Brachiaria sp.*, possivelmente selecionou espécies de FMAs mais generalistas para o inoculante do tratamento T4 (ZANGARO e MOREIRA, 2010). Considerando que o angico ocupa os estádios iniciais de sucessão, e mantém altas taxas de colonização para suprir o fluxo mais intenso de nutrientes demandados no crescimento inicial (ZANGARO et al., 2007), é provável que seja uma espécie com alta susceptibilidade micorrízica. A comunidade nativa de FMAs utilizada nesse tratamento apresentou tendência de ser funcionalmente mais adequada para o angico, e o substrato utilizado, explicando assim os melhores valores de VR.

Embora as quantidades dos dois inoculantes tenham sido uniformizados com base no número de esporos, o volume aplicado no tratamento T4 (18,4 g), representou uma quantidade quase três vezes maior do que à aplicada no tratamento T3 (7,20 g). Assim, outras fontes de propágulos associadas ao material, como pedaços de hifas e raízes colonizadas contendo esporos, podem ter contribuído para uma maior capacidade infectiva do inoculante nativo.

Os tratamentos T1 e T2 apresentaram esporos nas amostras, mesmo que nestes não tenham ocorrido inoculação. Estes esporos podem ser oriundos da água de irrigação, ou são esporos inviabilizados pela autoclavagem, uma vez que período do experimento pode não ter sido suficiente para a decomposição dos esporos. Entretanto, a baixa porcentagem de raízes colonizadas nestes tratamentos indica que houve pouca ou nenhuma contaminação no experimento por fontes viáveis de propágulos.

### **3.3 Experimento 2: Braúna (*Melanoxylon brauna*)**

Todas as mudas de braúna produzidas no substrato SC2 e tratamento T2 morreram, em período próximo aos 100 dias após a semeadura. Existem espécies com extrema dependência micorrízica (FLORES-AYLAS et al., 2003), nas quais a adição de fertilizantes não substitui a simbiose micorrízica quando se esgota a reserva nutricional das sementes. Em algumas situações, a adição de fertilizantes pode favorecer a multiplicação de patógenos radiculares ou limitar o crescimento de antagonistas (ZAMBOLIM et al., 2005).

Provavelmente, essa espécie é sensível à altos níveis de salinidade no solo. De acordo com a Tabela 3, o valor para a condutividade elétrica no substrato SC2 é classificado como alto segundo para a produção de mudas de espécies arbóreas. Os efeitos da salinidade em plantas são caracterizados pela redução na absorção e transporte dos elementos minerais essenciais ao desenvolvimento, que ocasionam respostas fisiológicas, como modificações no balanço iônico,

potencial hídrico, nutrição mineral, fechamento estomático, eficiência fotossintética e alocação de carbono (TAIZ e ZEIGER, 2006). Avaliando diferentes substratos para a produção de mudas de teca, Trazzi et al. (2013) constataram que os substratos com maiores níveis de sais produziram mudas com menores valores de altura da parte aérea e diâmetro do coleto. Tal hipótese pode ser corroborada com o trabalho de Freire et al. (2010). Em experimento avaliando o crescimento e nutrição mineral de mudas de *Azadirachta indica* (nim) e *Melia azedarach* (cinamomo) submetidas à salinidade, os autores verificaram que altos níveis de salinidade promoveram a perda de crescimento em altura para ambas as espécies.

Os maiores valores de altura e diâmetro foram obtidos com as mudas cultivadas no substrato RAD (Tabela 8), que apresenta menores quantidades de N, P, K, Ca, Mg e S. Tal resultado corrobora a hipótese de que as espécies de crescimento lento são pouco responsivas à elevação no nível de fertilidade do solo (SIQUEIRA et al., 1998), e que níveis muito altos em determinado estágio de crescimento podem ser prejudiciais ao seu desenvolvimento (SILVA e MORAIS, 2013).

**Tabela 8:** Altura e diâmetro do coleto de mudas de *Melanoxylon brauna*, produzidas em dois tipos de substratos e diferentes tratamentos de inoculação, aos 180 dias após a semeadura

Tratamentos de inoculação	Altura (cm)		Diâmetro (mm)	
	RAD	SC2	RAD	SC2
T1 Controle sem inoculação	15,6 Ba	15,5 Aa	1,69 Ba	1,48 Ab
T2 Controle SI adubado	15,7 Ba	-	1,68 Ba	-
T3 Comunidade de FMAs selecionados	19,4 Aa	16,0 Aa	2,05 Aa	1,49 Ab
T4 Comunidade de FMAs nativos	15,5 Ba	15,4 Aa	1,71 Ba	1,45 Ab
CV(%)	18,79		14,85	

Médias seguidas da mesma letra, maiúscula na coluna e minúscula na linha, dentro de cada espécie, não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott ( $P < 0,05$ ).

Tal comportamento pode ser atribuído à ecologia e fisiologia dessas espécies, que são classificadas como climáticas (LORENZI, 1992). O intervalo de tempo compreendido neste trabalho pode ter correspondido, em ambiente natural, à fase de plântula (Figura 7), onde as espécies desse grupo permanecem sob dossel fechado até que a queda de algum galho ou a abertura de uma clareira resulte em mudanças nas condições ambientais que estimulem o crescimento em altura dos indivíduos pertencentes ao banco de plântulas do solo (SWAINE e WHITMORE, 1988).

Embaixo do dossel com capacidade reduzida de fotossíntese, a rede de micorrizas que se forma com as raízes das plantas do dossel facilitam o estabelecimento das plântulas e a aquisição de nutrientes limitantes (VAN DER HEIJDEN e HORTON, 2009). Assim, a braúna pode ser dependente dessa rede de micorrizas.

Dessa forma, a produção de mudas de espécies arbóreas de crescimento lento pode envolver outras técnicas que não foram utilizadas no presente estudo e que simulem essas condições, como a utilização de substratos pouco férteis, sombreamento durante determinada fase do processo produtivo e estabelecimento da rede micorrízica com plantas do dossel (SALLES et al., 2017; GONDIN et al., 2015; MARANA et al., 2015).

Verifica-se na Tabela 9, que não houve diferença entre os substratos avaliados para a braúna. As diferenças foram observadas entre os tratamentos, e a inoculação proporcionou valores superiores de crescimento dos parâmetros radiculares (MSSR, VR). Não houve diferença significativa para os componentes aéreos (MSPA, AF) nos tratamentos produzidos no substrato RAD. No substrato SC2, o melhor crescimento foi obtido no tratamento inoculado com comunidade nativa (T4).

**Tabela 9:** Massa seca da parte aérea (MSPA), área foliar (AF), massa seca do sistema radicular (MSSR), e volume de raízes (VR) de mudas de *Melanoxylon brauna*, produzidas em dois tipos de substratos e diferentes tratamentos de inoculação, aos 180 dias após a semeadura

Tratamento de inoculação	MSPA (g)		AF (cm <sup>2</sup> )		MSSR (g)		VR (cm <sup>3</sup> )	
	RAD	SC2	RAD	SC2	RAD	SC2	RAD	SC2
T1 Controle sem inoculação (SI)	0,41 Aa	0,31 Ba	2,52 Aa	2,04 Ba	0,23 Ca	0,21 Ba	2,5 Ba	1,83
T2 Controle SI adubado	0,42 Aa	-	2,46 Aa	-	0,21 Ca	-	2,5 Ba	-
T3 Comunidade de FMAs selecionados	0,43 Aa	0,42 Aa	2,21 Aa	3,71 Aa	0,34 Ba	0,57 Aa	4,0 Aa	3,92
T4 Comunidade de FMAs nativos	0,40 Aa	0,38 Aa	2,45 Aa	3,64 Aa	0,50 Aa	0,48 Aa	5,0 Aa	3,42
CV(%)	18,14		46,36		38,02		47,94	

Médias seguidas da mesma letra, maiúscula na coluna e minúscula para os dois diferentes substratos, para cada parâmetro morfológico, não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott ( $P < 0,05$ ).

As mudas produzidas com algum tipo de inoculante de FMAs foram as que obtiveram os maiores valores de MSSR e VR nos dois substratos. O plantio de mudas com maior quantidade de raízes em sítios degradados pode aumentar a atividade e a diversidade dos microorganismos do solo, contribuindo para a recuperação da atividade biológica da área (SOARES e CARNEIRO, 2010).

Para a formação de mudas de qualidade, é indispensável uma boa agregação do substrato ao sistema radicular das mudas, o que não ocorreu com as mudas de braúna neste experimento. O volume de raízes produzido para as mudas de todos os tratamentos não foi capaz de fornecer uma agregação satisfatória. Um torrão bem formado resulta em melhorias na eficiência da retirada da muda do recipiente, no processo de embalagem e expedição para o local de plantio definitivo, evitando possíveis danos às raízes e aumentando as taxas de sobrevivência após o transplante (WENDLING et al., 2007; DIVA CORREIA et al., 2005).

Estes resultados sugerem novos estudos para a produção de mudas de braúna com a utilização de recipientes com menor capacidade volumétrica. A restrição imposta pelo volume de substrato disponível pode promover uma distribuição mais equilibrada do sistema radicular para mudas dessa espécie, implicando em aumento do ciclo de produção (LISBOA et al., 2012; PIAS et al., 2014). Quanto à inoculação com FMAs, pode-se utilizar outras espécies de fungos, como inóculos coletados em rizosfera de árvores mães.

De acordo com Da Ros et al. (2018), em tubetes, normalmente há limitação de espaço para a expansão das raízes, exigindo que o substrato seja capaz de manter um volume de água facilmente disponível às plantas sem comprometer o fornecimento de oxigênio. Como as raízes de braúna não ocuparam todo o volume disponível no recipiente, é provável que as diferenças físicas existentes entre os substratos (Tabela 4) não tenham sido fator limitante para o crescimento das mudas.

A baixa incidência de raízes finas nas mudas de braúna produzidas nesse experimento pode ter sido um dos responsáveis pela baixa colonização micorrízica e baixa esporulação (Tabela 10). A distribuição de raízes finas ou grossas revela uma estratégia de adaptação das espécies aos diversos ambientes. Enquanto as raízes finas apresentam maior atividade relacionada à exploração de solo e absorção de nutrientes, sua senescência e conversão em raízes grossas garante à planta um local de estoque nutricional (GONÇALVES e MELLO, 2000).

**Tabela 10:** Colonização micorrízica (%), número de esporos e eficiência da inoculação (%) de mudas de *Melanoxylon brauna*, produzidas em dois tipos de substratos e diferentes tratamentos de inoculação, aos 180 dias após a semeadura

Tratamento de inoculação	Colonização micorrízica (%)		Número de esporos em 50 cm <sup>3</sup> de substrato		Eficiência da inoculação (%)	
	RAD	SC2	RAD	SC2	RAD	SC2
T1 Controle sem inoculação (SI)	0 Ba	0 Ba	1 Ba	0 Ba	-	-
T2 Controle SI adubado	0 Ba	-	2 Ba	-	-	-
T3 Comunidade de FMAs selecionados	20 Aa	12 Aa	39 Aa	34 Aa	4	73
T4 Comunidade de FMAs nativos	28 Aa	20 Aa	48 Aa	51 Aa	7	57
CV(%)	38,25		46,72		-	

Médias seguidas da mesma letra, maiúscula na coluna e minúscula para os dois diferentes substratos, para cada parâmetro morfológico, não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott ( $P < 0,05$ ).

A baixa colonização e esporulação das mudas de braúna pode estar explicado também a alta seletividade desta espécie aos FMAs, que segundo Silva et al., (2008), está relacionada com características morfológicas e fisiológicas da planta, assim como da compatibilidade genética entre planta e fungo. A alta seletividade de espécies arbóreas também é relatada por Pouyu-Rojas et al. (2006) em mudas de cedro, aroeira, maricá e tamboril.

### 3.4 Experimento 3: Garapa (*Apuleia leiocarpa*)

Tal como no experimento 2, as mudas de garapa produzidas no substrato SC2 e tratamento controle sem inoculação adubado morreram, por volta dos 100 dias após a semeadura, o que sugere, também para essa espécie, sensibilidade à altos níveis de salinidade. Para os demais tratamentos, os valores de altura encontrados neste trabalho se assemelham aos obtidos por Oliveira Júnior et al. (2017) com garapa em recipientes com capacidade volumétrica de 980 cm<sup>3</sup> inoculadas com isolados de *Rhizophagus clarus*, *Gigaspora margarita*,

*Dentiscutata heterogama*, e a mistura dos três FMAs combinados com diferentes doses de P, aos 98 dias após a semeadura.

Não houve diferença significativa entre os substratos para a variável altura, enquanto para diâmetro do coleto, os maiores valores foram obtidos com as mudas produzidas no substrato RAD (Tabela 11). Embora seja considerada uma espécie clímax (LORENZI, 1992), a garapa é altamente tolerante e plástica às variações ambientais, o que pode indicar pouca responsividade frente aos diferentes substratos (CURTO et al., 2013; FELIPPI et al., 2012).

**Tabela 11:** Altura e diâmetro do coleto de mudas de *Apuleia leiocarpa*, produzidas em dois tipos de substratos e diferentes tratamentos de inoculação, aos 115 dias após a semeadura

Tratamento de inoculação	Altura (cm)		Diâmetro (mm)	
	RAD	SC2	RAD	SC2
T1 Controle sem inoculação (SI)	25,5 Aa	23,6 Aa	1,64 Ba	1,70 Ab
T2 Controle SI adubado	23,5 Aa	-	1,69 Ba	-
T3 Comunidade de FMAs selecionados	27,2 Aa	26,4 Aa	1,91 Aa	1,68 Ab
T4 Comunidade de FMAs nativos	24,5 Aa	27,2 Aa	1,84 Aa	1,73 Ab
CV(%)	13,35		14,00	

Médias seguidas da mesma letra, maiúscula na coluna e minúscula na linha, dentro de cada espécie, não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott ( $P < 0,05$ ).

Durante a condução do experimento, as mudas de garapa apresentaram queda das folhas, a partir dos 90 dias após a semeadura. Durante a produção de mudas dessa mesma espécie arbórea, em diferentes substratos e recipientes, Nicoloso et al. (2000) atribuíram às características de caducifolia a redução do número de folhas em mais de 60% das mudas cultivadas. Assim como no presente trabalho, a queda das folhas não refletiu em mortalidade das mudas, uma vez que mantiveram a atividade apical ativa e emitiram novas folhas. No entanto, no período da coleta do experimento para as análises destrutivas, as mudas não apresentavam número satisfatório de pares de folhas.

A interação entre os substratos para todos os parâmetros avaliados foi significativa, com valores significativamente superior no substrato RAD para MSPA, MSSR, VR e AF (Tabela 12).

**Tabela 12:** Massa seca da parte aérea (MSPA), área foliar (AF), massa seca do sistema radicular (MSSR), e volume de raízes (VR) de mudas de *Apuleia leiocarpa*, produzidas em dois tipos de substratos e diferentes tratamentos de inoculação, aos 115 dias após a semeadura

Tratamento de inoculação	MSPA (g)		AF (cm <sup>2</sup> )		MSSR (g)		VR (cm <sup>3</sup> )	
	RAD	SC2	RAD	SC2	RAD	SC2	RAD	SC2
T1 Controle sem inoculação (SI)	4,50 Ba	4,58 Ab	10,07 Ba	7,74 Bb	1,52 Ca	3,53 Ab	5,0 Ba	5,0 Ba
T2 Controle SI adubado	4,57 Ba	-	10,68 Ba	-	1,93 Ca	-	5,0 Ba	-
T3 Comunidade de FMAs selecionados	6,55 Aa	5,40 Ab	11,61 Ba	13,18 Ab	4,40 Ba	3,80 Ab	9,0 Aa	9,0 Aa
T4 Comunidade de FMAs nativos	7,00 Aa	5,85 Ab	13,85 Aa	15,99 Ab	5,96 Aa	4,23 Ab	9,5 Aa	9,5 Aa
CV(%)	45,28		34,41		54,47		17,14	

Médias seguidas da mesma letra, maiúscula na coluna e minúscula para os dois diferentes substratos, para cada parâmetro morfológico, não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott ( $P < 0,05$ ).

No substrato RAD, os tratamentos T3 e T4 proporcionaram os maiores valores de MSPA, enquanto as mudas produzidas no substrato SC2 não apresentaram diferença significativa para essa variável. Quanto à AF, os maiores valores foram encontrados nas mudas produzidas no substrato RAD e inoculadas com a comunidade de FMAs nativos. No substrato SC2, ambos os tratamentos inoculados com FMAs foram superiores ao controle sem inoculação.

Verificou-se no substrato RAD, que as mudas inoculadas com comunidade nativa obtiveram os melhores valores de MSSR, seguida pelas inoculadas com comunidade selecionada e os tratamentos sem inoculação (Tabela 12). No substrato SC2, não houve diferença estatística para essa variável. Para VR, não houve diferença entre os substratos, mas os tratamentos com inoculação apresentaram valores superiores quando comparados aos tratamentos em que não houve inoculação.

A colonização das raízes de mudas de garapa indicou valores a partir de 50% para os dois substratos e os diferentes tratamentos inoculados (Tabela 13). Esse resultado pode ser classificado segundo Zangaro et al., (2002), como de colonização média (40 - 59%) a alta (60 - 79%). Segundo Siqueira et al. (1998), o grau de colonização micorrízica decresce com o avanço do grau de sucessão da espécie arbórea. O grau de colonização ideal depende de cada espécie. Cafeeiros obtém grande benefício da micorrização com 25 a 30 % de colonização radicular.

**Tabela 13:** Colonização micorrízica (%), número de esporos e eficiência da inoculação (%) de mudas de *Apuleia leiocarpa*, produzidas em dois tipos de substratos e diferentes tratamentos de inoculação, aos 115 dias após a semeadura

Tratamento de inoculação	Colonização micorrízica (%)		Número de esporos em 50 cm <sup>3</sup> de substrato		Eficiência da inoculação (%)	
	RAD	SC2	RAD	SC2	RAD	SC2
T1 Controle sem inoculação (SI)	1 Ba	0 Bb	2 Ba	0 Ba	-	-
T2 Controle SI adubado	0 Ba	-	2 Ba	-	-	-
T3 Comunidade de FMAs selecionados	70 Aa	52 Ab	46 Aa	56 Aa	62	72
T4 Comunidade de FMAs nativos	80 Aa	67 Ab	50 Aa	51 Aa	53	57
CV(%)	39,07		28,36		-	

Médias seguidas da mesma letra, maiúscula na coluna e minúscula para os dois diferentes substratos, para cada parâmetro morfológico, não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott ( $P < 0,05$ ).

#### 4. CONCLUSÕES

Ambas as comunidades de FMAs (selecionadas ou nativa) apresentaram eficiência de inoculação similares nas três espécies arbóreas.

Em 60% das situações comparadas (variáveis e espécies arbóreas), as comunidades de FMAs não promoveram respostas diferenciadas no crescimento, mas a comunidade nativa superou a comunidade selecionada em 27% das situações e vice-versa em apenas 7%.

O resultado indica como promissor o uso por viveiristas de comunidades nativas de FMAs multiplicados em sistema *on farm* para inocular mudas de espécies arbóreas.

Ambas as comunidades de FMAs apresentaram baixa eficiência de inoculação para braúna, que necessita de mais estudos para boa formação de mudas.

Braúna e garapa não toleram o substrato SC2 adubado na ausência de FMAs, sugerindo sensibilidade ao estresse salino.

Nas três espécies arbóreas não houve diferença na colonização micorrízica e na esporulação dos FMAs entre as comunidades selecionada e nativa, para cada substrato.

Angico foi a espécie que promoveu maior colonização e esporulação de FMAs, e braúna foi a espécie onde a colonização e a esporulação foi menor.

Braúna foi a única espécie que apresentou colonização micorrízica considerada baixa (menor que 20%), sugerindo ausência de espécie de FMAs de alta compatibilidade com braúna nas comunidades analisadas.

## 5. CONSIDERAÇÕES GERAIS

Os resultados desse estudo indicam que a produção de mudas micorrizadas envolve uma íntima relação entre substrato, comunidade de FMAs, e planta hospedeira. Os baixos valores de crescimento das plantas de braquiária no Capítulo I no substrato ESTIRPE e a mortalidade das mudas de braúna e garapa no Capítulo II no substrato SC2 corroboram com a hipótese de que a alta variabilidade das espécies nativas inviabiliza a escolha de um único substrato que atenda à produção de todas as espécies produzidas em um viveiro florestal.

A inoculação de comunidades de FMAs em mudas de espécies florestais arbóreas é capaz de promover melhorias nas variáveis de crescimento das mudas. Considerando todas as variáveis de crescimento das mudas analisadas nas três espécies arbóreas, verifica-se que em 66% dos casos as duas comunidades de FMAs não diferiram entre si (26% no Substrato RAD e 40% no Substrato SC2). A comunidade nativa promoveu maior crescimento que a selecionada em 27% dos casos (17% no Substrato RAD e 10% no substrato SC2). A comunidade selecionada promoveu maior crescimento que a nativa em apenas 7% dos casos, todos eles no Substrato RAD.

A produção de inoculantes com FMAs nativos em sistema *on farm* pode envolver a coleta da fonte de propágulos em diferentes locais, como na área do viveiro (a exemplo deste estudo), ou na rizosfera de matrizes onde são coletadas as sementes das espécies arbóreas produzidas no viveiro. Dessa forma, o viveirista terá à disposição uma gama maior de comunidades disponíveis para a inoculação.

O estudo para a produção de mudas que não são comumente ofertadas em viveiros florestais deve investigar as necessidades nutricionais, fisiologia, comportamento, e a biota associada às espécies ou grupos de espécies vegetais. O conhecimento dessas características é de grande importância para a simulação dessas condições nos viveiros florestais.

## 6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALMEIDA, A. F.; RAYMUNDO-JUNIOR, O. Crescimento de mudas de *Anadenanthera falcata*, em casa-de-vegetação, inoculadas com rizóbio e micorrizas. **Holos Environment**, v. 6, n. 1, p. 22-30.

ALTOÉ, J. A.; MARINHO, C. S.; MUNIZ, R. A.; RODRIGUES, L. A.; GOMES, M. M. A. Tangerineira ‘Cleópatra’ submetida a micorrização e a um análogo de brassinosteróide. **Acta Scientiarum Agronomy**, v. 30, n. 1, p. 13-17, 2008.

ALVARES, C. A., STAPE, J. L., SENTELHAS, P. C., GONÇALVES, J. L. M.; SPAROVEK, G. Köppen’s climate classification map for Brazil. **Meteorologische Zeitschrift**, v. 22, n. 6, p. 711-728, 2013.

ANDREAZZA, R.; ANTONIOLLI, Z. I.; DE OLIVEIRA, V. L.; LEAL, L. T.; JUNIOR, C. A. M.; PIENIZ, S. Ocorrência de associação micorrízica em seis essências florestais nativas do estado do Rio Grande do Sul. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 18, n. 3, p. 339-346, 2008.

ANGELINI, G. A. R.; SAGGIN-JUNIOR, O. J.; SILVA, E. M. R. Seleção de fungos micorrízicos arbusculares e ectomicorrízicos para simbioses eficientes com *Acacia mangium* willd. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 34, n. 6 Sup. 11, p. 3529-3542, 2013.

ANZANELLO, R.; SOUZA, P. V. D.; CASAMALI, B. Fungos micorrízicos arbusculares (FMA) em porta-enxertos micropropagados de videira. **Bragantia**, Campinas. v. 70, n. 2, p. 409-415, 2011.

AZCÓN, R.; RUBIO, R.; BAREA, J. M. Selective interactions between different species of mycorrhizal fungi and *Rhizobium meliloti* strains, and their effects on growth, N<sub>2</sub>-fixation (15N) and nutrition of *Medicago sativa* L. **New Phytologist**, v. 117, n. 3, p. 399-404, 1991.

BERBARA, R. L. L.; SOUZA, F. A.; FONSECA, H. M. A. C. Fungos micorrízicos arbusculares: Muito além da nutrição. In: FERNANDES, M. S. (Ed.). **Nutrição mineral de plantas**. Viçosa, MG: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2006. p.53-88.

BORGES, E. E. D. L.; FLORES, A. V.; ATAÍDE, G. D. M.; MATOS, A. C. B. Alterações fisiológicas e atividade enzimática em sementes armazenadas de *Melanoxylon brauna* Schott. **Cerne**, v. 21, n. 1, p. 75-81, 2015.

BURITY, H. A.; SOUZA, E. S.; SANTO MERGULHÃO, A. C. D. E.; SILVA, M. L. R. B. Efetividade da inoculação com rizóbio e fungos micorrízicos arbusculares em mudas de sabiá submetidas a diferentes níveis de fósforo. **Pesquisa agropecuária brasileira**, v. 35, n. 4, p. 801-807, 2000.

CALDEIRA, M. V. W.; SILVA, E. M. R.; FRANCO, A. A.; WATZLAWICK, L. F. Influência de fungos micorrízicos arbusculares sobre o crescimento de três leguminosas arbóreas. **Revista Acadêmica (Ciências Agrárias e Ambientais)**, Curitiba, v. 1, n. 1, p. 27-32, 2003.

CARDOSO, E. J. B. N.; CARDOSO, I. M.; NOGUEIRA, M. A.; MALUCHE-BARETTA, C. R. D.; PAULA, A. L. M. Micorrizas arbusculares na aquisição de nutrientes pelas plantas. In: **Micorrizas: 30 anos de pesquisas no Brasil**. 1. ed. Lavras: UFLA; 2010, p. 153-214.

CARNEIRO, M. A. C.; SIQUEIRA, J. O.; DAVIDE, A. C. Fósforo e inoculação com fungos micorrízicos arbusculares no estabelecimento de mudas de embaúba (*Cecropia pachystachya* Trec). **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 34, n. 3, p. 119-125, 2004.

CARNEIRO, M. A. C.; SIQUEIRA, J. O.; DAVIDE, A. C.; GOMES, L. J.; CURI, N.; VALE, F. R. Fungo micorrízico e superfosfato no crescimento de espécies arbóreas tropicais. **Scientia Forestalis**, Piracicaba, n.50, p. 21-36, 1996.

CARNEVALI, N. H. S.; MARCHETTI, M. E.; VIEIRA, M. C.; CARNEVALI, T. O.; RAMOS, D. D. Eficiência nutricional de mudas de *Stryphnodendron polyphyllum* em função de nitrogênio e fósforo. **Ciência Florestal**, v. 26, n. 2, p. 449-461, 2016.

CARON, B. O.; SOUZA, V. Q.; COSTA, E. C.; ELOY, E.; BEHLING, A.; TREVISAN, R. Interceptação da radiação luminosa pelo dossel de espécies florestais e sua relação com o manejo de plantas daninhas. **Ciência Rural**, v. 42, n. 1, p. 75-82, 2012.

CARRIJO, O. A.; LIZ, R. S.; MAKISHIMA, N. Produtividade do tomateiro em diferentes substratos e modelos de casas de vegetação. **Horticultura Brasileira**, v. 22, n. 1, p. 5-9, 2004.

CARVALHO, D. F.; SILVA, D. G.; SOUZA, A. P.; GOMES, D. P.; ROCHA, H. S. Coeficientes da equação de Angström-Prescott e sua influência na evapotranspiração de referência em Seropédica, RJ. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola**, v. 15, n. 8, p. 108-116, 2011.

CHAVES, J. H.; REIS, G. G. D.; REIS, M. D. G. F.; NEVES, J. C. L.; PEZZOPANE, J. E. M.; POLLI, H. Q. Seleção precoce de clones de eucalipto para ambientes com disponibilidade diferenciada de água no solo: relações hídricas de plantas em tubetes. **Revista Árvore**, v. 28, n. 3, p. 333-341, 2004.

CHAVES, L. F. C.; BORGES, R. C. G. Eficiência micorrízica na produção de jacarandá-da-bahia cultivadas em diferentes doses de fósforo. **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v. 27, p. 587-594, 2005.

CLARK, R. B. Arbuscular mycorrhizal adaptation, spore germination, root colonization, and host plant growth and mineral acquisition at low pH. **Plant and soil**, v. 192, n. 1, p. 15-22, 1997

CLEMENT, C. R.; HABTE, M. Genotypic variation in vesicular-arbuscular mycorrhizal dependence of the pejibaye palm. **Journal of Plant Nutrition**, New York, v. 18, n. 9, p. 1907-1916, 1995.

COOPER, K. M.; TINKER, P. B. Translocation and transfer of nutrients in vesicular-arbuscular mycorrhizas. **New Phytologist**, v. 81, n. 1, p. 43-52, 1978.

CORADIN, L.; SIMINSKI, AA.; REIS, A. **Espécies nativas da flora brasileira de valor econômico atual ou potencial: plantas para o futuro – região sul**. Brasília, MMA, 2011. 934.p.

CORRÊA, H. K. M.; COUTINHO, P. E. G.; FERRARI, S. F. Between-year differences in the feeding ecology of highland marmosets (*Callithrix aurita* and *Callithrix flaviceps*) in southeastern Brazil. **Journal of Zoology**, v. 252, n. 4, p. 421-427, 2000.

COSTA, R. B.; CONTINI, A. Z.; MELO, E. S. P. Sistema reprodutivo de *Anadenanthera peregrina* (L.) Speg e *Vochysia haenkiana* (Spreng.) Mart. em fragmento de cerrado na Chapada dos Guimarães - MT. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 33, n. 2, p. 305-610, 2003.

CRUZ, C. A. F.; PAIVA, H. N.; GUERRERO, C. R. A. Efeito da adubação nitrogenada na produção de mudas de sete-cascas (*Samanea inopinata* (Harms) Ducke). **Revista Árvore**, v. 30, n. 4, p. 537-546, 2006.

CUNHA, A. O.; ANDRADE, L. D.; BRUNO, R. D. L. A.; SILVA, J. D.; SOUZA, V. D. Efeitos de substratos e das dimensões dos recipientes na qualidade das mudas de *Tabebuia impetiginosa* (Mart. Ex DC) Standl. **Revista Árvore**, v. 29, n. 4, p. 507-516, 2005.

CURTO, R. A.; SILVA, G. F.; PEZZOPANE, J. E. M., CHICHORRO, J. F.; MÔRA, R. Métodos de estratificação vertical em Floresta Estacional Semidecidual. **Ciência Florestal**, v. 23, n. 4, p. 643-654, 2013.

DA ROS, C. O.; TORCHELSEN, M. M.; SOMAVILLA, L.; SILVA, R. F.; RODRIGUES, A. C. Composto de águas residuárias de suinocultura na produção de mudas de espécies florestais. **Floresta**, v. 48, n. 1, p. 103-112, 2018.

DAVIDSON, BILL E.; NOVAK, STEPHEN J.; SERPE, MARCELO D. Consequences of inoculation with native arbuscular mycorrhizal fungi for root colonization and survival of *Artemisia tridentata* ssp. wyomingensis seedlings after transplanting. **Mycorrhiza**, p. 1-14, 2016.

DELARMELINA, W. M.; CALDEIRA, M. V. W.; FARIA, J. C. T.; GONÇALVES, E. O.; ROCHA, R. L. F. Diferentes substratos para a produção de mudas de *Sesbania virgata*, **Floresta e Ambiente**, v. 21, n. 2, p. 224-233, 2014.

DIAS, P. C.; PEREIRA, M. D. S. F.; MEGUMIKASUYA, M. C.; PAIVA, H. N. D.; OLIVEIRA, L. S. D.; XAVIER, A. Micorriza arbuscular e rizóbios no enraizamento e nutrição de mudas de angico-vermelho. **Revista Árvore**, v. 36, n. 6, p. 1027-1037, 2012.

DIAS, P. F.; SOUTO, S. M. Jurema preta (*Mimosa tenuiflora*): Leguminosa arbórea recomendada para ser introduzida em pastagens em condições de mudas sem proteção e na presença do gado. **Revista da FZVA**, v. 14, n. 1, 2007.

DIVA CORREIA; RIBEIRO, E. M.; LOPES, L. S.; ROSSETTI, A. G.; MARCO, C. A. Efeito de substratos na formação de porta-enxertos de *Psidium guajava* L. cv. Ogawa em tubetes. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 27, n 1, p. 88-91, 2005.

DOUDS JUNIOR, D. D.; NAGAHASHI, G.; HEPPELRY, P. R. On-farm production of inoculum of indigenous arbuscular mycorrhizal fungi and assessment of diluents of compost for inoculum production. **Bioresource Technology**, Oxford, v.101, p.2326-2330, 2010.

EDERSON, C. J.; SCHIAVO, J. A.; FARIA, S. M. Dependência de micorrizas para a nodulação de leguminosas arbóreas tropicais. **Árvore**, Viçosa, v. 29, n. 4, p. 545-552, 2005. ex Hook.) Raf. **Revista Agro@mbiente On-line**, v. 11, n. 1, p. 40-46, 2017.

EOM, A. H.; HARTNETT, D. C.; WILSON, G. W. T. Host plantspecies effects on arbuscular mycorrhizal fungal communities in tallgrass prairie. **Oecologia**, v. 122, n. 3, p. 435-444, 2000.

FELIPPI, M., BELMONTE MAFFRA, C. R., BISOGNIN CANTARELLI, E., MACHADO ARAÚJO, M., & LONGHI, S. J. Fenologia, morfologia e análise de sementes de *Apuleia leiocarpa* (Vogel) JF Macbr. **Ciência Florestal**, v. 22, n. 3, p. 477-491, 2012.

FERNANDES, H. E., SANTANA, T. F., CABRAL, K. P., ERASMO, E. A. L., & SOUZA, P. B. Avaliação dos diferentes níveis de sombreamento na germinação de sementes de *Anadenanthera peregrina* (L.) Speg. **Biodiversidade**, v. 17, n. 3, p. 62-70, 2018.

FERREIRA, D. F. Sisvar: a computer statistical analysis system. **Ciência e Agrotecnologia (UFLA)**, v. 35, n.6, p. 1039-1042, 2011.

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

FONSECA, E. F.; TERRA, D. L. C. V.; SOUZA, P. B. Uso potencial da casca de arroz carbonizada na composição de substratos para produção de mudas de *Anadenanthera peregrina* (L) Speg. **Desafios**, v. 4, n. 4, p. 32-40, 2017.

FRANÇA, A. C.; CARVALHO, F. P.; FRANCO, M. H.; AVELAR, M.; SOUZA, B. P.; STÜRMER, S. L. Crescimento de mudas de cafeeiro inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, v. 9, n. 4, p. 506-511, 2014.

FRANCO, A. A.; CAMPELLO, E. F.; SILVA, E. M. R.; FARIA, S. M. **Revegetação de solos degradados**. Itaguaí: Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. Comunicado Técnico, 1992. 9 p.

FRANCO, A. A.; FARIA, S. M. The Contribution Of N<sub>2</sub>-Fixing Tree Legumes To Land Reclamation And Sustainability In The Tropics. **Soil Biology Biochemistry**, v. 29, n. 5-6, p. 897-903, 1997.

FREIRE, A. L. O.; FILHO, G. M. S.; MIRANDA, J. R. P.; SOUTO, P. C.; ARAÚJO, L.; V. C. Crescimento e nutrição mineral do nim (*Azadirachta indica* A. Juss.) e cinamomo (*Melia azedarach* Linn.) submetidos à salinidade. **Ciência Florestal**, v. 20, n. 2, p. 207-215, 2010.

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.

GARCÍA, I.; MENDOZA, R.; POMAR, M. C. Deficit and excess of soil water impact on plant growth of *Lotus tenuis* by affecting nutrient uptake and arbuscular mycorrhizal symbiosis. **Plant and Soil**, v. 304, n. 1-2, p. 117-131, 2008.

GAUR, A.; ADHOLEYA, A. Effects of the particle size of soil-less substrates upon AM fungus inoculum production. **Mycorrhiza**, v. 10, n. 1, p. 43-48, 2000.

GERDEMANN, J. W.; NICOLSON, T. H. Spores of mycorrhizal Endogone species extracted from soil by wet sieving and decanting. **Transactions of British Mycological Society**, v.46, n.2, p.235-244, 1963.

GHINI, R.; PATRICIO, F.R.A.; SOUZA, M.D.; SINIGAGLIA, C.; BARROS, B.C.; LOPES M.E.B.M.; TESSARIOLI NETO, CANTARELLA, J. H. Efeito da solarização sobre propriedades físicas, químicas e biológicas de solos. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v.27, n.1, p.71-79, 2003.

GIBSON, A. L. Evaluation of nitrogen fixation by legumes in the greenhouse and growth chamber. In: ELKAN, H. (Ed). **Symbiotic nitrogen fixation technology**. New York: Marcel Dekker, 1987. p. 321-369.

GIOVANNETTI, M.; MOSSE, B. An evaluation of techniques to measure vesicular-arbuscular mycorrhizal infection in roots. **The New Phytologist**, v.84, n.3, p.484-500, 1980.

GOMES, J. M.; COUTO, L.; LEITE, H. G.; XAVIER, A.; GARCIA, S. L. R. Parâmetros morfológicos na avaliação da qualidade de mudas de *Eucalyptus grandis*. **Revista Árvore**, v. 26, n. 6, p. 655-664, 2002.

GONÇALVES, J. L. M. Recomendações de adubação para Eucalyptus, Pinus e espécies típicas da Mata Atlântica. **Documentos Florestais**, Piracicaba, n. 15, p. 1-23, 1995.

GONÇALVES, J.L.M.; MELLO, S.L.M. O sistema radicular das árvores. In: **Nutrição e fertilização de florestas**. Piracicaba: IPEF, 2000. p.221-267.

GONDIN, J. C.; SILVA, J. B.; ALVES, C. Z.; DUTRA, A. S.; JUNIOR, L. E. Emergência de plântulas de *Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke (CAESALPINACEAE) em diferentes substratos e sombreamento. **Revista Ciência Agronômica**, v. 46, n. 2, p. 329-338, 2015.

GROSS, E.; CORDEIRO, L.; CAETANO, F. H. Nodulação e micorrização em *Anadenanthera peregrina* var. falcata em solo de cerrado autoclavado e não autoclavado. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 28, n. 1, p. 95-101, 2004.

GUADARRAMA, P.; ÁLVAREZ-SÂNCHEZ, F. J. Abundance of arbuscular mycorrhizal fungi spores in different environments in a tropical rain forest, Veracruz, Mexico. **Mycorrhiza**, n. 8, v. 5, p. 267-270, 1999.

GUERRINI, I. A.; TRIGUEIRO, R. M. Atributos físicos e químicos de substratos compostos por bioossólidos e casca de arroz carbonizada. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Viçosa, v. 28, n. 6, p. 1069-1076, 2004.

HARMAND, J. M.; NJITI, C. F.; BERNHARD-REVERSAT, F.; PUIG, H. Aboveground and belowground biomass, productivity and nutrient accumulation in tree improved fallows in the drytropics of Cameroon. **Forest Ecology and Management**. v. 188, n. 1, p. 249-265, 2004.

HENTZ, A. M.; ANTONIOLLI, Z. I.; KAMINSKI, J.; SOUZA, E. L.; SCHIRMER, G. K.; MACHADO, G. K.; LUPATINI, M.; JÚNIOR, C. M. Estabelecimento a campo de mudas de *Eucalyptus grandis* micorrizadas com *Pisolithus microcarpus* (UFSC Pt 116) em solo arenoso. **Ciência Florestal**, v. 19, n. 2, p. 149-155, 2009.

HENTZ, A. M.; SANTOS, E. R.; NUNES, J. S.; KNOECHEKMANN, C. M.; BEZERRA, J.; MICHELOTTI, F. Produção de mudas de espécies arbóreas inoculadas com fungos

micorrízicos para atuar na reabilitação de áreas impactadas pela extração de argila. **Revista Agroecossistemas**, v. 3, n. 1, p. 78-82, 2013.

HENTZ, A. M.; SILVA, E. M. R.; SAGGIN JUNIOR, O. J. Estabelecimento de fungos micorrízicos arbusculares de *Mimosa artemisiana* em diferentes substratos. **Revista Agroecossistema**, v. 4, p. 52-61, 2012.

INEA. Resolução INEA nº 89 de 03 de junho de 2014.

JOSÉ, A. C.; DAVIDE, A. C.; OLIVEIRA, S. L. Produção de mudas de aroeira (*Schinus terebinthifolius* Raddi) para recuperação de áreas degradadas pela mineração de bauxita. **Cerne**, v. 11, n. 2, p. 187-196, 2005.

KIMANI, J. M.; DERERA, J. Combining ability analysis across environments for some traits in dry bean (*Phaseolus vulgaris* L.) under low and high soil phosphorus conditions. **Euphytica**, Berlin, v. 166, p. 1-13, 2009.

KRATZ, D.; WENDLING, I. Produção de mudas de *Eucalyptus dunnii* em substratos renováveis. **Floresta**, v. 43, n. 1, p. 125-136, 2013.

LACERDA, K. A. P., SILVA, M. M. S., CARNEIRO, M. A. C., REIS, E. F., SAGGIN-JÚNIOR, O. J. Fungos micorrízicos arbusculares e adubação fosfatada no crescimento inicial de seis espécies arbóreas do cerrado. **Cerne**, v. 17, p. 377-386, 2011.

LACLAU, J.P. Spatial distribution of Eucalyptus roots in a deep sandy soil in the Congo: relationships with the ability of the stand to take up water and nutrients. **Tree Physiology**, v.21, p.129-136, 2001.

LAMBERS, H.; CHAPIM III, F. S.; PONS, T. L. Plant physiological ecology. New York: **Springer**, 1998. 540p.

- LAND, S.; SCHÖNBECK, F. Influence of different soil types on abundance and seasonal dynamics of vesicular arbuscular mycorrhizal fungi in arable soils of North Germany. **Mycorrhiza**, v. 1, n. 1, p. 39-44, 1991.
- LEITE, P. F.; KLEIN, R. M. Vegetação. In: IBGE. **Geografia do Brasil: Região Sul**. Rio de Janeiro: IBGE – Diretoria de Geociências, 199. p. 113-150. Vol 2.
- LIMA, F. S.; SOUSA, C. S. Crescimento e nutrição de mudas de clones de eucalipto inoculadas com fungos micorrízicos. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 44, n. 2, p. 110-118, 2014.
- LINDERMAN, R. G.; DAVIS, E. A. Comparative response of selected grapevine rootstocks and cultivars to inoculation with different mycorrhizal fungi. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 52, n. 1, p. 8-11, 2001.
- LISBOA, A. C.; LELES, P. S. S.; NETO, S. N. O.; CASTRO, D. N.; ABREU, A. H. M. Effect of volume of tubes on the production of seedlings of *Calophyllum brasiliense* and *Toona ciliata*. **Revista Árvore**, v. 36, n. 4, p. 603-609, 2012.
- LORENZI, H. **Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil**. Nova Odessa: Plantarum, vol. 1, 1992. 352p.
- MACEDO, V. R. A.; GUISTEM, J. M.; CHAVES, A. M. S.; MONTEIRO, A. L. R.; BITU, P. I. M.; PINHEIRO, G. V. Avaliação do húmus do caule de Palmeira do Babaçu como substrato. I Característica química e sua viabilidade na produção de mudas de alface. **Cadernos de Agroecologia**, v. 6, n. 2, 2011.
- MALUSÁ, E.; SAS-PASZT, L.; CIESIELSKA, J. Technologies for beneficial microorganisms inocula used as biofertilizers. **The scientific world journal**, v. 2012 p. 1-12, 2012.

- MARANA, J. P.; MIGLIORANZA, E.; FONSECA, E. P. Qualidade de mudas de jaracatiá submetidas a diferentes períodos de sombreamento em viveiro. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 39, n. 2, p. 275-282, 2015.
- MARANHO, A. S.; PAIVA, A. V. Emergência de plântulas de Supiarana (*Alchornea discolor* Poepp.) em substrato composto por diferentes porcentagens de resíduo orgânico de Açaí. **Revista da Sociedade Brasileira de Arborização Urbana**, Piracicaba, v. 6, n. 1, p. 85-98, 2011.
- MARINHO, N. F.; CAPRONI, A. L.; FRANCO, A. A.; BERBARA, R. L. L. Respostas de *Acacia mangium* Willd e *Sclerolobium paniculatum* Vogel a fungos micorrízicos arbusculares nativos provenientes de áreas degradadas pela mineração de bauxita na Amazônia. **Acta Botanica Brasilica**, v. 18, n. 1, p. 141-149, 2004.
- MARINHO, P. H. A.; SOUSA, R. M.; GIONGO, M.; VIOLA, M. R.; SOUZA, P. B. Influência de diferentes substratos na produção de mudas de flamboyant *Delonix regia* (Bojer
- MARSCHNER, H.; DELL, B. Nutrient uptake in mycorrhizal symbiosis. **Plant and Soil**, v. 159, n. 01, p. 89-102, 1994.
- MARTINELLI, G.; MORAES, M. A. **Livro vermelho da flora do Brasil. CNCFlora**, Centro Nacional de Conservação da Flora, 2013.
- MATOS, R. M. B.; SILVA, E. M. R. Effect of inoculation by arbuscular mycorrhizal fungi on the growth of micropropagated pineapple plants. **Fruits** 51, 1996. p. 115-119.
- MELO, K. C. B., COELHO, I. R., DE SANTANA, A. S., DA SILVA CAMPOS, M. A., SILVA, F. S. B. Fungos micorrízicos arbusculares (FMA) e substratos para produção de mudas de angico-preto (*Anadenanthera colubrina* (Vell) Brenan). **Anais do 60º Congresso Brasileiro de Botânica**, Feira de Santana, BA, 2009.

MICHEREFF, S. J.; ANDRADE, D. E. G. T.; MENEZES, M. **Ecologia e manejo de patógenos radiculares em solos tropicais**. Recife: Universidade Federal Rural de Pernambuco – Imprensa Universitária, 2005, 398 p.

MOREIRA, F. M. S.; SIQUEIRA, J. O. **Microbiologia e Bioquímica do Solo**. 2.ed. Lavras: Editora UFLA, 2006. 729 p.

NICOLOSO, F. T.; FORTUNATO, R. P.; ZANCHETTI, F.; CASSO, L. F.; EISINGER, S. M. Recipientes e substratos na produção de mudas de *Maytenus ilicifolia* e *Apuleia leiocarpa*. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 30, n. 6, p. 987-992, 2000.

NÓBREGA, R. S. A.; PAULA, A. M.; VILAS BOAS, R. C; NÓBREGA, J. C. A.; SOUZA, F. M. S. Parâmetros morfológicos de mudas de *Sesbania virgata* (Caz.) Pers e de *Anadenanthera peregrina* (L.) cultivadas em substrato fertilizado com composto de lixo urbano. **Revista Árvore**, v. 32, n. 3, p. 597-607, 2008.

NUNES, J. L. S.; SOUZA, P. V. D., MARODIN, G. A. B.; FACHINELLO, J. C. Effect of arbuscular mycorrhizal fungi and indolebutyric acid interaction on vegetative growth of ‘Aldrighi’ peach rootstock seedlings. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 34, n. 1, p. 80-86, 2010.

OLIVEIRA NETO, N. E.; FONSECA, C. R.; CARVALHO, F. A. O problema das espécies arbóreas exóticas comercializadas nos viveiros florestais: Estudo de caso no município de Juiz de Fora (MG). **Revista de Biologia Neotropical**, v. 11, n. 1, p. 28-46, 2015.

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 JÚNIOR, J. Q. D.; JESUS, E. D. C.; PEREIRA, M. G.; CAMARA, R.; JÚNIOR, F.; MACHADO, A.; SOUSA, A. C. O. Dependency and Response of *Apuleia leiocarpa* to Inoculation with Different Species of Arbuscular Mycorrhizal Fungi. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 41, 2017.

OLIVEIRA, L. R.; LIMA, S. F.; LIMA, A. P. L. Crescimento de mudas de cedro-rosa em diferentes substratos. **Pesquisa Florestal Brasileira**, v. 34, n. 79, p. 187-195, 2014.

PACHECO, L. P.; PIRES, F. R.; MONTEIRO, F. P.; PROCÓPIO, S. O.; ASSIS, R. L.; PETTER, F. A. Profundidade de semeadura e crescimento inicial de espécies forrageiras utilizadas para cobertura do solo. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras-MG, v. 34, n. 5, p. 1211-1218, 2010.

PIAS, O. H. C.; BERGHETTI, J.; SOMAVILLA, L.; CANTARELLI, E. B. Produção de mudas de cedro em função de tipos de recipiente e fontes de fertilizante. **Pesquisa Florestal Brasileira**, v. 35, n. 82, p. 153-158, 2014.

PLENCHETTE, C.; FORTIN, J. A.; FURLAN, V. Growth responses of several plant species to mycorrhizae in a soil of moderate P-fertility. **Plant and soil**, v. 70, n. 2, p. 199-209, 1983.

PORTUGAL, E. P.; QUITÉRIO, G. C. M.; HONÓRIO, S. L. Seleção de Fungos Micorrízicos Arbusculares para Estévia, *Stevia rebaudiana* (bert.) Bertoni. **Multiciência**, n. 7, p. 1-20, 2006.

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

POUYÚ-ROJAS, E.; SIQUEIRA, J. O.; DONIZETTI SANTOS, J. G. Compatibilidade simbiótica de fungos micorrízicos arbusculares com espécies arbóreas tropicais. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 30, n. 3, 2006.

PRIMACK, R. B.; RODRIGUES, E. **Biologia da Conservação**. Londrina, 2001. 328 p.

R Core Team. **R: A language and environment for statistical computing**. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria, 2015.

RAJU, P. S.; CLARK, R. B.; ELLIS, J. R. DUNCAN, R. R.; MARANVILLE, J. W. Benefit and cost analysis and phosphorus efficiency of VA mycorrhizal fungi colonizations with sorghum (*Sorghum bicolor*) genotypes grown at varied phosphorus levels. **Plant and Soil**, 124: 199-204, 1990.

REIS, R. J. A.; DE ALMEIDA CAMPOS, S.; MARTINS, G. S. L.; JESUS, E. L.; BASTIANI, M. L. R.; ROCHA CAMPOS, A. N. Efeitos de plantas de cobertura nas associações do milho (*Zea mays* L.) com fungos benéficos do solo. **Revista Brasileira de Agropecuária Sustentável**, v. 2, n. 2, 2012.

RIZZINI, C. T. **Árvores e madeiras úteis do Brasil: manual de dendrologia brasileira**. São Paulo, Editora Edgard Blücher, 2<sup>a</sup> ed, 1978.

RODRIGUES, R. R.; BRANCALION, P. H. S.; ISERNHAGEN, I. **Pacto pela restauração da mata atlântica: referencial dos conceitos e ações de restauração florestal**. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz/Instituto BioAtlântica, 2009.

SALLES, J. S.; LIMA, A. H. F.; COSTA, E. Mudanças de jabolão sob níveis de sombreamento, bancadas refletoras e profundidade de semeadura. **Revista de Agricultura Neotropical**, v. 4, n. 5, p. 110-118, 2017.

SAMARÃO, S. S.; RODRIGUES, L. A.; MARTINS, M. A.; MANHÃES, T. N.; ALVIM, L. D. M. Desempenho de mudas de gravioleira inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares em solo não-esterilizado, com diferentes doses de fósforo. **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v. 33, n. 1, p. 81-88, 2011.

SANTOS, F. L. S.; MELO, W. R. F.; COELHO, P. H. M.; BENETT, C. G. S.; DOTTO, M. C. S. S.; Crescimento inicial de espécies de *Urochloa* em função da profundidade de semeadura. **Revista de Agricultura Neotropical**, v. 2, n. 4, p. 1-6, 2015.

SANTOS, R. S.; SCORIZA, R. N.; FERREIRA, J. S. Avaliação de Inoculante de FMA Nativo de Solo de Diferentes Coberturas Florestais. **Enciclopédia Biosfera**, Goiânia, v.10, n.18; p. 2014.

SANTOS, R. S.; SCORIZA, R. N.; SILVA, E. M. R.; R., SAGGIN-JÚNIOR, O. J. Selection of mycorrhizal fungi for the initial growth of *Albizia polycephala*. **Agrária**, Recife, v.11, n.2, p.98-103, 2016.

SCHIAVO, J. A.; MARTINS, M. A.; RODRIGUES, L. A. Crescimento de mudas de *Acacia mangium*, *Sesbania virgata* e *Eucalyptus camaldulensis*, inoculadas com fungos micorrízicos, em casa-de-vegetação e em cava-de-extração de argila. **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 32, n. 1, p. 171-178, 2009.

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

SEIFERT, E. K.; BEVER, J. D.; MARON, J. L. Evidence for the evolution of reduced mycorrhizal dependence during plant invasion. **Ecology**, v. 90, n. 4, p. 1055-1062, 2009.

SHELBY, N.; DUNCAN, R. P.; VAN DER PUTTEN, W. H.; MCGINN, K. J.; WESER, C.; HULME, P. E. Plant mutualisms with rhizosphere microbiota in introduced versus native ranges. **Journal of Ecology**, v. 104, n. 5, p. 1259-1270, 2016.

SILVA, A. L.; MORAIS, G. A. Influência de diferentes substratos no crescimento inicial de *Ormosia arborea* (Vell.) Harms (Fabaceae). **Revista Verde de Agroecologia e Desenvolvimento Sustentável**, v. 8, n. 4, p. 22-27, 2013.

SILVA, J. G.; PERELLÓ, L. F. C. Conservação de espécies ameaçadas do Rio Grande do Sul através de seu uso no paisagismo. **Revista da Sociedade Brasileira de Arborização Urbana**, Piracicaba, v. 5, n. 4, p. 1-21, 2010.

SILVA, R. B. G.; SIMÕES, D.; SILVA, M.R. Qualidade de mudas clonais de *Eucalyptus urophylla* x *E. grandis* em função do substrato. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 16, n. 3, p. 297-302, 2012.

SILVA, R. F.; ANTONIOLLI, Z. I.; ANDREAZZA, R.; KAMINSKI, J. Comunidade de fungos micorrízicos arbusculares em solo cultivado com eucalipto, pinus e campo nativo em solo arenoso, São Francisco de Assis, RS. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 18, n. 3, p. 353-361, 2008.

SILVA, S.; SIQUEIRA, J. O.; SOARES, C. R. F. S. Fungos micorrízicos no crescimento e na extração de metais pesados pela braquiária em solo contaminado. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 41, n. 12, p. 1749-1757, 2006.

SIQUEIRA, J. O.; SOUZA, F. A.; CARDOSO, E. J. N.; TSAI, S. M. **Micorrizas: 30 anos de pesquisas no Brasil**. 1. ed. Lavras: UFLA; 2010, p. 153-214.

SIQUEIRA, J. O.; CARNEIRO, M. A. C.; CURI, N.; ROSADO, S. C. S.; DAVIDE, A. C. Mycorrhizal colonization and mycotrophic growth of native woody species as related to successional groups in Southeastern Brazil. **Forest Ecology and Management**, New York, v.107, p.241-252, 1998.

SOARES, C. R. F. S.; CARNEIRO, M. A. C. Micorrizas arbusculares na recuperação de áreas degradadas. In: SIQUEIRA, J. O.; SOUZA, F. A.; CARDOSO, E. J. B. N.; TSAI, S. M. (Eds.). **Micorrizas: 30 anos de Pesquisa no Brasil**. Lavras: Editora UFLA, 2010. 716p.

SOMAVILLA, A.; CANTARELLI, E. B.; MARIANO, L. G.; ORTIGARA, C.; DA LUZ, F. B. Avaliações morfológicas de mudas de Cedro australiano submetidas a diferentes doses do fertilizante osmocote plus®. **Comunicata Scientiae**, v. 5, n. 4, p. 493, 2014.

SOUZA, R. C.; PEREIRA, M. G.; GIÁCOMO, R. G.; SILVA, E. M. R.; MENEZES, L. F. T. D. Produção de mudas micorrizadas de *Schinus terebinthifolius* Raddi. em diferentes substratos. **Floresta**, Curitiba, v. 39, n. 1, p. 197-206, 2009.

SPRENT, J. I., PARSONS, R. Nitrogen fixation in legume and non-legume trees. **Field Crops Research**, v. 65, n. 2, p. 183-196, 2000.

STEINBERG, P. D.; RILLIG, M. C. Differential decomposition of arbuscular mycorrhizal fungal hyphae and glomalin. **Soil Biology & Biochemistry**, Oxford, v.35, n. 1, p. 191-194, 2003.

SUGAI, M. A. A.; COLLIER, L. S.; SAGGIN-JÚNIOR, O. J. Inoculação micorrízica no crescimento de mudas de angico em solo de cerrado. **Bragantia**, v. 70, n. 2, p. 416-423, 2011.

SWAINE, M. D.; WHITMORE, T. C. On the definition of ecological species groups in tropical rain forests. **Plant Ecology**, v. 75, n. 1, p. 81-86, 1988.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. Porto Alegre: Artmed. 2006. 719p.

TRAZZI, P. A.; CALDEIRA, M. V. W.; PASSOS, R. R.; GONÇALVES, E. O. Substratos de origem orgânica para produção de mudas de teca (*Tectona grandis* Linn. F.). **Ciência Florestal**, v. 23, n. 3, p. 401-409, 2013.

VAN DER HEIJDEN, M. G.; HORTON, T. R. Socialism in soil? The importance of mycorrhizal fungal networks for facilitation in natural ecosystems. **Journal of Ecology**, v. 97, n. 6, p. 1139-1150, 2009.

VAN DER HEIJDEN, M. G.; KLIRONOMOS, J. N.; URSIC, M.; MOUTOGLIS, P.; STREITWOLF-ENGEL, R.; BOLLER, T.; WIEMKEN, A.; SANDERS, I. Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. **Nature**, v. 396, n. 6706, p. 69-72, 1998.

VANDRESEN, J.; NISHIDATE, F. R.; TOREZAN, J. M. D.; ZANGARO, W. Inoculação de fungos micorrízicos arbusculares e adubação na formação e pós-transplante de mudas de cinco espécies arbóreas nativas do sul do Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 21, n. 4, p. 753-765, 2007.

VIANA, V. M.; PINHEIRO, L. A. F. V. Conservação da biodiversidade em fragmentos florestais. **Série técnica IPEF**, v. 12, n. 32, p. 25-42, 1998.

VIEIRA, C. R.; WEBER, O. L. S.; SCARAMUZZA, J. F. Relação cálcio: magnésio no crescimento e na qualidade de mudas de angico vermelho. **Nativa**, v.5, p.634-641, 2017.

VINCENT, J. M. **A manual for the practical study of root-nodule bacteria**. Oxford: Blackwell Scientific Publications, 1970. (International Biological Programme Handbook, 15).

WEBER, O. B.; SOUZA, C. D.; GONDIN, D. M. F.; OLIVEIRA, F. N. S.; CRISÓSTOMO, L. A.; CAPRONI, A. L.; SAGGIN JR, O. Inoculação de fungos micorrízicos arbusculares e adubação fosfatada em mudas de cajueiro-anão-precoce. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 39, n. 5, p. 477-483, 2004.

WENDLING, I.; GATTO, A. **Substratos, adubação e irrigação na produção de mudas**. Viçosa: Aprenda Fácil Editora, 2002. 166p.

WENDLING, I.; GUASTALA, D.; DEDECEK, R. Características físicas e químicas de substratos para produção de mudas de *Ilex paraguariensis* St. Hil. **Revista Árvore**, v. 31, n. 2, p. 209-220, 2007.

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

ZAMBOLIM, L.; COSTA, H.; VALE, F. X. R. Nutrição mineral e patógenos radiculares. In: MICHEREFF, S. J.; ANDRADE, D. E. G. T.; MENEZES, M. (Eds). **Ecologia e manejo de patógenos radiculares em solos tropicais**. Recife: UFRPE, 2005. P. 154-181.

ZANGARO, W.; BONONI, V. L. R.; TRUFEN, S. B. Mycorrhizal dependency, inoculum potential and habitat preference of native woody species in South Brazil. **Journal Tropical Ecology**, v. 16, p. 603-622, 2000.

ZANGARO, W.; MOREIRA, M. Micorrizas arbusculares nos biomas Floresta Atlântica e Floresta de Araucária. Micorrizas. In: **Micorrizas: 30 anos de pesquisas no Brasil**. 1. ed. Lavras: UFLA; 2010, p. 153-214.

ZANGARO, W.; NISIZAKI, S.; DOMINGOS, J.; NAKANO, E. Micorriza arbuscular em espécies arbóreas nativas da bacia do Rio Tibagi, Paraná. **Cerne**, v. 8, n. 1, p. 77-87, 2002.

ZANGARO, W.; NISHIDATE, F. R.; VANDRESEN, J.; ANDRADE, G.; NOGUEIRA, M. A. 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.