

UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ

SAMANTA JAQUELINE DALANHOL

EFEITO DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES E DA ADUBAÇÃO NO  
CRESCIMENTO DE MUDAS DE *Eugenia uniflora* L. E *Campomanesia xanthocarpa*  
O.BERG., PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS

CURITIBA

2013

SAMANTA JAQUELINE DALANHOL

EFEITO DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES E DA ADUBAÇÃO NO  
CRESCIMENTO DE MUDAS DE *Eugenia uniflora* L. E *Campomanesia xanthocarpa*  
O.BERG., PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS

Dissertação apresentada ao Curso de Pós-Graduação em Engenharia Florestal, do Setor de Ciências Agrárias, da Universidade Federal do Paraná, como requisito parcial a obtenção do título de Mestre em Engenharia Florestal.

Orientador: Prof. Dr. Antonio Carlos Nogueira

Co-orientador: Dr. Sérgio Gaiad

CURITIBA

2013

Ficha catalográfica elaborada por Denis Uezu – CRB 1720/PR

Dalanhol, Samanta Jaqueline

Efeito de fungos micorrízicos arbusculares e da adubação no crescimento de mudas de *Eugenia uniflora* L. e *Campomanesia xanthocarpa* O. Berg., produzidas em diferentes substratos / Samanta Jaqueline Dalanhol. – 2013  
103 f. : il.

Orientador: Prof. Dr. Antonio Carlos Nogueira

Coorientador: Dr. Sérgio Gaiad

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal do Paraná, Setor de Ciências Agrárias, Programa de Pós-Graduação em Engenharia Florestal. Defesa: Curitiba, 27/02/2013.

Área de concentração: Silvicultura

1. Mudas - Qualidade. 2. Fungos do solo. 3. Micorriza vesículo-arbuscular. 4. Adubação. 5. Teses. I. Nogueira, Antonio Carlos. II. Gaiad, Sérgio. III. Universidade Federal do Paraná, Setor de Ciências Agrárias. IV. Título.

CDD – 634.9

CDU – 634.0.232.41



Universidade Federal do Paraná  
Setor de Ciências Agrárias - Centro de Ciências Florestais e da Madeira  
Programa de Pós-Graduação em Engenharia Florestal

## PARECER

Defesa nº. 963

A banca examinadora, instituída pelo colegiado do Programa de Pós-Graduação em Engenharia Florestal, do Setor de Ciências Agrárias, da Universidade Federal do Paraná, após arguir o(a) mestrando(a) *Samanta Jaqueline Dalanhol* em relação ao seu trabalho de dissertação intitulado "**EFEITO DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES E DA ADUBAÇÃO NO CRESCIMENTO DE MUDAS DE *Eugenia uniflora* L. E *Campomanesia xanthocarpa* O. BERG., PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS**", é de parecer favorável à do(a) acadêmico(a), habilitando-o(a) ao título de *Mestre* em Engenharia Florestal, área de concentração em SILVICULTURA.

  
*Dr. Michele Fernanda Bortolini*  
Pontifícia Universidade Católica do Paraná  
Primeiro examinador

  
*Dr. Celso Garcia Auer*  
Universidade Federal do Paraná  
Segundo examinador

  
*Dr. Antonio Carlos Nogueira*  
Universidade Federal do Paraná  
Orientador e presidente da banca examinadora



Curitiba, 27 de fevereiro de 2013.

  
**Antônio Carlos Batista**  
Coordenador do Curso de Pós-Graduação em Engenharia Florestal  
**Carlos Roberto Sanquetta**  
Vice-coordenador do curso

## AGRADECIMENTOS

A Deus, por ter me permitido superar mais esta etapa da minha vida.

Aos meus pais Celso Dalanhol e Marlene Peiter Dalanhol, por ter sempre apoiado minhas escolhas e estarem sempre me incentivando, mesmo distantes.

Ao meu orientador, Antonio Carlos Nogueira e ao meu co-orientador Sergio Gaiad, pela grande ajuda no desenvolvimento do projeto, sempre presentes e pacientes.

À Embrapa Florestas, por ter permitido a condução de todos os meus experimentos em suas dependências.

Aos funcionários da Embrapa Florestas: Irineu, Wilson, Paulino e Amílcar pela ajuda na coleta e beneficiamento dos frutos, como também, na identificação das espécies.

Ao Vero, Joel, Leonides e Décio do laboratório de propagação de plantas, pela ajuda na instalação e nas avaliações do experimento.

À Anne, à Nadia e ao Marcos, por me ajudarem nas análises químicas e físicas dos substratos.

Ao programa de pós-graduação em Engenharia Florestal por ter me dado a oportunidade de ingressar no mestrado.

Aos colegas de mestrado, Jeniffer, Mariane, André, Pablo e Lucas, pela amizade e pelo convívio agradável, além da ajuda na avaliação do experimento. Principalmente à Dagma Kratz, pela grande amizade e ajuda em todas as etapas de execução do projeto.

Ao Alexsandro Vinicius Nogueira, por sempre estar ao meu lado, independente da situação, me apoiando e me ajudando em tudo o que for necessário.

À CAPES pela bolsa de mestrado concedida.

A todos que permitiram a coleta dos frutos de pitanga e guabiroba em suas propriedades.

A todos que em algum momento contribuíram para a realização deste projeto.

O impossível existe  
até quando alguém duvide dele  
e prove o contrário.

Albert Einstein

## RESUMO

Devido ao aumento da necessidade de recuperação de áreas degradadas e de preservação permanente, o plantio de espécies nativas brasileiras aumentou a demanda por mudas florestais. Dessa forma, visando à produção de mudas de *Campomanesia xanthocarpa* e *Eugenia uniflora* com maior qualidade, objetivou-se neste trabalho, avaliar o efeito de fungos micorrízicos arbusculares (FMAs), da adubação e da composição do substrato no crescimento de mudas das duas espécies. O experimento foi conduzido na Embrapa Florestas em Colombo, Paraná, região onde os frutos foram coletados. As sementes foram germinadas em sementeiras entre vermiculita média e quando as plântulas atingiram entre 5 e 10 cm para *E. uniflora* e 5 cm para *C. xanthocarpa*, foram repicadas para tubetes (100 cm<sup>3</sup>) contendo substratos a base de vermicomposto e casca de arroz carbonizada e, como controle, utilizou-se o substrato comercial a base de casca de pínus. Estes substratos foram testados com e sem inoculação micorrízica, adicionada ao substrato. Também, testou-se a presença e ausência de adubação de cobertura, constituindo um experimento em fatorial triplo, com delineamento em blocos casualizados, com cinco repetições de 20 mudas. Inicialmente, analisaram-se as propriedades físico-químicas dos substratos formulados. A altura e o diâmetro do colo foram analisados mensalmente e aos 180 dias, quando também se avaliou a agregação das raízes ao substrato, a biomassa seca aérea, a biomassa seca radicial, a relação entre altura e diâmetro do colo e o índice de qualidade de Dickson. Os dados foram submetidos ao teste de Bartlett, ao teste F e as médias foram comparadas a 5% de probabilidade pelo teste de Tukey. A inoculação com FMAs não influenciou no crescimento das mudas em nenhuma das espécies estudadas, enquanto que a interação entre substratos e adubação foi significativa para a maioria das variáveis. A ausência de resposta aos FMAs foi, provavelmente, devido às altas concentrações de fósforo nestes substratos. A adubação teve maior efeito sob o crescimento das mudas a partir dos 60 dias, principalmente para *C. xanthocarpa*, pois possui semente pequena e consome toda a reserva durante o processo germinativo. Os substratos a base de vermicomposto e casca de arroz carbonizada, nas proporções de 20/80 para *E. uniflora* e 30/70 para *C. xanthocarpa*, podem ser utilizados na produção de mudas destas espécies, pois nestas combinações atingiram a altura ideal para plantio a campo. Estes substratos podem substituir o comercial a base de casca de pínus, no qual as mudas apresentaram crescimento reduzido, para a maioria das variáveis.

Palavras-chave: Pitanga. Guabiroba. Micorrizas. Fertilização. Vermicomposto. Casca de Arroz Carbonizada.

## ABSTRACT

Due to the increased need of reclamation and preservation of permanent interest in Brazilian native species increased demand for forest seedlings. By aiming at the production of seedlings *Campomanesia xanthocarpa* and *Eugenia uniflora* with higher quality, the aim of this study was to evaluate the effect of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF), fertilization and substrate composition on growth of seedlings of both species. The experiment was conducted at Embrapa Florestas in Colombo, Paraná, where the fruits were collected. The seeds were germinated in vermiculite and when the seedlings reached between 5 and 10 cm for *E. uniflora* and 5 cm for *C. xanthocarpa*, were transplanted to plastic pots (100 cm<sup>3</sup>) based substrates containing vermicompost and carbonized rice hulls and, as a control, we used the commercial substrate the base of pine bark. These substrates were tested with and without mycorrhizal inoculation added to the substrate, but also tested the presence and absence of fertilization, forming a triple factorial experiment with randomized complete block design, with five replications of 20 seedlings. Initially, we analyzed the physicochemical properties of the substrates formulated, analyzed monthly height and diameter and, at 180 days, we evaluated the roots aggregation of the substrate, air dry biomass, dry biomass of the roots, the relationship between height and diameter and Dickson quality index. The data were subjected to Bartlett's test, the F test and the Tukey test, the averages were compared to 5% probability. Inoculation with AMF did not influence the growth of seedlings in any of the species studied, whereas the interaction between substrates and fertilization was significant for most variables. Fertilization had a greater effect on seedling growth after 60 days, mainly to *C. xanthocarpa* because it has small seed and consumes the entire reserve during the germination process. The substrates composed of humus and carbonized rice hulls in proportions of 20/80 for *E. uniflora* and 30/70 for *C. xanthocarpa*, can be used to produce seedlings of these species, since these combinations achieved the ideal time for planting the field. These substrates may replace the commercial base pine bark, wherein the seedlings showed reduced growth, for most variables.

Key-words: Pitanga. Guabiroba. Mycorrhizae. Fertilization. Vermicompost. Carbonized Rice Hulls.

## LISTA DE ILUSTRAÇÕES

FIGURA 1 – CLASSIFICAÇÃO DO FILO GLOMEROMYCOTA. FONTE: OEHL et al. (2011, P. 193).....	32
FIGURA 2 – ÍNDICES DE AGREGAÇÃO DAS RAÍZES AO SUBSTRATO EM MUDAS DE <i>Eugenia uniflora</i> .....	40
FIGURA 3 – ÍNDICES DE AGREGAÇÃO DAS RAÍZES AO SUBSTRATO EM MUDAS DE <i>Campomanesia xanthocarpa</i> .....	41

## LISTA DE GRÁFICOS

- GRÁFICO 1 – ALTURA (cm) DE MUDAS DE *E. uniflora* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, COM E SEM ADUBAÇÃO DE COBERTURA. ....48
- GRÁFICO 2 – ALTURA (cm) DE MUDAS DE *E. uniflora* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, COM E SEM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA. ....49
- GRÁFICO 3 – ALTURA (cm) DE MUDAS DE *E. uniflora* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS. ...50
- GRÁFICO 4 – DIÂMETRO DO COLO (mm) DE MUDAS DE *E. uniflora* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, COM E SEM ADUBAÇÃO DE COBERTURA .....54
- GRÁFICO 5 – DIÂMETRO DO COLO (mm) DE MUDAS DE *E. uniflora* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, COM E SEM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA .....55
- GRÁFICO 6 – DIÂMETRO DO COLO (mm) DE MUDAS DE *E. uniflora* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS .....56
- GRÁFICO 7 – AGREGAÇÃO DAS RAÍZES AO SUBSTRATO EM MUDAS DE *E. uniflora*, COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS.....58
- GRÁFICO 8 – ALTURA DE MUDAS (cm) DE *C. xanthocarpa* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, COM E SEM ADUBAÇÃO DE COBERTURA .....65
- GRÁFICO 9 – ALTURA DE MUDAS (cm) DE *C. xanthocarpa* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, COM E SEM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA .....66
- GRÁFICO 10 – ALTURA DE MUDAS (cm) DE *C. xanthocarpa* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS .....67
- GRÁFICO 11 – DIÂMETRO DO COLO (mm) DE MUDAS DE *C. xanthocarpa* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, COM E SEM ADUBAÇÃO DE COBERTURA .....70
- GRÁFICO 12 – DIÂMETRO DO COLO (mm) DE MUDAS DE *C. xanthocarpa* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, COM E SEM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA .....71
- GRÁFICO 13 – DIÂMETRO DO COLO (mm) DE MUDAS DE *C. xanthocarpa* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS .....72

GRÁFICO 14 – AGREGAÇÃO DAS RAÍZES AO SUBSTRATO EM MUDAS DE *C. xanthocarpa*, COM E SEM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS .....74

## LISTA DE TABELAS

TABELA 1	– MATERIAL UTILIZADO (%) NA FORMULAÇÃO DOS SUBSTRATOS (VOLUME/ VOLUME).....	38
TABELA 2	– SISTEMA DE IRRIGAÇÃO NA CASA DE SOMBRA E NA ESTUFA DE VIDRO DO LABORATÓRIO DE PROPAGAÇÃO DE PLANTAS DA EMBRAPA FLORESTAS. ....	39
TABELA 3	– ANÁLISE DE VARIÂNCIA PARA AS VARIÁVEIS: ALTURA AOS 180 DIAS (H180), DIÂMETRO DO COLO AOS 180 DIAS (DC180) E AGREGAÇÃO DAS RAÍZES AO SUBSTRATO (ARS) DE MUDAS DE <i>E. uniflora</i> . ....	46
TABELA 4	– ANÁLISE DE VARIÂNCIA PARA AS VARIÁVEIS: BIOMASSA SECA DA PARTE AÉREA (BSA), BIOMASSA SECA RADICIAL (BSR), RELAÇÃO ALTURA E DIÂMETRO DO COLO (H/DC) E ÍNDICE DE QUALIDADE DE DICKSON (IQD) DE MUDAS DE <i>E. uniflora</i> . ....	47
TABELA 5	– ALTURA (cm) DA PARTE AÉREA AOS 180 DIAS, EM MUDAS DE <i>E. uniflora</i> COM E SEM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS.....	51
TABELA 6	– ALTURA (cm) DA PARTE AÉREA AOS 180 DIAS, EM MUDAS DE <i>E. uniflora</i> COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS.....	52
TABELA 7	– DIÂMETRO DO COLO (mm) AOS 180 DIAS EM MUDAS DE <i>E. uniflora</i> , COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS.....	57
TABELA 8	– BIOMASSA SECA DA PARTE AÉREA (g) EM MUDAS DE <i>E. uniflora</i> , COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS.....	60
TABELA 9	– BIOMASSA SECA RADICIAL (g) EM MUDAS DE <i>E. uniflora</i> , COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS.....	61
TABELA 10	– RELAÇÃO ENTRE ALTURA E DIÂMETRO DO COLO DE MUDAS DE <i>E. uniflora</i> , COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS.....	62
TABELA 11	– ÍNDICE DE QUALIDADE DE DICKSON EM MUDAS DE <i>E. uniflora</i> , COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS.....	63

TABELA 12	– ANÁLISE DE VARIÂNCIA PARA AS VARIÁVEIS: ALTURA AOS 180 DIAS (H180), DIÂMETRO DO COLO AOS 180 DIAS (DC180) E AGREGAÇÃO DAS RAÍZES AO SUBSTRATO (ARS) DE MUDAS DE <i>C. xanthocarpa</i> .....	64
TABELA 13	– ANÁLISE DE VARIÂNCIA PARA AS VARIÁVEIS: BIOMASSA SECA DA PARTE AÉREA (BSA), BIOMASSA SECA RADICIAL (BSR), RELAÇÃO ALTURA E DIÂMETRO DO COLO (H/DC) E ÍNDICE DE QUALIDADE DE DICKSON (IQD) DE MUDAS DE <i>C. xanthocarpa</i> .....	64
TABELA 14	– ALTURA DE MUDAS (cm) AOS 180 DIAS, DE <i>C. xanthocarpa</i> , COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS.....	68
TABELA 15	– DIÂMETRO DO COLO (mm) AOS 180 DIAS, EM MUDAS DE <i>C. xanthocarpa</i> , COM E SEM ADUBAÇÃO E INOCULAÇÃO MICORRÍZICA.....	73
TABELA 16	– DIÂMETRO DO COLO (mm) AOS 180 DIAS, EM MUDAS DE <i>C. xanthocarpa</i> , COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS.....	73
TABELA 17	– BIOMASSA SECA DA PARTE AÉREA (g) DE MUDAS DE <i>C. xanthocarpa</i> , COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS.....	75
TABELA 18	– BIOMASSA SECA RADICIAL (g) DE MUDAS DE <i>C. xanthocarpa</i> , COM E SEM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA, COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS..	76
TABELA 19	– RELAÇÃO ENTRE ALTURA E DIÂMETRO DO COLO EM MUDAS DE <i>C. xanthocarpa</i> , COM E SEM ADUBO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS.....	77
TABELA 20	– ÍNDICE DE QUALIDADE DE DICKSON EM MUDAS DE <i>C. xanthocarpa</i> , COM E SEM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA, COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS.....	78
TABELA 21	– ANÁLISES QUÍMICAS E FÍSICAS NOS SUBSTRATOS ESTUDADOS: pH (ÁGUA), CONDUTIVIDADE ELÉTRICA (CE), DENSIDADE APARENTE (DA), MATÉRIA ORGÂNICA (MO), POROSIDADE TOTAL (PT), ESPAÇO DE AERAÇÃO (EA) E CAPACIDADE DE RETENÇÃO DE ÁGUA (CRA).....	80

TABELA 22 – CONCENTRAÇÃO DOS MACRONUTRIENTES CÁLCIO ( $\text{Ca}^{+2}$ ), MAGNÉSIO ( $\text{Mg}^{+2}$ ), POTÁSSIO ( $\text{K}^{+}$ ), FÓSFORO (P), ENXOFRE (S) E NITROGÊNIO DISPONÍVEL ( $\text{N}_{\text{disp}}$ ) E DOS MICRONUTRIENTES COBRE (Cu), FERRO (Fe), MANGANÊS (Mn) E ZINCO (Zn) NOS SUBSTRATOS ESTUDADOS .....80

## LISTA DE ABREVIATURAS

ARS – Agregação das raízes ao substrato	H/DC – Relação entre altura e diâmetro do colo
BaCl <sub>2</sub> – Cloreto de bário	H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> – Ácido sulfúrico
BSA – Biomassa seca da parte aérea	HCl – Ácido clorídrico
BSR – Biomassa seca radicial	IQD – Índice de qualidade de Dickson
Ca – Cálcio	K – Potássio
CAC – Casca de arroz carbonizada	K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> – Sulfato de potássio
CE – Condutividade elétrica	Mg – Magnésio
CRA – Capacidade de retenção de água	Mn – Manganês
Cu – Cobre	MO – Matéria orgânica
DA – Densidade Aparente	NaOH – Hidróxido de sódio
DC – Diâmetro do colo	Ndisp – Nitrogênio disponível
EA – Espaço de aeração	P – Fósforo
EDTA – Etilenodiamino tetra-acético	PT – Porosidade total
Fe – Ferro	S – Enxofre
FMAAs – Fungos micorrízicos arbusculares	SC – Substrato comercial
H – Altura	VM – Vermicomposto
	Zn – Zinco

## SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO</b>	15
<b>2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA</b>	18
2.1 IMPORTÂNCIA DE ESPÉCIES FLORESTAIS NATIVAS (FRUTÍFERAS)	18
2.2 ESPÉCIES ESTUDADAS	19
2.2.1 <i>Eugenia uniflora</i> L.	20
2.2.2 <i>Campomanesia xanthocarpa</i> (Mart.) O.Berg	21
2.3 FATORES QUE INFLUENCIAM NO CRESCIMENTO DE MUDAS	22
2.3.1 Substratos	22
2.3.1.1 Propriedades físicas	23
2.3.1.2 Propriedades químicas	24
2.3.1.3 Componentes dos substratos	25
2.3.1.3.1 Substrato a base de casca de pínus	25
2.3.1.3.2 Vermicomposto	26
2.3.1.3.3 Casca de arroz carbonizada	27
2.3.2 Adubação	28
2.3.3 Micorrizas	29
2.3.3.1 Fungos micorrízicos arbusculares	30
2.4 AVALIAÇÃO DA QUALIDADE DE MUDAS	33
2.4.1 Altura e diâmetro do colo	34
2.4.2 Biomassa	35
2.4.3 Agregação das raízes ao substrato	35
<b>3 MATERIAL E MÉTODOS</b>	37
3.1 PRODUÇÃO DE MUDAS DE <i>Eugenia uniflora</i> e <i>Campomanesia xanthocarpa</i>	37
3.2 ANÁLISES DOS SUBSTRATOS	42
3.2.1 Análises físicas	43
3.2.2 Análises químicas	44
<b>4 RESULTADOS E DISCUSSÃO</b>	46
4.1 <i>Eugenia uniflora</i>	46
4.1.1 Análise de variância	46
4.1.2 Altura da parte aérea	47
4.1.3 Diâmetro do colo	53

4.1.4	Agregação das raízes ao substrato .....	57
4.1.5	Biomassa seca da parte aérea e radicial.....	59
4.1.6	Índices de qualidade de mudas: relação entre altura e diâmetro do colo e índice de qualidade de Dickson.....	62
4.2	<i>Campomanesia xanthocarpa</i> .....	64
4.2.1	Análise de variância .....	64
4.2.2	Altura da parte aérea.....	65
4.2.3	Diâmetro do colo .....	69
4.2.4	Agregação das raízes ao substrato .....	74
4.2.5	Biomassa seca da parte aérea e radicial.....	75
4.2.6	Índices de qualidade de mudas: relação entre altura e diâmetro do colo e índice de qualidade de Dickson.....	77
4.3	ANÁLISE DOS SUBSTRATOS .....	79
4.3.1	Análises físicas.....	80
4.3.2	Análises químicas .....	83
4.3.2.1	Macronutrientes.....	85
4.3.2.2	Micronutrientes.....	88
<b>5</b>	<b>CONSIDERAÇÕES FINAIS</b> .....	<b>90</b>
<b>6</b>	<b>CONCLUSÕES</b> .....	<b>92</b>
	<b>REFERÊNCIAS</b> .....	<b>93</b>
	<b>ANEXO</b> .....	<b>103</b>
	<b>APÊNDICES</b> .....	<b>105</b>

## 1 INTRODUÇÃO

A polpa de frutos carnosos representa uma importante fonte alimentar para muitas espécies de animais, os quais ao defecar, cuspir, regurgitar ou derrubar os frutos e/ou sementes longe da planta mãe, aumentam as chances de sobrevivência das plantas (GALETTI; PIZO; MORELLATO, 2006, p. 395). Dentre as diversas espécies que contribuem para a alimentação animal, algumas como a guabiroba (*Campomanesia xanthocarpa* (Mart.) O.Berg) e a pitanga (*Eugenia uniflora* L.) destacam-se também por seu potencial de uso doméstico e comercial (BLUM; OLIVEIRA, 2009, p. 7).

A guabiroba, uma planta decídua característica do bioma Mata Atlântica, é indicada para recomposição de áreas degradadas e matas ciliares, pois detêm grande interesse econômico e ecológico. Pode também ser utilizada para arborização urbana, devido ao efeito ornamental e por proporcionar boa sombra. Suas flores têm importância melífera, sendo um atrativo para abelhas, enquanto os frutos, a casca e as folhas possuem propriedades medicinais e são utilizados principalmente no tratamento de diarreias e disenterias. Os frutos, doces e comestíveis, são ainda muito apreciados pelo homem e pelos animais, seus principais dispersores (CARVALHO, 2006, p. 265; LORENZI, 2008, p. 285).

A pitanga é uma planta semidecídua e ocorre do nordeste do Brasil ao norte da Argentina, sendo mais frequente nos planaltos do sul do país. É amplamente cultivada em pomares domésticos, para a produção de frutos, que são muito saborosos e ricos em vitamina C. Pode ser utilizada como planta ornamental, bem como para reflorestamentos destinados à recomposição de áreas degradadas (CARVALHO, 2006, p. 469; LORENZI, 2008, 295).

Devido ao aumento dos problemas ambientais e à necessidade de recuperação de áreas degradadas, tem aumentado o interesse pelas espécies nativas brasileiras (CARVALHO FILHO et al., 2003, p. 110), o que faz com que aumente a demanda por mudas florestais. Muitas dessas espécies necessitam de pesquisas que aperfeiçoem sua produção a baixo custo e com qualidade (JOSÉ; DAVIDE; OLIVEIRA, 2005, p. 187). De acordo com Silva, Peixoto e Junqueira (2001, p. 378), o uso de substratos adequados associados ao emprego de fungos

micorrízicos arbusculares, contribui para a formação de mudas com qualidade superior.

As principais funções do substrato são a sustentação e a nutrição da planta (GOMES; PAIVA, 2011, p. 46). O substrato pode ser de qualquer material ou mistura de materiais que contenham características desejáveis para o desenvolvimento da muda. Deve ter um nível adequado de fertilidade, ser homogêneo, ter boa capacidade de absorção de água e nutrientes, facilidade de manuseio e de aquisição, permitir o arejamento e ser livre de patógenos e substâncias tóxicas (HARTMANN et al., 2011, p. 77).

Para se obter um crescimento normal das plantas, todos os nutrientes devem estar presentes no substrato para produção de mudas, em quantidades adequadas para suprir as exigências da planta (WENDLING; GATTO, 2002, p. 71). Quando se encontram em quantidades abaixo ou acima do adequado, podem causar sintomas de deficiência ou de toxidez, respectivamente. Para corrigir as deficiências utiliza-se a adubação (TRATCH, 2009, p. 113).

A adubação de crescimento é necessária para repor os nutrientes absorvidos pelas plantas e os perdidos por lixiviação na irrigação. Desta forma, as características físico-químicas do substrato, frequência e a intensidade de irrigação irão determinar o tempo de residência do nutriente no sistema (JOSÉ; DAVIDE; OLIVEIRA, 2009, p. 74).

A micorriza é possivelmente a mais importante das simbioses do reino das plantas, pois os fungos aumentam sua capacidade de absorção de água e nutrientes. Em troca, a planta fornece a estes fungos, carboidratos e vitaminas essenciais à sua sobrevivência (RAVEN; EVERT; EICHHORN, 2007, p. 308). Existem diferentes tipos de associações micorrízicas e as mais frequentes são as com fungos micorrízicos arbusculares (FMAs), os quais se associam à cerca de 80% das famílias de plantas conhecidas. Entre estas, as espécies florestais e frutíferas brasileiras respondem bem à inoculação, sendo beneficiadas principalmente em relação à absorção de fósforo (BERBARA; SOUZA; FONSECA, 2006, p. 54-55).

A maioria das espécies de plantas, dependentes de micorriza, desenvolve-se melhor e mais rapidamente, podendo ser disponibilizadas mais cedo ao produtor. As plantas micorrizadas são mais tolerantes ao estresse do transplântio e têm maior índice de sobrevivência no campo. A inoculação com inoculantes eficientes permite

também reduzir o uso de fertilizantes e corretivos adicionados aos substratos (MIRANDA, 2006, p. 1), diminuindo o custo da produção de mudas.

Zangaro et al. (2002, p. 81) relata em seu trabalho, a incidência e a resposta à inoculação micorrízica em 81 espécies nativas da bacia do rio Tibagi, Paraná. Entre elas estão as espécies *E. uniflora* e *C. xanthocarpa*, as quais apresentaram resposta muito alta à inoculação, apresentando colonização radicial acima de 80%. Porém, não foi verificado se os FMAs influenciam no crescimento destas plantas, sendo necessárias pesquisas que demonstrem o quanto estes fungos influenciam neste processo.

Dessa forma, visando a produção de mudas de *Campomanesia xanthocarpa* e *Eugenia uniflora* com maior qualidade, objetivou-se neste trabalho, avaliar o efeito de fungos micorrízicos arbusculares (FMAs), da adubação e da composição do substrato no crescimento de mudas das duas espécies.

## 2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

### 2.1 IMPORTÂNCIA DE ESPÉCIES FLORESTAIS NATIVAS (FRUTÍFERAS)

O desmatamento, os cultivos agrícolas e as queimadas vêm contribuindo para a destruição de habitats e diminuição de espécies arbóreas nativas com grande relevância ecológica, as quais servem de refúgio e/ou alimento para a fauna e podem ser utilizadas na recuperação de áreas degradadas, pois possuem importância econômica, tanto pela qualidade da madeira quanto pelo seu uso medicinal e ornamental (SARMENTO; VILLELA, 2010, p. 39).

É importante buscar alternativas para conservação de fragmentos florestais, de forma que tragam benefícios aos proprietários rurais, tornando-os desejáveis para estes. Uma alternativa é o uso de espécies de árvores frutíferas. Estas são pouco conhecidas pelos produtores, devendo ser popularizadas para tornarem-se fonte de renda adicional (BLUM; OLIVEIRA, 2009, p. 2).

Os ecossistemas brasileiros são ricos em espécies vegetais que produzem frutos apreciados tanto por animais quanto pela população local, porém a maior parte desses frutos não tem expressão no mercado nacional. Existem diversas fruteiras nativas com interesse de utilização em pomares domésticos, com baixo custo de implantação e que se apresentam como opção de complemento alimentar e renda dentro da agricultura familiar (CARVALHO, 2009, p. 55).

O cultivo de espécies frutíferas na propriedade rural apresenta grande importância social, econômica, nutricional e medicinal, pois pode proporcionar agregação de valor, tanto pela comercialização *in natura* das frutas, quanto pela sua industrialização. Podem ser importantes ainda para a saúde, auxiliando na alimentação equilibrada devido à presença de substâncias nutritivas como vitaminas e sais minerais, além de proteínas, açúcares e gorduras (SILVA; DELLA BRUNA, 2009, p. 14-21).

Espécies frutíferas nativas representam também uma importante fonte energética para muitas espécies de animais, os quais se alimentam especialmente de frutos carnosos e depois atuam como dispersores das sementes dessas espécies

aumentando as chances de sobrevivência tanto das plantas quanto dos animais (GALETTI; PIZO; MORELLATO, 2006, p. 395).

Espécies vegetais com abundante frutificação podem ser caracterizadas como poleiros naturais, pois atraem dispersores, os quais consomem frutos e deixam sementes, pela defecação ou regurgitamento, acelerando a restauração ambiental (KRIECK; FINK; ZIMMERMANN, 2008, p. 47).

Desta forma, verifica-se a necessidade de conservação de espécies florestais, devido à forte demanda social e científica pela recuperação de áreas degradadas e conservação das florestas, que são fatores que promovem um aumento na demanda de sementes e mudas de espécies nativas, as quais subsidiam programas de recuperação ou conservação de ecossistemas, melhoramento vegetal e biotecnologia (SARMENTO; VILLELA, 2010, p. 39).

## 2.2 ESPÉCIES ESTUDADAS

Estudou-se as espécies *Eugenia uniflora* L. e *Campomanesia xanthocarpa* (Mart.) O. Berg, ambas pertencentes à família Myrtaceae, a qual, segundo Souza e Lorenzi (2008, p. 297) possui distribuição pantropical e subtropical, concentrada na região neotropical (com frutos carnosos) e na Austrália (com frutos secos). Inclui cerca de 130 gêneros e 4000 espécies, representando uma das maiores famílias da flora brasileira, com 26 gêneros e aproximadamente 1000 espécies.

Nesta família encontram-se o gênero *Eucalyptus* com interesse madeireiro, a planta ornamental *Callistemon citrinus* (Curt.) Skeels (escova-de-garrafa) e o *Syzygium aromaticum* (L.) Merr. & L.M.Perry (cravo-da-Índia) especiaria muito utilizada na culinária brasileira. Também se verifica a presença de diversas espécies frutíferas, as quais são fonte de alimento tanto para homens quanto para animais e são comercializadas em pequena escala. Entre elas estão a *Psidium guajava* L. (goiaba), a *Myrciaria cauliflora* (Mart.) O.Berg (jabuticabeira), a *Eugenia uniflora* (pitangueira) e a *Campomanesia xanthocarpa* (guabirobeira) (SOUZA; LORENZI, 2008, p. 297 e 298).

### 2.2.1 *Eugenia uniflora* L.

Conhecida popularmente por pitanga ou ginja, *E. uniflora* é uma árvore semidecídua, heliófita, muito frequente em solos úmidos de regiões acima de 700 m de altitude, podendo medir até 15 m de altura. Ocupa o estrato intermediário da floresta e pode ser classificada como clímax exigente em luz (CARVALHO, 2006, p. 469; LORENZI, 2008, p. 295).

Possui polpa firme de sabor adocicado e devido a isso é amplamente cultivada em pomares domésticos, como também, em plantios comerciais para comercialização do suco (CARVALHO, 2006, p. 471; LORENZI et al., 2006, p. 214).

A espécie é amplamente utilizada na medicina popular, porém sem comprovações científicas, tendo sido relatados efeitos febrífugo, antirreumático e antidesentérico (CARVALHO, 2006, p. 472). O óleo essencial de pitanga teve atividade inibitória sobre o fungo *Candida krusei* FCF-281, causando a formação de um halo de 12 mm (LIMA et al., 2006a, p. 200). O extrato hidroalcoólico das folhas de pitanga apresentou atividade antimicrobiana alta sobre *Staphylococcus aureus* e *Salmonella choleraesuis*, utilizando-se baixa concentração do extrato comparado com antibióticos de referência. Também foi verificada atividade antioxidante e baixa toxicidade em ensaio agudo em camundongos, podendo ser os compostos fenólicos presentes no extrato os principais responsáveis (AURICCHIO et al., 2007, p. 80).

Apresenta germinação hipógea e não necessita de tratamentos pré-germinativos, porém possui comportamento recalcitrante ao armazenamento, podendo perder o poder germinativo com 15 a 20 dias após a colheita (CARVALHO, 2006, p. 471). De acordo com Sena et al. (2010, p. 407) a porcentagem de germinação da pitanga pode alcançar 85,7%, desde que secada à sombra (72 horas), pois causa menor perda de umidade, sendo que o melhor substrato para a germinação é a vermiculita, a 25°C e luz contínua. Foi verificado por Silva, Bilia e Barbedo (2005, p. 92) que o fracionamento das sementes, desde que contenha a metade do hilo, mantém a capacidade germinativa e o poder de produzir plântulas normais de pitanga.

É uma espécie com ramificação simpodial, sem definição de dominância apical e bastante ramificada. As raízes tem a propriedade de rebrotar sob a árvore, produzindo verdadeiras touceiras (CARVALHO, 2006, p. 471). Scalon et al., (2001,

p. 654) verificaram que mudas de pitanga crescem melhor a pleno sol, comparando-se com ambientes com 50% e 70% de sombreamento, apresentando maior incremento em altura, diâmetro do colo e biomassa seca.

### 2.2.2 *Campomanesia xanthocarpa* (Mart.) O.Berg

*C. xanthocarpa*, popularmente conhecida por guabiroba, é uma árvore com altura de 10-20 m, decídua e é classificada como clímax tolerante à sombra. É abundante nas partes úmidas das matas de altitude, comum na floresta latifoliada semidecídua da bacia do Paraná e rara na mata pluvial da encosta atlântica (CARVALHO, 2006, p. 265; LORENZI, 2008, p. 285).

A guabiroba é uma frutífera cultivada em pomares domésticos, pois são muito apreciados para consumo *in natura* (LORENZI et al., 2006, p. 189). A guabiroba apresenta propriedades nutricionais devido ao seu alto conteúdo de vitamina C (seis vezes maior que o da laranja), sais minerais e compostos fenólicos, o que permite considerá-la alimento funcional (SANTOS et al., 2009, p. 105).

Além disso, seus frutos são consumidos por várias espécies de pássaros, constituindo o alimento favorito de alguns animais silvestres, sendo recomendada para plantios destinados à recuperação de áreas degradadas, de preservação permanente e à restauração de ambientes ripários (CARVALHO, 2006, p. 268).

Os frutos, a casca e as folhas possuem propriedades medicinais e são utilizados principalmente para curar diarreias e disenterias (CARVALHO, 2006, p. 268). Klafke (2009, p. 63) constatou que o tratamento de pacientes hipercolesterolêmicos, com folhas de guabiroba encapsuladas, ajudou a reduzir níveis plasmáticos de colesterol total, LDL (“colesterol ruim”) e de estresse oxidativo.

A germinação de suas sementes é hipógea e não precisa de tratamentos pré-germinativos, mas, assim como a pitanga, apresenta sementes recalcitrantes, podendo perder totalmente a viabilidade após 30 dias de armazenamento (CARVALHO, 2006, p. 267). Herzog, Malavasi e Malavasi (2012, p. 1364) verificaram que o papel é o melhor substrato para germinação destas sementes, as quais não são influenciadas pelo fotoperíodo (luminosidade) na temperatura constante de 25°C.

## 2.3 FATORES QUE INFLUENCIAM NO CRESCIMENTO DE MUDAS

### 2.3.1 Substratos

O substrato é o meio onde as raízes crescem e fornece suporte estrutural à parte aérea das mudas, suprimindo as necessidades de água, oxigênio e nutrientes. Possui um sistema composto por três fases. Uma mistura de partículas minerais e orgânicas constitui a fase sólida, enquanto as fases líquida e gasosa compõem um sistema de poros que em uma parte são ocupados por água com substâncias dissolvidas e o restante constitui a atmosfera do substrato (CARNEIRO, 1995, p. 248).

De acordo com Hartmann et al. (2011, p. 77) os substratos devem apresentar densidade média para permitir o crescimento das raízes e ter alto nível de decomposição, quando de origem orgânica. Deve ser facilmente umedecido e reter água suficiente para evitar regas frequentes, como também, precisa ser suficientemente poroso permitindo a adequada penetração do oxigênio. Deve ser livre de substâncias tóxicas, patógenos e sementes indesejáveis, ter baixa salinidade e ser capaz de resistir a tratamentos químicos sem ser prejudicado, além de possuir componentes prontamente disponíveis e de baixo custo.

Difícilmente um material sozinho apresentará todas as características desejáveis de um bom meio de cultivo. Devido a isso, os substratos apresentam a mistura de dois ou mais componentes (KÄMPF, 2005, p. 71). Segundo Wendling e Gatto (2002, p. 14), devido à diversidade de substratos e plantas, não há um substrato perfeito para todas as condições e espécies, devendo ser feitos estudos para verificar qual o melhor substrato para o crescimento de determinada planta.

Na formulação das misturas para os substratos, o ideal é utilizar dois ou no máximo três componentes, visando suprir, principalmente, as necessidades físicas do substrato, pois as características químicas podem ser alcançadas com a adubação. Desta forma, substratos adequados para a propagação de mudas podem

ser obtidos de uma mistura de um composto orgânico com um resíduo orgânico incinerado (GONÇALVES; POGGIANI, 1996, p. 8).

As características e/ou propriedades físicas e químicas dos substratos são variáveis em função de sua origem, método de produção/obtenção, proporções de seus componentes, entre outras características. Caso haja possibilidade, todo substrato utilizado no viveiro deverá ter suas características e/ou propriedades físicas e químicas analisadas, o que embasa melhor a formulação de misturas e adubações (WENDLING; DUTRA; GROSSI, 2006, p. 13).

### 2.3.1.1 Propriedades físicas

A densidade aparente é o peso seco por unidade de volume do substrato (CARNEIRO, 1995, p. 256) e quanto mais alta, mais difícil o cultivo no recipiente, pois pode causar limitações no crescimento de raízes e no transporte de bandejas (KÄMPF, 2005, p. 47). A maneira como é preenchido um recipiente e a irrigação podem afetar a densidade do substrato, pois se houver compactação deste, poderá prejudicar o crescimento das raízes, pois um volume maior de sólidos exerce maior resistência a sua passagem (FERMINO, 2002, p. 31).

O substrato deve ser suficientemente poroso, a fim de permitir trocas gasosas eficientes, evitando falta de ar para a respiração das raízes e para a atividade de micro-organismos do meio (KÄMPF, 2005, p. 48). Os poros de um substrato são os espaços ocupados por ar, água, organismos e raízes. Sua quantidade é determinada pelo arranjo das partículas sólidas e podem ser classificados em macro e microporos (CARNEIRO, 1995, p. 253).

Em condições de saturação hídrica, os macroporos estão preenchidos com ar e seu volume é caracterizado como espaço de aeração. Nas mesmas condições os poros menores (microporos) estão preenchidos com água, em volume que corresponde à capacidade de retenção hídrica do substrato (KÄMPF, 2005, p. 48).

O conhecimento das frações granulométricas de determinado substrato permite sua manipulação em diferentes proporções de macro e microporos, porém o espaço poroso total não depende somente do tamanho de partículas, mas também,

da proporção entre macro e microporos refletindo a quantidade de água e ar disponíveis para as plantas (FERMINO, 2002, p. 34).

#### 2.3.1.2 Propriedades químicas

A matéria orgânica é produzida a partir da decomposição dos resíduos de plantas e animais, sendo formada por diversos compostos de carbono (biomoléculas, ácidos flúvicos, ácidos húmicos) em vários graus de alteração. Tem efeito acentuado sobre a fertilidade do solo, pois pode ser fonte de nutrientes para as plantas quando mineralizada, como também, tem capacidade de gerar cargas negativas na sua superfície, sendo de extrema importância para aumentar a capacidade de troca catiônica do solo (MEURER, 2007, p. 78).

O pH está relacionado com a disponibilidade de nutrientes no substrato bem como sobre processos fisiológicos da planta. Valores específicos variam conforme a espécie estudada, mas inferiores a 5,0 podem causar deficiência de nitrogênio, potássio, cálcio, magnésio e boro. Os valores de pH variam conforme os componentes utilizados nos substratos, sendo necessária sua correção a fim de evitar desequilíbrios fisiológicos nas plantas (KÄMPF, 2005, p. 50-54).

A condutividade elétrica relaciona-se com os teores de sais dissolvidos na solução do solo e é medida no extrato da pasta de saturação do solo/ substrato, através de condutímetro (FREIRE; FREIRE, 2007, p. 932). A determinação dessa característica tem como objetivo conhecer a concentração salina onde vão crescer as raízes das plantas, sendo que a sensibilidade muda de acordo com a planta (KÄMPF, 2005, p. 58), mas, geralmente, valores de condutividade elétrica superiores a  $3,5 \text{ mS cm}^{-1}$  são excessivos para a maior parte das espécies cultivadas (MARTINEZ, 2002, p. 59).

A matéria seca das plantas é formada por carbono, hidrogênio, oxigênio, os quais são adquiridos do ar ou da água, além de outros 13 elementos essenciais que as plantas retiram do solo/ substrato, os quais devem estar disponíveis para a absorção pelas plantas para que estas cresçam e produzam normalmente (WENDLING; GATTO, 2002, p. 71).

Um elemento é considerado essencial quando sua ausência é incompatível à vida da planta, quando nenhum outro elemento pode substituí-lo e quando o elemento participa de forma direta no metabolismo das plantas. Podem ser classificados conforme a quantidade exigida pelas plantas, sendo macronutrientes aqueles exigidos em maior quantidade e micronutrientes quando exigidos em menores quantidades (DECHEN; NACHTIGALL, 2006, p. 2).

### 2.3.1.3 Componentes dos substratos

#### 2.3.1.3.1 Substrato a base de casca de pínus

O composto orgânico consiste na compostagem de resíduos animais ou vegetais, sendo que sua decomposição é feita pela ação de micro-organismos e acelerada quando há quantidades suficientes de nitrogênio e fósforo prontamente assimiláveis (GOMES; PAIVA, 2011, p. 50). O composto pode ser proveniente de diferentes resíduos, dos quais se pode citar: lixo doméstico, lodo de esgoto (biossólido), serragem, folhas, esterco, casca de árvores e resíduos de agroindústrias (CALDEIRA et al., 2011, p. 56).

A utilização de composto orgânico de casca de pínus, como meio de crescimento das mudas, permite utilizar um resíduo orgânico resultante da colheita florestal, evitando outros destinos possíveis desse material, como a queima em caldeiras ou simplesmente como lixo. Essa utilização contribui também na devolução de nutrientes ao solo, ao realizar-se o plantio, assim como uma diminuição na remoção de solo para a utilização na produção de mudas (PEZZUTTI; SCHUMACHER; HOPPE, 1999, p. 119).

A utilização de resíduos provenientes de atividades florestais como componentes de substratos para produção de mudas pode ser uma alternativa viável para destinação destes resíduos (MAEDA et al., 2007, p. 98). Neste caso pode-se incluir a casca de pínus, a qual começou a ser utilizada como substrato após ser decomposta, seca e moída. Devido a suas boas características físicas e químicas, este substrato obteve bons resultados na produção de mudas,

conquistando o mercado, sendo atualmente utilizado em grande escala e como substrato padrão em boa parte dos viveiros florestais do Brasil (KRATZ, 2011, p. 15).

#### 2.3.1.3.2 Vermicomposto

Entre as fontes de matéria orgânica, o uso de húmus produzido por minhocas é uma alternativa sustentável, pois além de ser rico em nutrientes disponíveis para as plantas, pode ser utilizado como corretivo e condicionador das propriedades físicas, químicas e biológicas do solo (LANDGRAF; MESSIAS; RESENDE, 2005, p. 89).

O húmus é um adubo orgânico caracterizado por um material leve, solto, com cheiro de terra fresca, aspecto de pó de café e coloração marrom escura. Possui uniformidade granulométrica, proporciona melhor agregação do torrão e é isento de contaminantes e outras impurezas, estas características justificam seu uso para a composição de substratos utilizados em viveiros florestais (SCREMIN-DIAS et al., 2006, p. 23).

O húmus é produzido no tubo digestório das minhocas, as quais após ingerirem material vegetal em decomposição eliminam fezes ricas em nutrientes prontamente disponíveis para as plantas (VIEIRA, 1995, p. 17).

O vermicomposto é obtido através da vermicompostagem, caracterizada pela decomposição da matéria orgânica pela ação das minhocas. A espécie mais apropriada para a produção do vermicomposto é a minhoca vermelha da Califórnia, *Eisenia foetida*, pois se adapta melhor ao cativeiro e produz húmus em menor tempo, sendo necessário 40 a 60 dias para transformarem 90% de esterco em vermicomposto (2 kg de minhocas m<sup>-3</sup>) (LANDGRAF; MESSIAS; RESENDE, 2005, p. 80).

O vermicomposto é considerado um substrato adequado para a produção de mudas de espécies arbóreas em tubetes, podendo ser usado em combinação com outros substratos (GOMES; PAIVA, 2011, p. 60). O húmus apresenta alta retenção de água, boa consistência dentro dos recipientes, alta fertilidade e baixa aeração, fator limitante quando usado puro (WENDLING; GATTO, 2002, p. 37), porém este componente possui uso aprovado como condicionador de substratos, pois irá

melhorar significativamente suas propriedades, quando adicionado em uma fração menor ou igual a 50% na mistura (KÄMPF, 2005, p. 46, 70).

#### 2.3.1.3.3 Casca de arroz carbonizada

Na região sul do Brasil existem engenhos de arroz, geradores de resíduos passíveis de serem reciclados. O uso destes resíduos como componentes de substratos propicia a obtenção de materiais alternativos, de fácil e constante disponibilidade a baixo custo, auxiliando na minimização da poluição decorrente do acúmulo de resíduos no ambiente (SOUZA et al., 2010, p. 1).

É um produto originado da carbonização da casca de arroz, cuidando-se para não queimá-la. É um substrato extremamente leve, estéril, de fácil manuseio, de alta porosidade e boa aeração (WENDLING; GATTO, 2002, p. 30). Por ser oriunda de uma das culturas mais consumidas pelo ser humano no mundo, possui alta disponibilidade, considerada uma de suas principais vantagens (KRATZ, 2011, p. 29).

Este material possui baixa densidade, característica importante quando se deseja aumentar a porosidade total do substrato. Isto permite maior drenagem da água e proporciona melhor aeração das raízes das mudas, constituindo em um importante aliado na melhor estruturação física do substrato (COUTO; WAGNER JÚNIOR; QUEZADA et al., 2003, p. 125). Devido a sua baixa capacidade de retenção de água não é recomendado seu uso puro, pois a rápida drenagem exige constantes regas (KAMPF, 2005, p. 63).

De acordo com Gonçalves e Poggiani (1996, p. 11) a casca de arroz carbonizada apresenta porosidade maior que 80%, com predomínio da macroporosidade, servindo para equilibrar a relação entre macro e microporos em uma mistura de substratos. Possui boa homogeneidade de partículas, fácil obtenção e processamento, baixo custo e são praticamente isentas de inóculos de doenças, sementes de plantas invasoras e insetos, devido à carbonização.

### 2.3.2 Adubação

Para as plantas completarem seu ciclo vegetativo elas precisam de nutrientes minerais, os quais, quando não se encontram em quantidades adequadas, podem causar sintomas de deficiência ou de toxidez e para corrigir as deficiências utiliza-se a adubação (TRATCH, 2009, p. 113).

De acordo com Wendling e Gatto (2002, p. 70) o uso de substratos de baixa fertilidade fez com que a adubação se tornasse responsável pela melhoria da qualidade e redução do tempo da produção de mudas, podendo-se controlar o crescimento das plantas, as quais podem crescer mais rápido, com boas características nutricionais.

O objetivo da adubação é a nutrição da planta, pois os minerais presentes na composição da biomassa vegetal são os mesmos que a planta precisa retirar do meio onde vive, para se nutrir (KÄMPF, 2005, p. 181), ou seja, para se obter um crescimento normal das plantas, todos os nutrientes devem estar presentes no substrato para produção de mudas, em quantidades adequadas para suprir as exigências da planta (WENDLING, GATTO, 2002, p. 71).

Segundo Kämpf (2005, p. 184), para a planta absorver os nutrientes, estes precisam estar presentes no meio de forma disponível, associado a argilas ou na forma livre, dissolvido na solução do substrato. Por vezes, há a presença de determinados nutrientes, porém eles podem ser componentes da estrutura de rochas minerais, ou então, fazer parte da matéria orgânica não decomposta, sendo assim, indisponíveis para a planta.

A adubação pode ser orgânica ou mineral. Os adubos orgânicos podem ser provenientes de animais ou vegetais que sofreram algum tipo de transformação, sendo decompostos para evitar danos às plantas. São misturados diretamente no substrato e fornecem nutrientes para as plantas de forma gradativa e lenta e reduzem perdas de nutrientes por lixiviação (WENDLING; GATTO, 2002, p. 75).

Os adubos minerais apresentam-se em forma concentrada, contendo um ou mais nutrientes exigidos pelas plantas, que além de serem mais solúveis que os orgânicos, apresentam nutrientes prontamente disponíveis para as plantas (WENDLING; GATTO, 2002, p. 76). Existem dois tipos principais de adubação para produção de mudas em recipientes: a adubação de base, acrescentada no próprio

substrato na forma sólida anteriormente à sementeira e a adubação complementar para crescimento e rustificação, que é fornecida para a planta durante o cultivo, geralmente na forma líquida, distribuída juntamente com a irrigação (KÄMPF, 2005).

A adubação de crescimento é necessária para repor os nutrientes absorvidos pelas plantas e os perdidos por lixiviação na irrigação. Desta forma, as características físico-químicas do substrato, frequência e a intensidade de irrigação irão determinar o tempo de residência do nutriente no sistema (JOSÉ; DAVIDE; OLIVEIRA, 2009, p. 74).

A maioria das mudas de espécies nativas, destinadas à recuperação de áreas degradadas ou de preservação permanente, é produzida em viveiros sem utilizar adubação, pois o poder aquisitivo dos pequenos viveiros impede que sejam adquiridos fertilizantes, o que elevaria o custo da produção das mudas.

Além disso, acredita-se que mudas de espécies clímax, como as espécies em estudo e, também, espécies que ocorrem em solos de baixa fertilidade, não respondem bem à adubação, devido à sua adaptação evolutiva a esses ambientes (SCREMIN-DIAS et al., 2006, p. 42). No entanto, ainda existem poucos estudos sobre adubação em mudas de espécies nativas, principalmente com *E. uniflora* e *C. xanthocarpa*.

Abreu et al. (2005, p. 1123) testando diferentes doses de super fosfato simples, verificaram resposta positiva para o crescimento de mudas de *E. uniflora*, apresentando aumento em todas as variáveis analisadas (altura, comprimento de raiz e matéria seca) até a dose de 5 kg m<sup>-3</sup> do fertilizante acrescentada ao substrato.

### 2.3.3 Micorrizas

A micorriza é possivelmente a mais importante das simbioses do reino das plantas. A planta é beneficiada, pois os fungos aumentam sua capacidade de absorção de água e nutrientes. Em troca, a planta fornece a estes fungos, carboidratos e vitaminas essenciais à sua sobrevivência (RAVEN, EVERT; EICHHORN, 2007, p. 308).

Existem diferentes tipos de micorrizas e atualmente são reconhecidos seis tipos de associações: arbutóide, monotropóide, ericóide, orquíóide, arbuscular

(endomycorrizas) e ectomycorrizas. As quatro primeiras são específicas de algumas famílias de plantas, enquanto que a micorriza arbuscular e a ectomycorriza ocorrem em várias. Também existem famílias que são tipicamente não-micorrízicas, como Caryophyllaceae, Brassicaceae, Chenopodiaceae, Juncaceae, Polygonaceae e Cyperaceae (SIQUEIRA; LAMBAIS; STÜRMER, 2002, p. 12; BERBARA; SOUZA; FONSECA, 2006, p. 54; MIRANDA, 2008, p. 20).

De acordo com registros fósseis, esta simbiose existe há pelo menos 400 milhões de anos, quando surgiram as primeiras plantas terrestres. Isto sugere que os fungos foram fundamentais para a conquista do ambiente terrestre pelas plantas, pois a disponibilidade de água, nutrientes e matéria orgânica naquela época era inferior ao encontrado atualmente (HONRUBIA, 2009, p. 134). Acredita-se que o surgimento desta simbiose vem da relação entre fungos e cianobactérias, anterior à colonização da superfície terrestre, porém não são conhecidas evidências fósseis desta relação (BERBARA; SOUZA; FONSECA, 2006, p. 56).

Estas micorrizas primitivas são o que hoje conhecemos por micorrizas arbusculares (filo Glomeromycota). As ectomycorrizas são mais recentes, surgiram a cerca de 200 milhões de anos e estão presentes, principalmente, em plantas de região temperada, em zonas limite para o crescimento das árvores, tornando-as mais resistentes às condições severas de frio e seca. Foram estas condições que fizeram fungos (filos Ascomycota e Basidiomycota), inicialmente saprófitos, se especializarem na troca de nutrientes com as plantas (RAVEN, EVERT, EICHHORN, 2007, p. 310; HONRUBIA, 2009, p. 139).

#### 2.3.3.1 Fungos micorrízicos arbusculares

Os fungos micorrízicos arbusculares (FMAs) são simbiontes obrigatórios, ou seja, dependem da simbiose com plantas compatíveis para completarem seu ciclo de vida (BERBARA; SOUZA; FONSECA, 2006, p. 55). Estes fungos, após penetrarem as raízes das plantas, estendem-se por regiões entre as células e atravessam a parede celular, entrando nas células corticais, nas quais podem formar estruturas ovais (vesículas) e estruturas ramificadas (arbúsculos) (TAIZ; ZEIGER, 2013, p. 126). As vesículas funcionam como um compartimento de reserva para o

fungo, enquanto que os arbúsculos caracterizam-se por invaginações na membrana plasmática que facilitam as trocas entre a planta e o fungo (RAVEN; EVERT, EICHHORN, 2007, p. 308).

Antes do desenvolvimento da associação simbiótica, ocorrem trocas de sinais entre os simbioses, cujos mecanismos de regulação ainda são pouco conhecidos. Existem moléculas de origem vegetal que induzem intensa ramificação das hifas, sendo chamadas de fatores de ramificação. A germinação dos esporos não requer um sinal específico, podendo ocorrer em água, porém exudados radiculares, como compostos fenólicos, podem estimular a germinação dos esporos e o crescimento das hifas. Sabe-se também que plantas deficientes em fósforo induzem maior ramificação das hifas do que plantas bem nutridas neste nutriente (LAMBAIS; RAMOS, 2010, p. 121).

Se a planta for compatível ao fungo, as hifas diferenciam-se em apressórios, os quais são responsáveis pela penetração no tecido cortical. A colonização intrarradicular depende da capacidade do fungo em suprimir o sistema de defesa vegetal, sendo verificada a diminuição da atividade das quitinases com o desenvolvimento da simbiose. Porém sugere-se que o crescimento dos fungos no interior das raízes seja controlado, pois não é verificada a colonização de tecidos meristemáticos e/ou vasos condutores (SIQUEIRA; LAMBAIS; STÜRMER, 2002, p. 14-16).

Os esporos dos FMAs são assexuados e possuem um diâmetro entre 45 e 700  $\mu\text{m}$ . Estes esporos são distinguíveis em função de sua ontogenia, que em conjunto com as características estruturais, formam a base da sistemática e taxonomia de FMAs (SIQUEIRA; LAMBAIS; STÜRMER, 2002, p. 13). Atualmente, também são incluídas análises moleculares no filo Glomeromycota, que inclui três classes, cinco ordens, 14 famílias e aproximadamente 230 espécies, como pode ser observado na Figura 1 (OEHL et al., 2011, p. 193).

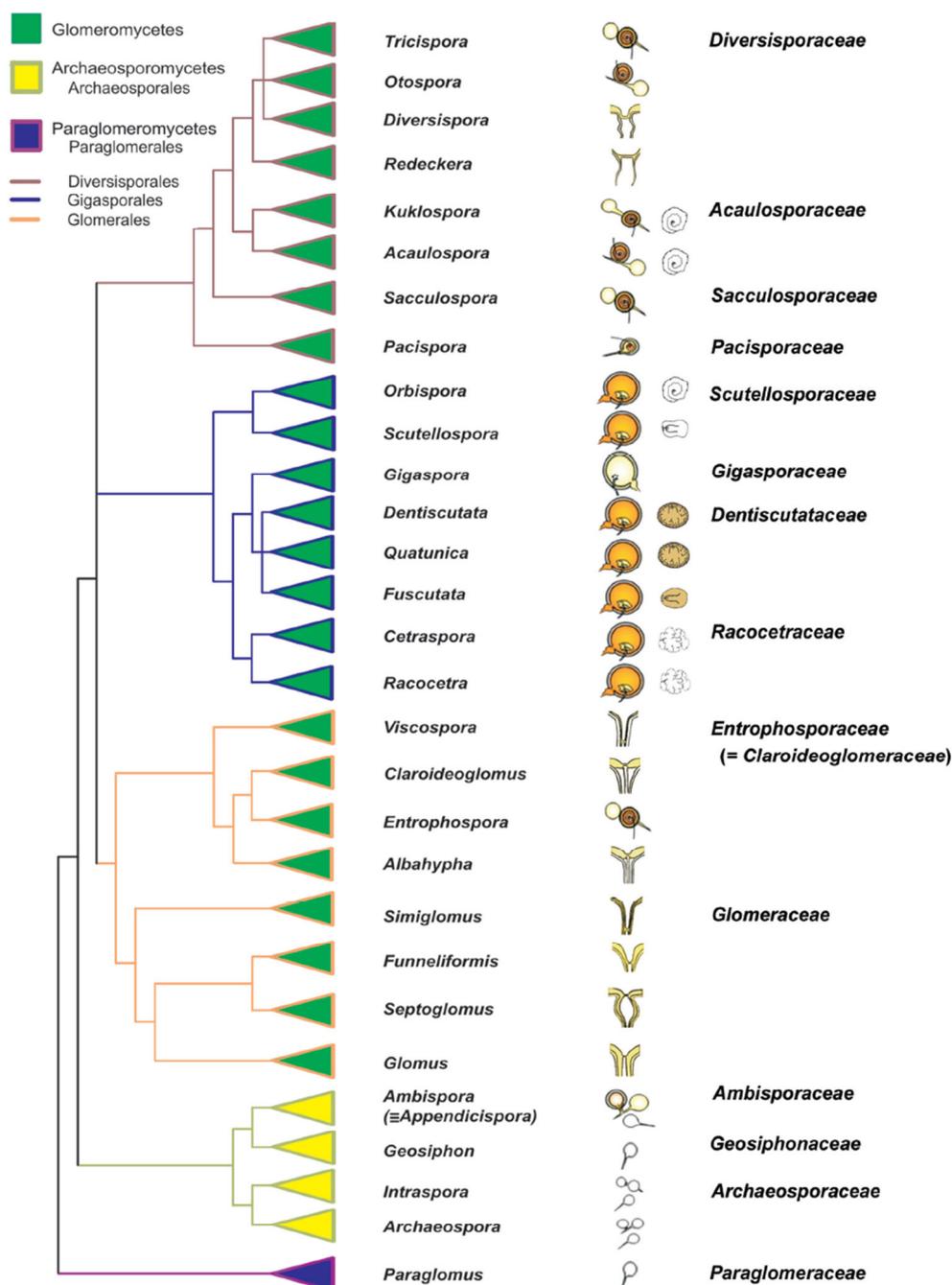


FIGURA 1 – CLASSIFICAÇÃO DO FILO GLOMEROMYCOTA. FONTE: OEHL et al. (2011, P. 193)

Os efeitos benéficos de FMAs para as plantas foram descobertos quando se verificou que certas plantas apresentavam baixo desenvolvimento ou sintomas de deficiência quando cultivadas em solo esterilizado (SIQUEIRA; LAMBAIS; STÜRMER, 2002, p. 17). Atualmente sabe-se que os FMAs auxiliam na absorção de elementos pouco móveis no solo como o cobre, magnésio, zinco e principalmente fósforo, o qual geralmente ocorre em baixas concentrações nos solos e desta forma, as micorrizas assumem papel determinante na sobrevivência de várias espécies

vegetais incapazes de mobilizar este elemento (BERBARA; SOUZA; FONSECA, 2006, p. 73).

A maioria das espécies de plantas, com micorriza, desenvolve-se melhor e mais rapidamente, podendo ser disponibilizadas mais cedo ao produtor. As plantas micorrizadas são mais tolerantes ao estresse do transplante e têm maior índice de sobrevivência no campo. Esta prática permite também reduzir o uso de fertilizantes e corretivos adicionados aos substratos (MIRANDA, 2006, p. 1), diminuindo o custo da produção de mudas.

Além do aumento da capacidade das plantas em mobilizar nutrientes, as hifas de FMAs também produzem uma substância glicoproteica denominada glomalina (BERBARA; SOUZA; FONSECA, 2006, p. 71), a qual é um mecanismo importante na agregação de partículas do solo, além de proteger as hifas contra a dessecação. Também pode ser considerada como um fator de sequestro do carbono, pois pode ser liberada no solo, fixando-se a partículas minerais e orgânicas (MIRANDA, 2008, p. 32).

A incorporação de fungos micorrízicos arbusculares no sistema de produção de mudas é necessária, pois geralmente utilizam-se substratos isentos de FMAs, como a terra de subsolo, vermiculita e materiais orgânicos (MIRANDA, 2008, p. 120).

Zangaro et al. (2002, p. 81) relatam em seu trabalho, a incidência e a resposta à inoculação micorrízica em 81 espécies nativas da bacia do rio Tibagi, Paraná. Entre elas estão as espécies *E. uniflora* e *C. xanthocarpa*, as quais apresentaram resposta alta à inoculação, apresentando colonização radicular acima de 80%. Porém, não foi verificado se os FMAs influenciam no crescimento destas plantas, sendo necessárias pesquisas que demonstrem o quanto estes fungos influenciam neste processo.

## 2.4 AVALIAÇÃO DA QUALIDADE DE MUDAS

De acordo com Carneiro (1995, p. 57) mudas de qualidade são aquelas que têm alto percentual de sobrevivência após o plantio e que necessitam de menos tratamentos culturais para manutenção do povoamento recém-implantado, ou seja, a classificação das mudas em termos de qualidade é de fundamental importância em

virtude da melhor adaptação e crescimento daquelas com melhor padrão de qualidade no plantio definitivo (WENDLING, DUTRA e GROSSI, 2006, p. 17).

Os parâmetros para determinação da qualidade das mudas podem se basear em aspectos fenotípicos (morfológicos) ou fisiológicos. A qualidade morfológica e fisiológica depende da carga genética e da procedência das sementes, das condições ambientais, dos métodos e técnicas de produção, das estruturas e equipamentos utilizados, como também, dependem do tipo de transporte das mudas para o campo. Pela maior facilidade de medição, os parâmetros morfológicos são mais utilizados, sendo que os principais são a altura, o diâmetro do colo e a biomassa seca aérea e radicial (GOMES; PAIVA, 2011, p. 93).

#### 2.4.1 Altura e diâmetro do colo

A altura da parte aérea é de fácil medição e não acarreta destruição das mudas e, por isso, sempre foi utilizada com eficiência para estimar a qualidade das mudas nos viveiros. Porém, não deve ser utilizada isoladamente, pois mudas sombreadas, adensadas, estioladas ou com adubações desbalanceadas possuem alturas maiores, mas apresentam haste fina, menor diâmetro do colo e menos biomassa, acarretando em perdas no momento do transplante, visto que estarão menos resistentes às condições adversas, causando maior mortalidade (GOMES; PAIVA, 2011, p. 95).

A altura exerce papel importante na sobrevivência e desenvolvimento das mudas nos primeiros anos após o plantio. Há limites no crescimento em altura das mudas em viveiro, acima e abaixo dos quais, o desempenho das mudas não é satisfatório depois de plantadas (CARNEIRO, 1995, p. 71).

O diâmetro do colo, assim como a altura, é facilmente mensurável e não precisa da destruição da muda, as quais devem apresentar diâmetros do colo maiores para equilibrar o crescimento da parte aérea. Não existe um valor ideal de diâmetro do colo, sendo que varia de acordo com a espécie, o local, o método e as técnicas de produção (GOMES; PAIVA, 2011, p. 96).

Existe forte correlação entre porcentagem de sobrevivência das mudas no campo e seu diâmetro do colo, medido no momento do plantio. Isto sugere que as

práticas dos viveiros são mais eficientes para induzir o crescimento em diâmetro, conferindo maior resistência das mudas para o novo ambiente. Caso as mudas sejam plantadas no campo com diâmetro do colo reduzido, estas estarão mais suscetíveis aos estresses e, as práticas silviculturais, após o plantio, não serão suficientes para aumentar a sobrevivência das mudas (CARNEIRO, 1995, p. 72, 79).

#### 2.4.2 Biomassa

A produção de matéria seca é um dos melhores parâmetros para caracterizar a qualidade das mudas. Porém, sua determinação não é viável em alguns viveiros, pois precisa da destruição da muda, assim como de equipamentos, como estufa e balança de precisão, para sua determinação (GOMES; PAIVA, 2011, p. 97).

Fatores que influenciam na altura também atuam sobre a biomassa da muda. A procedência e o peso das sementes, a altitude e latitude dos viveiros, o espaçamento de mudas em canteiros, assim como a disponibilidade de nutrientes no substrato, exercem nítida influência sobre o peso e o crescimento da parte aérea e radicial (CARNEIRO, 1995, p. 84).

O peso de matéria seca da parte aérea indica a rusticidade das mudas e o das raízes pode estimar a sobrevivência e crescimento inicial das mudas no campo, pois quanto mais abundante for o sistema radicial, maior será a sobrevivência das mudas, independente da altura da parte aérea (GOMES; PAIVA, 2011, p. 98).

#### 2.4.3 Agregação das raízes ao substrato (ARS)

Wendling, Guastala e Dedecek (2007) em seu trabalho com *Ilex paraguariensis*, incluíram a agregação das raízes ao substrato na avaliação da qualidade de mudas. Desde então, esta análise é utilizada em alguns trabalhos, sendo muito importante, na avaliação da qualidade de mudas.

Quando as mudas são produzidas em tubetes, deve se dar atenção redobrada à agregação do substrato às raízes das plantas, pois se o substrato não estiver bem agregado (esfarelando com facilidade), o torrão quebrará quando a muda for retirada da embalagem, deixando as raízes expostas ao ressecamento, dificultando a pega e sobrevivência das mudas (WENDLING; GATTO, 2002, p. 46).

De acordo com Gomes e Paiva (2011, p. 57) se as mudas apresentarem um sistema radicial bem formado e agregado ao substrato, estas poderão ser levadas ao campo sem que os tubetes as acompanhem, tornando o processo de plantio mais econômico.

### 3 MATERIAL E MÉTODOS

#### 3.1 PRODUÇÃO DE MUDAS DE *Eugenia uniflora* e *Campomanesia xanthocarpa*

Os experimentos foram conduzidos no Laboratório de Propagação de Plantas da Embrapa Florestas, localizada em Colombo, Paraná, situada a 25°19'17" de latitude S e 49°09'39" de longitude W. O clima da região é classificado como Cfb (clima subtropical úmido), com verões frescos e geadas severas, de acordo com o Sistema Internacional de Köppen.

Os frutos de pitanga (*E. uniflora*) (ANEXO 1) foram coletados de 12 matrizes localizadas no município de Colombo, Paraná, no início do mês de novembro de 2011. Eles foram coletados da árvore e do chão (frutos íntegros) e, para o beneficiamento foram macerados em água, com ajuda de uma peneira, para facilitar a retirada das sementes.

Os frutos de guabiroba (*C. xanthocarpa*) (ANEXO 1) foram coletados de 10 matrizes localizadas também no município de Colombo, Paraná, no final do mês de novembro de 2011. Eles foram coletados da árvore e do chão, após queda espontânea recente (frutos íntegros) e macerados em peneira com água corrente. Porém, somente esta prática não é suficiente para retirar a polpa que fica aderida às sementes, desta forma, após a lavagem dos frutos, as sementes foram friccionadas com areia, para eliminar a polpa remanescente.

Exemplares das espécies foram coletados em época reprodutiva, herborizados e identificados no herbário do Laboratório de Ecologia da Embrapa Florestas. As exsicatas estão tombadas sob os números HFC 8957 (pitanga) e HFC 8956 (guabiroba).

Após o beneficiamento, as sementes permaneceram à sombra para secagem superficial. Em seguida, foram imediatamente semeadas para evitar a perda de água, pois estas espécies possuem sementes com comportamento recalcitrante ao armazenamento.

Como sementeira, foram utilizadas caixas de polipropileno perfuradas, com dimensões de 14 cm de altura, 30 cm de largura e 37 cm de comprimento, as quais foram preenchidas com vermiculita média ocupando cerca de 75% do volume da

caixa. Após a semeadura, as sementes foram cobertas com uma camada de vermiculita equivalente ao tamanho da semente e permaneceram em estufa de vidro (APÊNDICE 6) até atingirem a altura adequada para a repicagem.

Em janeiro de 2012, quando as plântulas atingiram entre 5 e 10 cm para pitanga e cerca de 5 cm para guabiroba (aproximadamente 40 dias após a semeadura) (APÊNDICE 3), foi realizada a repicagem das plântulas para tubetes preenchidos com substratos listados na Tabela 1. Para evitar o enovelamento, as raízes foram podadas no momento da repicagem, permanecendo com tamanho entre 5 e 7 cm (APÊNDICE 4).

TABELA 1 – MATERIAL UTILIZADO (%) NA FORMULAÇÃO DOS SUBSTRATOS (VOLUME/VOLUME).

Substrato	SC	VC	CAC
1	100		
2		50	50
3		40	60
4		30	70
5		20	80
6		10	90
7		5	95

SC – Substrato comercial a base de casca de pínus; VC – Vermicomposto; CAC – Casca de arroz carbonizada.

O substrato comercial a base de casca de pínus e o vermicomposto foram adquiridos em lojas de produtos agrícolas, enquanto que a casca de arroz foi adquirida *in natura* e, no Laboratório de Propagação de Plantas da Embrapa Florestas, passou pelo processo de carbonização, caracterizado pela combustão incompleta, utilizando altas temperaturas e pouco oxigênio.

Antes da mistura dos substratos, o vermicomposto e o substrato comercial a base de casca de pínus foram esterilizados em autoclave a 120 °C por 40 minutos, a fim de garantir que somente os fungos micorrízicos do inóculo estariam presentes nos substratos.

Os substratos foram homogeneizados manualmente, umedecidos e distribuídos em bandejas contendo tubetes de 100 cm<sup>3</sup>. Estas bandejas foram agitadas e preenchidas com mais substrato, sendo este procedimento repetido até os tubetes ficarem totalmente preenchidos.

Cada substrato foi testado com e sem inoculação micorrízica, para a qual se utilizou um inóculo comercial contendo uma mistura dos seguintes fungos micorrízicos arbusculares: *Glomus brasilianum*, *Glomus clarum*, *Glomus deserticola*,

*Glomus intraradices*, *Glomus margarita*, *Glomus monosporus* e *Glomus mosseae*. Utilizou-se 700 g de inóculo para cada m<sup>3</sup> de substrato, adequado conforme recomendação do fabricante que é de 500 a 750 g por m<sup>3</sup>, o qual foi adicionado ao substrato logo após sua formulação.

Após a repicagem, as mudas permaneceram por 15 dias em casa de sombra (APÊNDICE 5) para aclimação (sombrite 50%) e, posteriormente, foram transferidas para estufa de vidro (APÊNDICE 6), onde permaneceram até o término do experimento, aos 180 dias. Os sistemas de irrigação nestes dois ambientes estão listados na Tabela 2.

TABELA 2 – SISTEMA DE IRRIGAÇÃO NA CASA DE SOMBRA E NA ESTUFA DE VIDRO DO LABORATÓRIO DE PROPAGAÇÃO DE PLANTAS DA EMBRAPA FLORESTAS.

	Dias frios	Dias quentes	Dias nublados	Dias chuvosos
Casa de sombra	10 min. a cada 3h, entre as 10h e 16h.	1 min. a cada 1h, entre as 9h e 18h.	Tempo reduzido entre 20% e 50%.	Não há irrigação.
Estufa de vidro	3 vezes com duração de 8 min.	4 vezes com duração de 10 min.	Tempo reduzido entre 20% e 50%.	

Fonte: Wendling et al. (2011).

Cada substrato também foi testado com e sem adubação de cobertura. Após a aclimação das mudas, iniciou-se a adubação de crescimento com 3 g L<sup>-1</sup> de Super Fosfato Simples, 4 g L<sup>-1</sup> de Uréia, 3 g L<sup>-1</sup> de Cloreto de Potássio e 0,025 g L<sup>-1</sup> de FTE BR 12 (7,1% Ca; 5,7% S; 1,8% B; 0,8% Cu; 2,0% Mn; 0,1 %Mo e 9,0 %Zn) na proporção de 6 litros de adubo para cada 1000 mudas. Aos 150 dias, iniciou-se a adubação de rustificação que consistiu de Super Fosfato Simples (10 g L<sup>-1</sup>), Sulfato de Amônio (4 g L<sup>-1</sup>), Cloreto de Potássio (4 g L<sup>-1</sup>) e FTE BR 12 (1 g L<sup>-1</sup>) na proporção de três litros para cada 1000 mudas, mantendo-se assim até o término do experimento aos 180 dias, seguindo recomendações de Wendling et al. (2011) para espécies florestais nativas.

Estes sais foram dissolvidos em água e aplicados sobre as mudas com auxílio de regador, uma vez por semana. Cerca de 10 minutos após a aplicação do adubo, as mudas foram irrigadas para retirar o adubo que porventura ficou aderido às folhas. Para não haver diferença entre mudas adubadas e não adubadas, estas últimas também foram irrigadas, mesmo não tendo recebido adubação.

Avaliou-se a altura da parte aérea e o diâmetro do colo das mudas mensalmente, sendo que a primeira avaliação foi logo após a repicagem das mudas,

quando estas ainda não haviam recebido influência dos tratamentos, e a última aos 180 dias para as duas espécies estudadas. Para altura utilizou-se régua com precisão de 0,1 cm, tendo como limite a gema apical da muda e, para o diâmetro do colo, utilizou-se paquímetro digital com precisão de 0,01 mm, tendo como referência a cicatriz no caule deixada pela semente após a germinação.

No término do experimento, avaliou-se a agregação das raízes ao substrato (FIGURAS 2 e 3), no qual se submeteu a muda a queda livre de um metro de altura. A nota zero é para o torrão totalmente esboroadado e dez para aquele que permaneceu totalmente íntegro (WENDLING, GUASTALA E DEDECEK, 2007, p. 211).

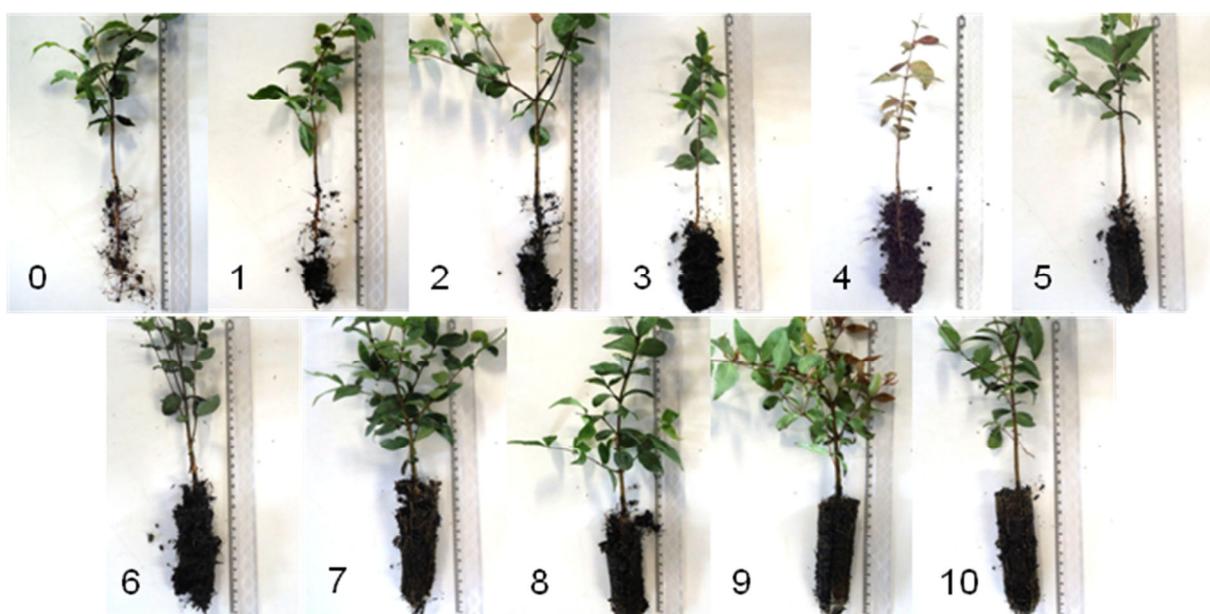


FIGURA 2 – ÍNDICES DE AGREGAÇÃO DAS RAÍZES AO SUBSTRATO EM MUDAS DE *Eugenia uniflora*.



FIGURA 3 – ÍNDICES DE AGREGAÇÃO DAS RAÍZES AO SUBSTRATO EM MUDAS DE *Campomanesia xanthocarpa*.

Na última avaliação, também se determinou a biomassa seca da parte aérea e da parte radicial. As mudas, após a lavagem das raízes, foram cortadas na região do colo para a separação da parte aérea e radicial, as quais foram acondicionadas separadamente em sacos *Kraft* e secas em estufa de circulação forçada a 60°C por 48 h. Após este período, o material vegetal foi pesado em balança analítica com precisão de 0,001 g.

Foram calculados índices morfológicos: relação entre altura e diâmetro do colo =  $H$  (cm)/ $DC$  (mm) e índice de qualidade de Dickson, conforme fórmula abaixo:

$$IQD = \frac{BST}{\left(\frac{H}{DC} + \frac{BSA}{BSR}\right)}$$

Onde:

BST = biomassa seca total (g)

H = altura (cm)

DC = diâmetro de colo (mm)

BSA = biomassa seca aérea (g)

BSR = biomassa seca radicial (g)

O delineamento experimental foi em blocos casualizados, em esquema fatorial (7x2x2), sendo sete diferentes substratos, com e sem inoculação micorrízica e com e sem adubação de cobertura, totalizando 28 tratamentos. Utilizaram-se cinco repetições de 20 mudas, para as variáveis altura e diâmetro do colo e para as análises destrutivas utilizaram-se cinco repetições de 10 mudas por tratamento. Com os dados mensais de altura e diâmetro do colo, elaboraram-se curvas de crescimento a fim de verificar a tendência dos dados nos diferentes tratamentos.

Realizou-se o teste de Bartlett, para verificar a homogeneidade das variâncias entre os tratamentos, as que se mostraram homogêneas foram submetidas ao teste F e pelo teste de Tukey, as médias foram comparadas ao nível de 5% de probabilidade. Os dados não homogêneos foram transformados em  $\text{Log}(X)$  e após, quando negativos, utilizou-se também  $X=X+C$ , sendo C um número inteiro. Os dados transformados foram utilizados somente na análise estatística, enquanto que nas tabelas e gráficos mantiveram-se os dados originais. Fez-se também, a análise de correlação de Pearson entre as propriedades dos substratos e as variáveis biométricas.

### 3.2 ANÁLISES DOS SUBSTRATOS

As análises físicas e químicas dos substratos foram realizadas no Núcleo de Solos e Ciclos Biogeoquímicos da Embrapa Florestas, respectivamente nos Laboratórios de Física e Química do Solo. Determinou-se: densidade aparente, porosidade total, capacidade de retenção de água (microporosidade), espaço de aeração (macroporosidade), matéria orgânica, pH ( $\text{H}_2\text{O}$ ), condutividade elétrica ( $\text{H}_2\text{O}$ ), macronutrientes (N disponível, P, K, S, Ca e Mg) e micronutrientes (Cu, Fe, Mn e Zn).

Para a realização das análises, foram separados cerca de 2 litros de cada um dos substratos utilizados nos tratamentos, sem inóculo de micorrizas. As análises físicas foram realizadas seguindo a Instrução Normativa nº 17 do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (BRASIL, 2007). Para as análises químicas, utilizaram-se as metodologias de Nogueira e Souza (2005). Todas as análises foram realizadas em triplicata.

### 3.2.1 Análises físicas

Primeiramente, determinou-se a umidade atual, na qual uma alíquota de 100 g de substrato foi levada à estufa a 65 °C até massa constante, aproximadamente 48 horas. Após, fez-se a pesagem do material seco e calculou-se a umidade atual por meio da seguinte fórmula:

$$\text{Umidade atual (\%)} = \left( \frac{\text{massa úmida} - \text{massa seca}}{\text{massa úmida}} \right) \times 100$$

Para a determinação da densidade úmida, utilizou-se uma proveta de 500 mL, a qual foi preenchida com o substrato na umidade atual até a marca de 300 mL. Este substrato foi pesado e deixado cair por 10 vezes de uma altura de 10 cm com ação de sua própria massa. Em seguida, o substrato dentro da proveta foi levemente nivelado com uma espátula e leu-se o volume final em mL. A partir desse valor, obteve-se o valor da densidade úmida e da densidade aparente, cujas fórmulas estão descritas abaixo.

$$\text{Densidade úmida (kg m}^{-3}\text{)} = \left( \frac{\text{massa úmida (g)}}{\text{volume (mL)}} \right) \times 1000$$

$$\text{Densidade aparente (kg m}^{-3}\text{)} = \frac{(\text{densidade úmida (kg m}^{-3}\text{)} \times \text{umidade atual (\%)})}{100}$$

A porosidade total, macro e microporosidade foram determinadas utilizando-se um extrator de umidade por pressão (extrator de Richards), com pressão de 10 cm de coluna d'água (10 hPa).

Utilizaram-se anéis de alumínio com capacidade de 130,13 cm<sup>3</sup>, os quais tiveram o fundo vedado por um tecido de voil preso com um atilho de borracha. Esses anéis (anel+tecido+atilho) foram pesados (peso 1) e em seguida preenchidos

com os substratos em quantidade calculada a partir da densidade úmida, como é demonstrado a seguir.

$$\text{Massa de substrato} = \frac{\left( \frac{\text{volume do anel}}{\text{densidade úmida}} \right)}{100}$$

Os anéis com os substratos foram colocados em recipientes com água até 1/3 da sua altura e mantidos por 24 h até a saturação. Posteriormente foram pesados (peso 2) e colocados no extrator de Richards, onde permaneceram até atingirem o equilíbrio, quando foram pesados novamente (peso 3). Em seguida foram colocados em estufa a 65 °C por 48 h para obter o peso seco (peso 4). A partir disso, obtêm-se os valores de porosidade total (PT), macroporosidade (espaço de aeração) e microporosidade (capacidade de retenção de água), seguindo os cálculos abaixo.

$$\text{Porosidade total (\%)} = 100 - \left[ \frac{(\text{peso 4} - \text{peso 1}) \times 100}{(\text{peso 2} - \text{peso 1})} \right]$$

$$\text{Macroporosidade (\%)} = 100 - \left[ \frac{(\text{peso 4} - \text{peso 1}) \times 100}{(\text{peso 3} - \text{peso 1})} \right]$$

$$\text{Microporosidade (\%)} = \text{Porosidade total (\%)} - \text{Macroporosidade (\%)}$$

### 3.2.2 Análises químicas

A determinação da matéria orgânica foi feita pelo método gravimétrico que consiste na incineração do substrato em mufla a 500 °C. Utilizaram-se cadinhos de porcelana, primeiramente secos em mufla a 500 °C por 5 horas e resfriados em dessecador. Em seguida, adicionou-se aos cadinhos uma amostra conhecida de substrato e foram levados novamente à mufla a 500 °C por 5 horas. Como a matéria orgânica é volátil a 500 °C, seu cálculo foi feito através da diferença de peso do substrato antes e após a incineração.

Para a análise do pH e da condutividade elétrica, misturou-se o substrato com água na proporção de 1:5, em seguida procedeu-se a agitação da solução por 1 hora a 40 rpm. A leitura foi realizada em pHmetro e condutivímetro, ambos previamente calibrados.

Para a determinação de micronutrientes, fósforo e potássio, utilizou-se como extrator 50 mL de solução de Mehlich ( $\text{H}_2\text{SO}_4$  0,0125 mol  $\text{L}^{-1}$  + HCl 0,05 mol  $\text{L}^{-1}$ ) para 5  $\text{cm}^3$  de substrato. A solução foi agitada por 15 minutos e deixada decantar de 15 a 16 horas. Foi pipetado todo o líquido sobrenadante para outro recipiente, mas como as amostras apresentavam partículas em suspensão, procedeu-se a filtração.

Para os micronutrientes fez-se a leitura em espectroscopia de absorção atômica e para o potássio fez-se a leitura em fotômetro de chama. Para o fósforo, pipetou-se 1,25 mL da amostra em cubetas, adicionou-se uma gota de solução aquosa de ácido ascórbico e 2,5 mL de molibdato de amônia diluído. Após 10 minutos fez-se a leitura da amostra em espectrofotômetro a 660 nm. Fez-se a diluição da amostra, pois apresentou valor fora da curva de calibração.

Na análise de cálcio e magnésio mediu-se 10  $\text{cm}^3$  de substrato e acrescentou-se 50 mL de KCl 1 mol  $\text{L}^{-1}$ , a solução foi agitada por 15 minutos e permaneceu decantando por 15 a 16 horas. Após a filtração da solução, pipetou-se 10 mL ao qual se adicionou uma solução com quantidades conhecidas de Ca e Mg, para ser possível a leitura da amostra. Em seguida, adicionou-se 50 mL de água, 4 mL de amônia e procedeu-se a titulação potenciométrica com EDTA 0,0125M.

A quantificação do nitrogênio disponível ou amoniacal ( $\text{N}_{\text{disp}}$ ) foi realizada adicionando-se 50 mL de KCl 2M a 10  $\text{cm}^3$  de substrato, os quais foram agitados por 15 minutos, filtrados e analisados. Pipetou-se 5 mL da amostra, 1 mL de reagente (citrato de sódio 5%, nitroprussiato de sódio 0,05%, hidróxido de sódio 0,035M e ácido salicílico 0,2M), 5 mL de NaOH 0,75M e 1 mL de hipoclorito de sódio comercial. Após 10 minutos, fez-se a leitura em espectrofotômetro a 667 nm.

Para a determinação de enxofre utilizou-se o método turbidimétrico, no qual se mediu 10  $\text{cm}^3$  de substrato e adicionou-se 25 mL de fosfato de cálcio 0,01 M, os quais foram agitados por 30 minutos e em seguida foram filtrados e analisados. Pipetou-se 5 mL da amostra, 0,5 mL de HCl+S (250 mL de HCl + 0,06 g de  $\text{K}_2\text{SO}_4$  para 500 mL de água) e 1 mL de  $\text{BaCl}_2$  200 g  $\text{L}^{-1}$ . Passados 4 minutos (máximo 8) fez-se a leitura em espectrofotômetro a 420 nm.

## 4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

### 4.1 *Eugenia uniflora*

#### 4.1.1 Análise de variância

As interações envolvendo a inoculação micorrízica para *E. uniflora*, em sua maioria, não foram significativas, enquanto que os fatores adubo e substrato, tanto isolados quanto em interação, mostraram efeito significativo para a maioria das variáveis (TABELAS 3 e 4).

TABELA 3 – ANÁLISE DE VARIÂNCIA PARA AS VARIÁVEIS: ALTURA AOS 180 DIAS (H180), DIÂMETRO DO COLO AOS 180 DIAS (DC180) E AGREGAÇÃO DAS RAÍZES AO SUBSTRATO (ARS) DE MUDAS DE *E. uniflora*.

Causa da Variação	GL	Quadrados Médios		
		H180	DC180	ARS
Inoculação Micorrízica	1	0,06 <sup>ns</sup>	0,004 <sup>ns</sup>	5,09**
Adubo	1	1539,75**	1,15**	0,006 <sup>ns</sup>
Substrato	6	132,91**	0,05**	34,33**
Inoculação Micorrízica X Adubo	1	0,19 <sup>ns</sup>	0,002 <sup>ns</sup>	0,009 <sup>ns</sup>
Inoculação Micorrízica X Substrato	6	11,12*	0,001 <sup>ns</sup>	1,21 <sup>ns</sup>
Adubo X Substrato	6	68,11**	0,01**	4,51**
Inoculação Micorrízica X Adubo X Substrato	6	7,97 <sup>ns</sup>	0,001 <sup>ns</sup>	0,67 <sup>ns</sup>
Blocos	4	9,07 <sup>ns</sup>	0,002 <sup>ns</sup>	3,50**
Resíduo (erro)	108	3,90	0,001	0,57
Média	-	20,18	2,78	4,91
CV <sub>exp.</sub> (%)	-	9,79	8,89	15,45

<sup>ns</sup> não significativo, \* e \*\* significativo ao nível de 1% e 5% de probabilidade de erro, respectivamente, pelo teste F. GL – graus de liberdade; CV<sub>exp.</sub>(%) – coeficiente de variação experimental.

TABELA 4 – ANÁLISE DE VARIÂNCIA PARA AS VARIÁVEIS: BIOMASSA SECA DA PARTE AÉREA (BSA), BIOMASSA SECA RADICIAL (BSR), RELAÇÃO ALTURA E DIÂMETRO DO COLO (H/DC) E ÍNDICE DE QUALIDADE DE DICKSON (IQD) DE MUDAS DE *E. uniflora*.

Causa da Variação	GL	Quadrados Médios			
		BSA	BSR	H/DC	IQD
Inoculação Micorrízica	1	0,007 <sup>ns</sup>	0,03*	1,27 <sup>ns</sup>	0,03*
Adubo	1	7,16**	0,71**	12,94**	3,35**
Substrato	6	0,41**	0,24**	1,16*	0,28**
Inoculação Micorrízica X Adubo	1	0,007 <sup>ns</sup>	0,001 <sup>ns</sup>	0,19 <sup>ns</sup>	0,006 <sup>ns</sup>
Inoculação Micorrízica X Substrato	6	0,01 <sup>ns</sup>	0,01 <sup>ns</sup>	0,44 <sup>ns</sup>	0,008 <sup>ns</sup>
Adubo X Substrato	6	0,17**	0,05**	3,04**	0,06**
Inoculação Micorrízica X Adubo X Substrato	6	0,01 <sup>ns</sup>	0,006 <sup>ns</sup>	0,55 <sup>ns</sup>	0,008 <sup>ns</sup>
Blocos	4	0,005 <sup>ns</sup>	0,01 <sup>ns</sup>	0,72 <sup>ns</sup>	0,01 <sup>ns</sup>
Resíduo (erro)	108	0,006	0,006	0,41	0,007
Média	-	1,32	0,60	7,32	0,20
CV <sub>exp.</sub> (%)	-	8,03	10,51	8,72	6,73

<sup>ns</sup> não significativo, \* e \*\* significativo ao nível de 1% e 5% de probabilidade de erro, respectivamente, pelo teste F. GL – graus de liberdade; CV<sub>exp.</sub>(%) – coeficiente de variação experimental.

#### 4.1.2 Altura da parte aérea

Aos 30 dias, as mudas estavam com altura semelhante, sugerindo que a adubação deve ser iniciada a partir deste período ou então diminuída, a fim de evitar desperdício de fertilizantes. A partir dos 60 dias, observou-se maior crescimento das mudas com adubação, as quais aos 180 dias apresentaram 23,5 cm, significativamente superiores às não adubadas, com 16,9 cm (GRÁFICO 1 e APÊNDICE 7).

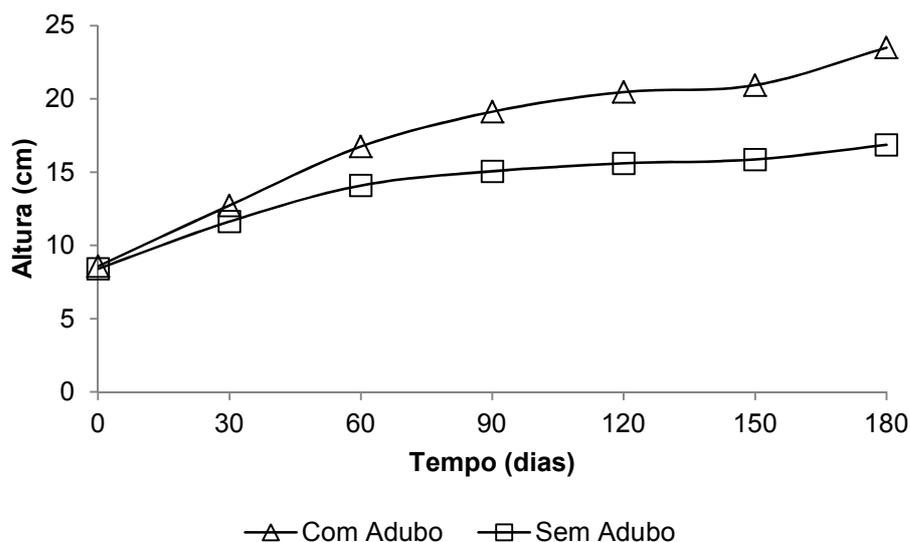


GRÁFICO 1 – ALTURA (cm) DE MUDAS DE *E. uniflora* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, COM E SEM ADUBAÇÃO DE COBERTURA.

Barbosa; Soares e Crisóstomo (2003, p. 522) analisando a absorção de nutrientes de *Annona muricata* em diferentes épocas, verificaram que um terço dos nutrientes foi absorvido até 105 dias, enquanto que o restante foi absorvido dos 105 até os 195 dias, mostrando que as mudas necessitam de menor quantidade de nutrientes na fase inicial do crescimento. Isto sugere que a adubação deve ser crescente, começando com quantidades menores e aumentar conforme a necessidade da muda, evitando a perda excessiva de fertilizantes pela lixiviação.

Vandressen et al. (2007, p. 756), trabalhando com cinco diferentes espécies arbóreas, verificaram que a adição de adubos ao substrato promoveu melhor crescimento das mudas quando comparadas ao controle sem adubação. Estes dados corroboram com os deste estudo, mostrando que a adubação é um fator importante no crescimento das mudas de *E. uniflora*.

A inoculação com fungos micorrízicos arbusculares (FMAs), isoladamente, não causou efeito sobre a altura das mudas, em nenhuma das épocas analisadas, sendo que aos 180 dias em ambos os tratamentos, as mudas apresentaram média de 20,2 cm (GRÁFICO 2 e APÊNDICE 7).

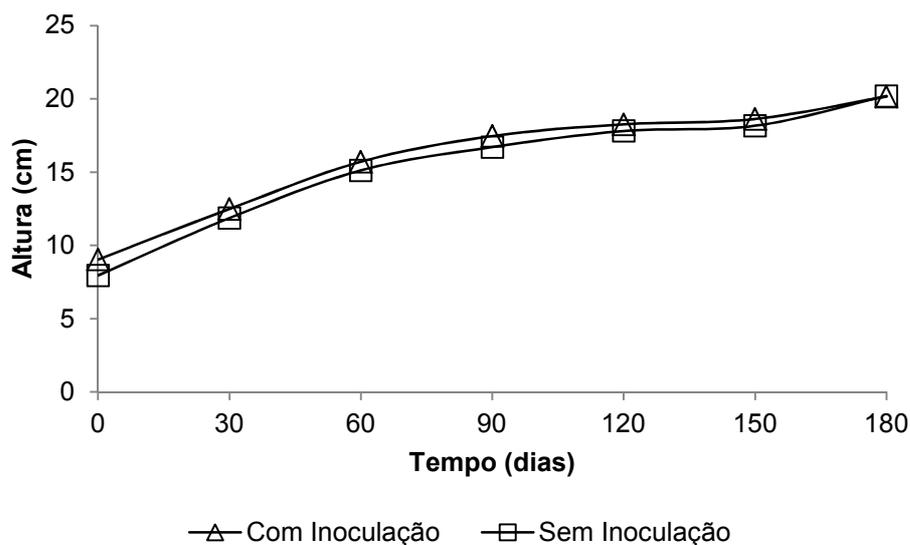


GRÁFICO 2 – ALTURA (cm) DE MUDAS DE *E. uniflora* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, COM E SEM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA.

De acordo com Silva et al. (2006, p. 252) algumas plantas necessitam mais de seis meses no viveiro para estabelecimento da simbiose efetiva, principalmente quando se utiliza substratos ricos em nutrientes. Os mesmos autores também verificaram que a aplicação de FMAs não reduz o tempo de viveiro e nem aumenta o crescimento das mudas, assim como observado para as mudas de *E. uniflora*.

Porém nas condições deste estudo não seria possível manter as mudas inoculadas por mais tempo em viveiro, pois os tratamentos com adubação já haviam atingido os valores ideais de altura para plantio a campo.

Nos substratos com mistura de vermicomposto e casca de arroz carbonizada, observou-se crescimento gradual ao longo do tempo, independente da concentração dos componentes. Porém, para o substrato comercial, as mudas cresceram até os 60 dias, em seguida permaneceram com a altura semelhante até o final do experimento, aos 180 dias (GRÁFICO 3).

Com o aumento da concentração de vermicomposto nos substratos, verificou-se aumento na altura das mudas, sendo que a partir da concentração de 20%, obtiveram-se os valores mais significativos e nas concentrações de 10% e 5% verificaram-se os menores valores de altura, estatisticamente iguais ao substrato comercial (GRÁFICO 3).

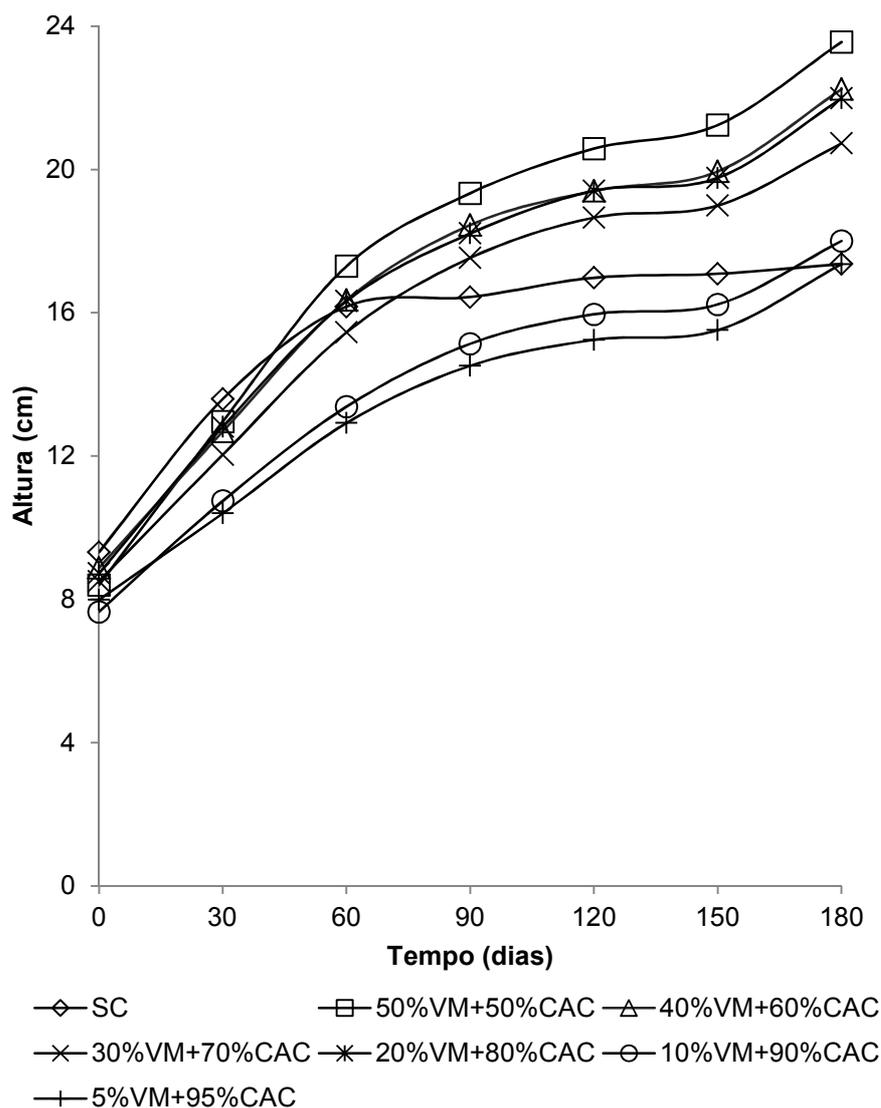


GRÁFICO 3 – ALTURA (cm) DE MUDAS DE *E. uniflora* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS.

SC – Substrato comercial a base de casca de pinus. VM – Vermicomposto. CAC – Casca de arroz carbonizada.

Steffen et al. (2011, p. 78) testando diferentes concentrações de vermicomposto em mudas de *Eucalyptus grandis* e *Corymbia citriodora*, verificaram estabilização do crescimento das mudas em concentrações entre 20% e 60% de vermicomposto e a resposta máxima em altura foi observada na concentração de 80% de vermicomposto. No atual estudo, observou-se crescimento gradual das mudas nas concentrações entre 5% e 20%, a partir da qual houve estabilização no crescimento.

De acordo com a análise de variância, a altura da parte aérea foi influenciada pela interação entre substratos e inoculação micorrízica, porém somente em dois substratos houve diferença para mudas com e sem inoculação,

sendo que para o substrato com 50% de vermicomposto o melhor resultado foi para mudas sem inoculação e no substrato com 30% de vermicomposto, as mudas inoculadas apresentaram melhor crescimento. O melhor valor para altura das mudas foi no substrato com 50% de vermicomposto sem inoculação (TABELA 5).

Observou-se que as mudas inoculadas apresentaram uma estabilização no crescimento a partir do substrato com 20% de vermicomposto enquanto que as não inoculadas apresentaram um crescimento gradual, com maior resposta no substrato com 50% de vermicomposto (TABELA 5).

TABELA 5 – ALTURA (cm) DA PARTE AÉREA AOS 180 DIAS, EM MUDAS DE *E. uniflora* COM E SEM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS

Substratos	Com inoculação	Sem inoculação
SC	17,3 aB	17,4 aC
50%VM+50%CAC	22,1 bA	25,0 aA
40%VM+60%CAC	22,8 aA	21,7 aB
30%VM+70%CAC	21,7 aA	19,8 bBC
20%VM+80%CAC	21,7 aA	22,3 aB
10%VM+90%CAC	18,3 aB	17,7 aC
5%VM+95%CAC	17,2 aB	17,4 aC

Médias seguidas pelas mesmas letras maiúsculas na coluna e minúscula na linha, não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade de erro. SC – Substrato comercial a base de casca de pínus. VM – Vermicomposto. CAC – Casca de arroz carbonizada.

Ao contrário do observado neste estudo, Silva et al. (2008, p. 867) verificaram que a inoculação micorrízica associada ao uso de vermicomposto como substrato estimulou o crescimento das mudas de *Annona muricata* em altura, dispensando o uso de fertilizantes.

Enquanto que os estudos de Silva et al. (2006, p. 252) indicaram que o uso de FMA não influenciou o crescimento das mudas e, que as concentrações de 20% e 25% de vermicomposto utilizadas, causaram um efeito negativo sobre os FMAs, sendo consideradas doses muito elevadas, assim como observado no presente estudo, pois diferentes espécies vegetais possuem diferentes graus de dependência a fungos micorrízicos e ainda existe falta de informação a este respeito para espécies florestais nativas.

A altura das mudas de *E. uniflora* foi significativamente influenciada pela interação entre os substratos e a adubação. Em todas as concentrações de vermicomposto, as mudas adubadas apresentaram melhor crescimento, sendo estatisticamente superiores às mudas não adubadas, o que não ocorreu com o

substrato comercial, no qual as mudas não apresentaram diferenças significativas nos tratamentos com ou sem adubação (TABELA 6).

Para as mudas adubadas, todos os substratos contendo vermicomposto e casca de arroz carbonizada, foram superiores ao substrato comercial. Nas mudas não adubadas, o substrato comercial foi um dos melhores substratos, estatisticamente igual aos com concentrações de 30% a 50% de vermicomposto, que se deve provavelmente à adubação de base acrescentada à casca de pínus anteriormente à comercialização (TABELA 6).

TABELA 6 – ALTURA (cm) DA PARTE AÉREA AOS 180 DIAS, EM MUDAS DE *E. uniflora* COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS

Substratos	Com Adubo	Sem adubo
SC	17,26 aD	17,46 aAB
50%VM+50%CAC	27,46 aA	19,65 bA
40%VM+60%CAC	25,49 aAB	18,99 bAB
30%VM+70%CAC	23,00 aBC	18,46 bAB
20%VM+80%CAC	27,05 aA	16,91 bBC
10%VM+90%CAC	21,46 aC	14,55 bCD
5%VM+95%CAC	22,73 aC	11,98 bD

Médias seguidas pelas mesmas letras maiúsculas na coluna e minúscula na linha, não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade de erro. SC – Substrato comercial a base de casca de pínus. VM – Vermicomposto. CAC – Casca de arroz carbonizada.

A adubação nos viveiros tem sido feita independente da qualidade nutricional dos substratos, utilizando geralmente substrato comercial com baixa fertilidade. O uso de substratos mais ricos em nutrientes pode ajudar a diminuir os custos com fertilizantes (GUERRINI; TRIGUEIRO, 2004, p. 1075), como foi observado neste estudo.

De acordo com Scremin-Dias et al. (2006, p. 52) as mudas de espécies florestais nativas devem apresentar altura entre 20 e 35 cm para obter sucesso no plantio a campo. Levando isso em consideração, somente as mudas de *E. uniflora* produzidas nos substratos com vermicomposto e casca de arroz carbonizada, com adubação, atingiram altura ideal para plantio a campo.

Scalon et al. (2001, p. 654) estudando o efeito do sombreamento em mudas de *E. uniflora* em substrato contendo terra e esterco de curral curtido (10:1), verificaram melhor crescimento em mudas a pleno sol, as quais apresentavam aos sete meses, 52,98 cm de altura, valor superior aos encontrados no atual estudo.

Abreu et al. (2005, p. 1119) verificaram que a dose máxima de superfosfato simples a ser acrescentada ao substrato para mudas de *E. uniflora* é de 5 kg m<sup>-3</sup>, no

qual as mudas apresentaram cerca de 16,5 cm de altura aos 180 dias. Valor abaixo dos encontrados no presente estudo, indicando que os substratos com casca de arroz carbonizada e vermicomposto, acrescidos de adubação, ocasionam no melhor crescimento das mudas de *E. uniflora*.

A variável altura, para mudas de *E. uniflora*, apresentou correlação positiva com as variáveis diâmetro do colo, agregação das raízes ao substrato, biomassa seca aérea e radicial (APÊNDICE 1).

#### 4.1.3 Diâmetro do colo

Como pode ser observado no Gráfico 4, aos 30 dias, ainda não havia sido observada diferença no diâmetro do colo entre mudas de *E. uniflora* adubadas e não adubadas, corroborando com os dados de altura. Isto indica que provavelmente não é necessário adubar as mudas no primeiro mês após a repicagem das mudas.

Esta demora na resposta à adubação nos primeiros meses pode ser devido ao tamanho grande da semente da pitanga (ANEXO 1), a qual supre as necessidades nutritivas da muda durante o crescimento inicial, fazendo com que a fertilização seja desnecessária.

A partir dos 60 dias, observou-se maior incremento em diâmetro do colo em mudas adubadas, apresentando 3,35 mm aos 180 dias, enquanto que as não adubadas apresentavam tamanho significativamente reduzido, com 2,21 mm (GRÁFICO 4 e APÊNDICE 7).

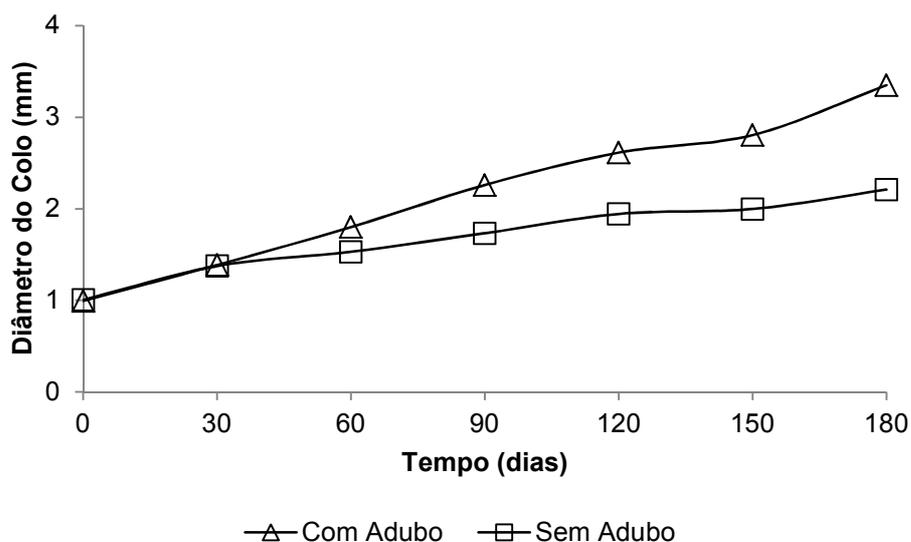


GRÁFICO 4 – DIÂMETRO DO COLO (mm) DE MUDAS DE *E. uniflora* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, COM E SEM ADUBAÇÃO DE COBERTURA

Por ser uma espécie considerada secundária ou clímax, o crescimento inicial das plântulas de *E. uniflora* em seu ambiente natural geralmente ocorre em locais sombreados, sob o dossel da floresta. Devido a isso, segundo Malavasi e Malavasi (2001, p. 213), estas espécies precisam de mais carbono armazenado nas sementes para compensar a assimilação reduzida, visto que não conseguem realizar a fotossíntese sob condições restritivas de luz, fato que pode justificar a baixa resposta à adubação nos primeiros meses de crescimento das mudas.

O diâmetro do colo também não sofreu influência da inoculação micorrízica. Desde a instalação do experimento não houve diferença entre mudas inoculadas e não inoculadas, apresentando os valores de 2,80 e 2,75, respectivamente, aos 180 dias, ou seja, significativamente iguais (GRÁFICO 5 e APÊNDICE 7).

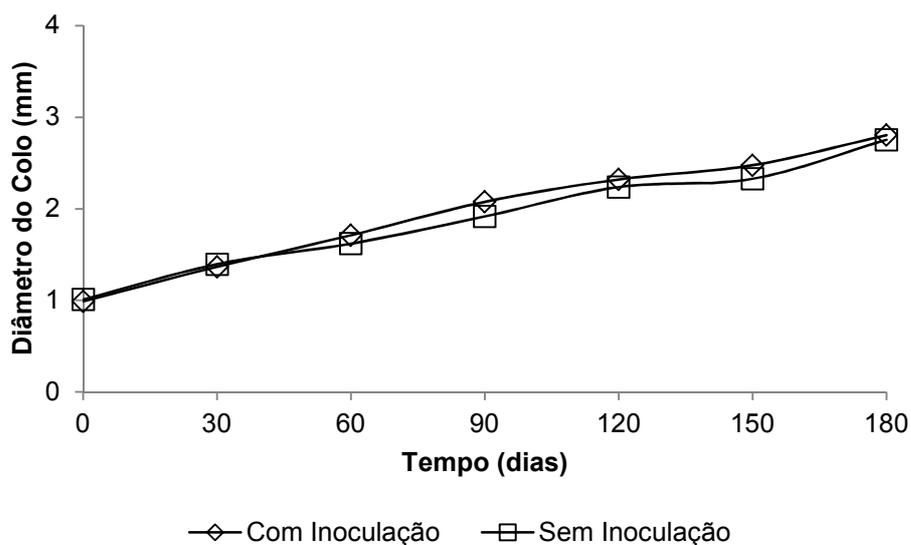


GRÁFICO 5 – DIÂMETRO DO COLO (mm) DE MUDAS DE *E. uniflora* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, COM E SEM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA

Esta ausência na resposta aos FMAs também pode ser explicada pelo tamanho da semente. Lacerda et al. (2011, p. 383) verificaram que a espécie *Hymenaea coubaril* não mostrou diferenças para mudas com e sem inoculação em nenhuma das épocas avaliadas, podendo ser devido à espécie possuir semente grande, que supre a necessidade de nutrientes da planta, sem que esta precise da simbiose nesta fase inicial de crescimento.

Constatou-se um crescimento gradual das mudas em todos os substratos, sendo que conforme se aumentou a proporção de vermicomposto, verificou-se um incremento no diâmetro do colo das mudas. Aos 180 dias, os substratos com 40% e 50% de vermicomposto foram os mais significativos com 3,19 mm e 3,06 mm de diâmetro do colo respectivamente, enquanto que o substrato comercial juntamente com os substratos com menores proporções de vermicomposto (5% e 10%) apresentaram o pior desempenho (GRÁFICO 6).

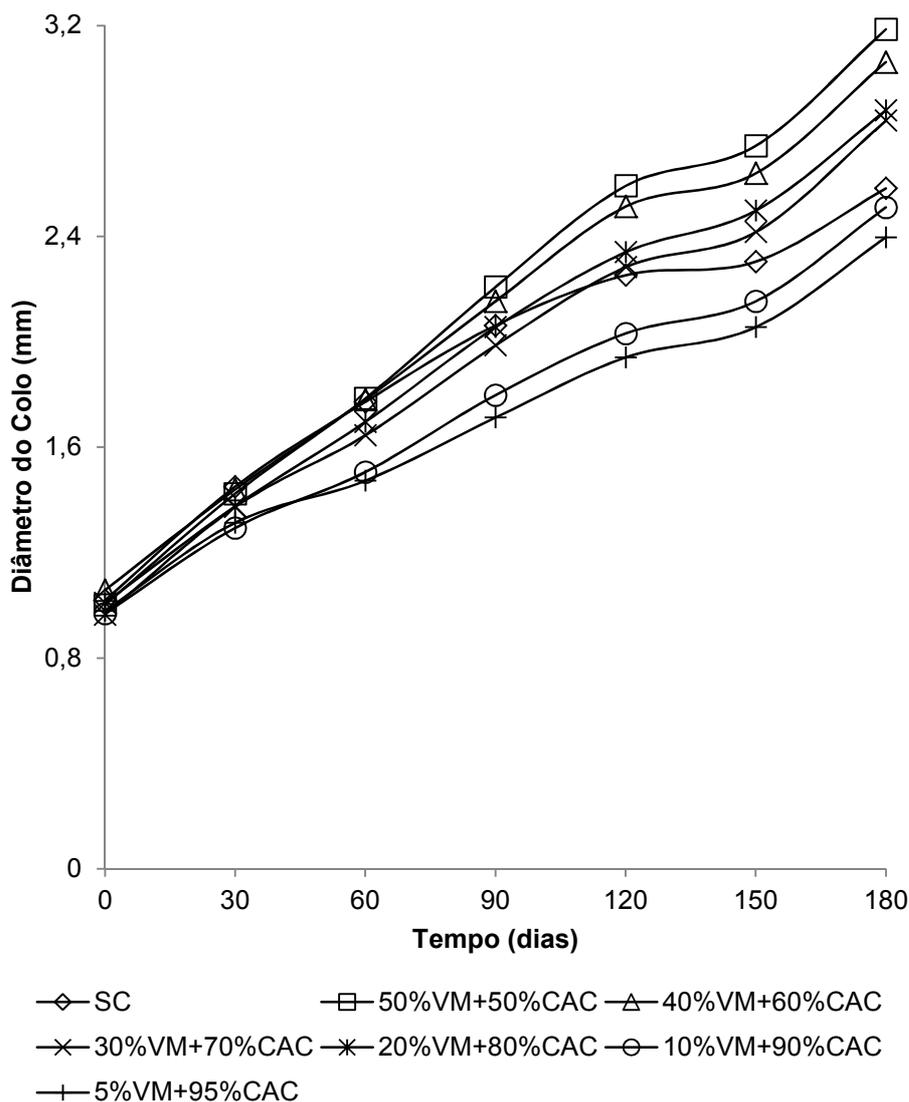


GRÁFICO 6 – DIÂMETRO DO COLO (mm) DE MUDAS DE *E. uniflora* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS  
 SC – Substrato comercial a base de casca de pínus. VM – Vermicomposto. CAC – Casca de arroz carbonizada.

Estes resultados diferem do encontrado por Danner et al. (2007, p. 181), trabalhando com *Plinia* sp., pertencente à mesma família da espécie em estudo, os quais verificaram que o melhor substrato foi à base de casca de pínus, comparando-se com outros tratamentos contendo vermicomposto.

Caldeira, Schumacher e Tedesco (2000, p. 166) trabalhando com *Acacia mearnsii*, verificaram que doses entre 20% e 60% de vermicomposto foram as melhores para incremento em diâmetro do colo das mudas, sendo que a concentração de 80% pode ser considerada tóxica, pois causou diminuição no crescimento das mudas. No presente estudo, verificou-se estabilização no

crescimento das mudas após determinada concentração de vermicomposto, mas nenhuma das concentrações demonstrou toxicidade para as mudas.

A interação entre adubação e substratos também foi significativa para o diâmetro do colo de mudas de *E. uniflora* (TABELA 3). Em todos os tratamentos, observou-se maior diâmetro do colo em mudas adubadas (TABELA 7).

Nas mudas com adubação, os melhores substratos foram os com 20% a 50% de vermicomposto, enquanto que para as mudas não adubadas, os melhores substratos ficaram entre 30% e 50% de vermicomposto (TABELA 7).

TABELA 7 – DIÂMETRO DO COLO (mm) AOS 180 DIAS EM MUDAS DE *E. uniflora*, COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS

Substratos	Com Adubo	Sem adubo
SC	2,99 aC	2,17 bBC
50%VM+50%CAC	3,77 aA	2,60 bA
40%VM+60%CAC	3,58 aAB	2,54 bA
30%VM+70%CAC	3,31 aBC	2,36 bAB
20%VM+80%CAC	3,61 aAB	2,15 bBC
10%VM+90%CAC	3,06 aC	1,96 bC
5%VM+95%CAC	3,11 aC	1,68 bD

Médias seguidas pelas mesmas letras maiúsculas na coluna e minúscula na linha, não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade de erro. SC – Substrato comercial a base de casca de pínus. VM – Vermicomposto. CAC – Casca de arroz carbonizada.

A ausência de resposta à inoculação micorrízica na variável diâmetro do colo pode ser devido aos substratos com alta quantidade de nutrientes, causando supressão da colonização das raízes, como foi citado por Souza et al. (2009, p. 2001), trabalhando com *Schinus terebinthifolius*. Estes mesmos autores também verificaram diferenças significativas apenas entre os substratos estudados (30% de esterco bovino ou lodo de esgoto).

O diâmetro do colo apresentou correlação positiva com a altura, agregação das raízes ao substrato e com biomassa seca aérea e radicial. Mostrando que esta variável pode influenciar no resultado das demais.

#### 4.1.4 Agregação das raízes ao substrato

Para a agregação das raízes ao substrato, apenas a interação entre adubação e substratos foi significativa. O fator inoculação micorrízica foi significativo

(TABELA 4), apresentando 5,10 para mudas inoculadas e 4,71 para mudas não inoculadas.

Para a maioria dos substratos, não houve diferença significativa entre as mudas adubadas e não adubadas. A melhor agregação das raízes foi verificada no substrato com 40% e 50% de vermicomposto sem adubação (GRÁFICO 7). Esperava-se que as mudas adubadas obtivessem melhor agregação, pois como observado por Souza et al. (2001, p. 91), com *Eugenia dysenterica*, no substrato com adubação a massa de matéria fresca da raiz foi maior que nos substratos sem adubo, sugerindo maior agregação do torrão.

Porém as mudas de *E. uniflora* não adubadas apresentaram maior quantidade de raízes finas (fato observado durante as avaliações), provavelmente para melhorar a absorção de nutrientes que não estavam prontamente disponíveis, assim como estavam nas mudas adubadas e isto ajudou a aumentar a integridade do torrão.

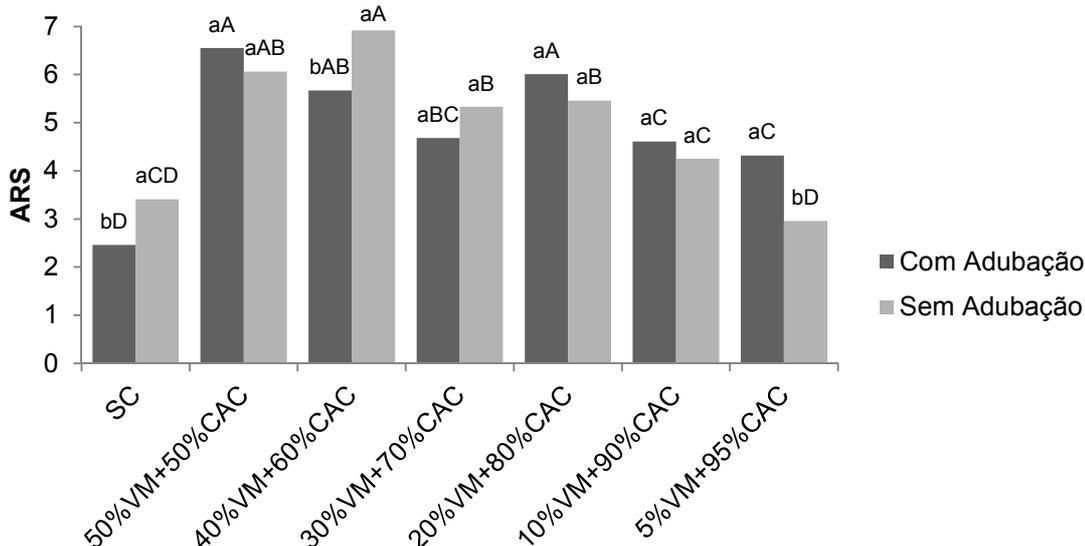


GRÁFICO 7 – AGREGAÇÃO DAS RAÍZES AO SUBSTRATO EM MUDAS DE *E. uniflora*, COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS

Médias seguidas pelas mesmas letras maiúsculas (entre substratos) e minúsculas (adubação), não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade de erro. SC – Substrato comercial a base de casca de pinus. VM – Vermicomposto. CAC – Casca de arroz carbonizada.

As médias de agregação das raízes ao substrato foram menores no substrato comercial, comparando-se aos substratos com vermicomposto, apesar de estes não terem apresentado alta agregação. Acredita-se que esta baixa agregação seja decorrente da espécie, pois apresenta sistema radicial com uma raiz principal,

bastante grossa e poucas raízes secundárias (SCREMIN-DIAS et al., 2006, p. 42), com esta baixa densidade de raízes, a agregação ao substrato torna-se dificultada.

Kratz (2011, p. 69) em estudos com a espécie *Eucalyptus benthamii* verificou que o substrato comercial também foi um dos substratos com menor índice de agregação, com valores próximos a 5, maior que o encontrado neste trabalho. Devido a baixa densidade de raízes da *E. uniflora*, provavelmente ocorreu diminuição proporcional nos valores de agregação, justificando a baixa agregação mesmo nos melhores substratos. Uma sugestão seria utilizar tubetes com menor volume, o que causaria maior agregação das raízes, as quais ocupariam menor espaço (MULA, 2011, p. 67).

Correia et al. (2005, p. 90) trabalhando com porta-enxertos de *Psidium guajava*, verificaram que o substrato contendo 50% de vermicomposto e 50% de casca de arroz carbonizada, apresentou ótima agregação das raízes ao substrato, diferente do encontrado no presente estudo, no qual a agregação pode ser considerada razoável nesta mesma proporção de substrato.

#### 4.1.5 Biomassa seca da parte aérea e radicial

Observou-se que as mudas adubadas foram estatisticamente superiores às não adubadas independente do substrato. Em relação aos substratos, verificou-se menor biomassa das mudas com adubo no substrato comercial e das sem adubo no substrato com 5% de vermicomposto, enquanto que os substratos com concentração acima de 20% deste componente foram os com melhor crescimento (TABELA 8).

TABELA 8 – BIOMASSA SECA DA PARTE AÉREA (g) EM MUDAS DE *E. uniflora*, COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS

Substratos	Com Adubo	Sem adubo
SC	1,09 aC	0,69 bB
50%VM+50%CAC	2,73 aA	1,10 bA
40%VM+60%CAC	2,28 aA	1,00 bA
30%VM+70%CAC	1,79 aB	0,78 bB
20%VM+80%CAC	2,35 aA	0,65 bB
10%VM+90%CAC	1,67 aB	0,43 bC
5%VM+95%CAC	1,66 aB	0,30 bD

Médias seguidas pelas mesmas letras maiúsculas na coluna e minúscula na linha, não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade de erro. SC – Substrato comercial a base de casca de pínus. VM – Vermicomposto. CAC – Casca de arroz carbonizada.

Abreu et al. (2005, p. 1119) estudando diferentes doses de superfosfato simples e dois substratos (composto orgânico ou casca de pínus + areia + terra de subsolo [1:1:3]) no crescimento de mudas de *E. uniflora*, verificou que as mudas sem adubação apresentaram cerca de 0,7 g de biomassa seca da parte aérea, enquanto que as adubadas atingiram peso máximo de 1,45 g, valor inferior ao encontrado no atual trabalho. Isto mostra que não só a adubação faz as mudas atingirem seu crescimento máximo, como também a associação com substratos com características físico-químicas desejáveis pode elevar o crescimento das mudas, como observado neste trabalho com os substratos a base de vermicomposto e casca de arroz carbonizada.

Para a biomassa seca radicial, apenas a interação entre substratos e adubação foi significativa, sendo que o fator inoculação micorrízica apresentou diferenças estatísticas (TABELA 4), apresentando 0,61 g para mudas inoculadas e 0,58 g para mudas não inoculadas.

A biomassa seca radicial foi superior na maioria das mudas adubadas, em relação às mudas não adubadas, sendo que somente o substrato comercial e o substrato com 40% de vermicomposto não mostraram diferenças significativas para a adubação. Em relação aos substratos, houve maior incremento nas mudas adubadas entre 20% e 50% de vermicomposto, enquanto que nas mudas não adubadas, os melhores substratos foram com 40% e 50% de vermicomposto (TABELA 9).

TABELA 9 – BIOMASSA SECA RADICIAL (g) EM MUDAS DE *E. uniflora*, COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS

Substratos	Com Adubo	Sem adubo
SC	0,55 aC	0,51 aC
50%VM+50%CAC	0,91 aA	0,66 bAB
40%VM+60%CAC	0,77 aAB	0,68 aA
30%VM+70%CAC	0,67 aBC	0,53 bBC
20%VM+80%CAC	0,80 aAB	0,51 bC
10%VM+90%CAC	0,56 aC	0,36 bD
5%VM+95%CAC	0,56 aC	0,27 bE

Médias seguidas pelas mesmas letras maiúsculas na coluna e minúscula na linha, não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade de erro. SC – Substrato comercial a base de casca de pínus. VM – Vermicomposto. CAC – Casca de arroz carbonizada.

Para Abreu et al. (2005, p. 1122) a biomassa seca radicial em mudas de *E. uniflora* também variou em função de diferentes doses de superfosfato simples, no qual observaram 0,4 g para mudas sem adubação e 0,53 g para a dose de 5 kg m<sup>-3</sup> de substrato, causando diminuição do crescimento acima desta dose. Este valor é inferior ao encontrado no atual estudo, mostrando que as mudas desta espécie necessitam de uma adubação balanceada, incluindo diferentes macro e micronutrientes na nutrição da planta, pois no estudo de Abreu et al. (2005, p. 1118) as plantas foram fertilizadas apenas com nitrogênio, além das doses de super fosfato simples.

Voguel et al. (2001, p. 25), trabalhando com *Hovenia dulcis*, e Caldeira et al. (2004, p. 24) trabalhando com *Eucalyptus saligna* verificaram um aumento gradual da biomassa seca aérea e radicial à medida que se aumentou as proporções de vermicomposto no substrato, sendo que a maior concentração utilizada (40%) não foi suficiente para a estabilização do crescimento das mudas. Esses resultados diferem dos encontrados neste estudo, no qual a partir da concentração de 20% de vermicomposto já ocorre a estabilização no crescimento das mudas, sugerindo que concentrações acima desta são desnecessárias, visto que o vermicomposto tem maior custo de obtenção comparando-se à casca de arroz carbonizada.

De acordo com Gonçalves e Poggiani (1996, p. 8) substratos adequados para propagação de mudas podem ser obtidos pela mistura de 70% a 80% de composto orgânico e 20% a 30% de um resíduo orgânico incinerado. Porém, neste trabalho, verificou-se estabilização no crescimento das mudas nas maiores concentrações de vermicomposto, sugerindo que 20% é suficiente para o crescimento de mudas de *E. uniflora*, visto que o custo de obtenção da casca de arroz carbonizada é menor.

#### 4.1.6 Índices de qualidade de mudas: relação entre altura e diâmetro do colo e índice de qualidade de Dickson

Verificou-se que praticamente não houve diferenças entre os tratamentos, mostrando que este índice (H/DC) não foi eficiente para diferenciar as mudas de *E. uniflora* em níveis de qualidade, assim como foi observado nas outras variáveis analisadas (TABELA 10).

TABELA 10 – RELAÇÃO ENTRE ALTURA E DIÂMETRO DO COLO DE MUDAS DE *E. uniflora*, COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS

Substratos	Com Adubo	Sem adubo
SC	5,80 bB	8,02 aA
50%VM+50%CAC	7,31 aA	7,56 aAB
40%VM+60%CAC	7,11 aA	7,50 aAB
30%VM+70%CAC	6,98 bA	7,82 aAB
20%VM+80%CAC	7,52 aA	7,88 aAB
10%VM+90%CAC	7,02 aA	7,44 aAB
5%VM+95%CAC	7,36 aA	7,12 aB

Médias seguidas pelas mesmas letras maiúsculas na coluna e minúscula na linha, não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade de erro. SC – Substrato comercial a base de casca de pínus. VM – Vermicomposto. CAC – Casca de arroz carbonizada.

De acordo com Carneiro (1995, p. 79-81) a relação exprime o equilíbrio de desenvolvimento das mudas, aceitando-se valores entre 5,4 e 8,1 como os que representem equilibrado desenvolvimento da parte aérea. Neste trabalho, todos os valores encontram-se dentro da faixa aceitável, demonstrando que as mudas apresentaram crescimento equilibrado, porém não evidenciou que as mudas não adubadas possuem menor qualidade, como nas outras variáveis analisadas.

Saidelles et al. (2009, p. 1181, 1182) trabalhando com *Enterolobium contortisiliquum* e *Apuleia leiocarpa*, e Cruz, Paiva e Guerrero (2006, p. 544) com *Samanea inipinata* verificaram também que a relação entre altura e diâmetro do colo das mudas foi semelhante entre os tratamentos estudados, mesmo estes apresentando diferenças entre si para outras variáveis.

Para o índice de qualidade de Dickson, apenas a interação entre substratos e adubação foi significativa, sendo que o fator inoculação micorrízica foi significativo

(TABELA 3), apresentando 0,205 para mudas inoculadas e 0,196 para mudas não inoculadas.

O índice de qualidade de Dickson foi eficiente na diferenciação das mudas em níveis de qualidade, assim como observado na maioria das variáveis morfológicas, considerando-se com maior qualidade as mudas adubadas e os substratos compostos por 20% a 50% de vermicomposto (TABELA 11).

TABELA 11 – ÍNDICE DE QUALIDADE DE DICKSON EM MUDAS DE *E. uniflora*, COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS

Substratos	Com Adubo	Sem adubo
SC	0,21 aC	0,13 bB
50%VM+50%CAC	0,35 aA	0,19 bA
40%VM+60%CAC	0,30 aAB	0,19 bA
30%VM+70%CAC	0,26 aBC	0,14 bB
20%VM+80%CAC	0,30 aAB	0,13 bB
10%VM+90%CAC	0,22 aC	0,09 bC
5%VM+95%CAC	0,22 aC	0,07 bD

Médias seguidas pelas mesmas letras maiúsculas na coluna e minúscula na linha, não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade de erro. SC – Substrato comercial a base de casca de pínus. VM – Vermicomposto. CAC – Casca de arroz carbonizada.

De acordo com Gomes e Paiva (2011, p. 101) o IQD é um bom índice de qualidade de mudas, pois leva em conta a robustez e o equilíbrio da distribuição de biomassa das mudas, sendo recomendado um valor mínimo de 0,20 (*Pseudotsuga menziesii* e *Picea abies*). Levando isto em consideração, as mudas adubadas apresentaram qualidade superior a das mudas não adubadas, corroborando com os resultados obtidos em outras variáveis neste estudo.

Para as espécies *Eucalyptus grandis* e *Corymbia citriodora* também se observou semelhança do IQD com os resultados obtidos nas outras variáveis, (STEFFEN et al., 2011, p. 80) corroborando com este estudo.

## 4.2 *Campomanesia xanthocarpa*

### 4.2.1 Análise de variância

As interações envolvendo inoculação micorrízica, para *C. xanthocarpa*, em sua maioria, não foram significativas, enquanto que os fatores adubo e substrato, tanto isolados quanto em interação, mostraram efeito significativo para a maioria das variáveis (TABELAS 12 E 13).

TABELA 12 – ANÁLISE DE VARIÂNCIA PARA AS VARIÁVEIS: ALTURA AOS 180 DIAS (H180), DIÂMETRO DO COLO AOS 180 DIAS (DC180) E AGREGAÇÃO DAS RAÍZES AO SUBSTRATO (ARS) DE MUDAS DE *C. xanthocarpa*.

Causa da Variação	GL	Quadrados Médios		
		H180	DC180	ARS
Inoculação Micorrízica	1	0,002 <sup>ns</sup>	<0,001 <sup>ns</sup>	2,34*
Adubo	1	4,50**	2,50**	104,75**
Substrato	6	0,11**	0,09**	26,97**
Inoculação Micorrízica X Adubo	1	0,01 <sup>ns</sup>	0,01**	0,22 <sup>ns</sup>
Inoculação Micorrízica X Substrato	6	0,003 <sup>ns</sup>	0,001 <sup>ns</sup>	1,44**
Adubo X Substrato	6	0,019**	0,003**	0,76 <sup>ns</sup>
Inoculação Micorrízica X Adubo X Substrato	6	0,003 <sup>ns</sup>	0,001 <sup>ns</sup>	0,65 <sup>ns</sup>
Blocos	4	0,013**	0,003**	0,80 <sup>ns</sup>
Resíduo (erro)	108	0,002	0,001	0,35
Média	-	14,67	2,22	3,72
CV <sub>exp.</sub> (%)	-	4,43	8,93	15,97

<sup>ns</sup> não significativo, \* e \*\* significativo ao nível de 1% e 5% de probabilidade de erro, respectivamente, pelo teste F. GL – graus de liberdade; CV<sub>exp.</sub>(%) – coeficiente de variação experimental.

TABELA 13 – ANÁLISE DE VARIÂNCIA PARA AS VARIÁVEIS: BIOMASSA SECA DA PARTE AÉREA (BSA), BIOMASSA SECA RADICAL (BSR), RELAÇÃO ALTURA E DIÂMETRO DO COLO (H/DC) E ÍNDICE DE QUALIDADE DE DICKSON (IQD) DE MUDAS DE *C. xanthocarpa*.

Causa da Variação	GL	Quadrados Médios			
		BSA	BSR	H/DC	IQD
Inoculação Micorrízica	1	0,02 <sup>ns</sup>	0,04*	0,43 <sup>ns</sup>	0,02 <sup>ns</sup>
Adubo	1	23,36**	5,53**	63,78**	8,66**
Substrato	6	0,70**	0,89**	1,02*	0,76**
Inoculação Micorrízica X Adubo	1	0,02 <sup>ns</sup>	0,002 <sup>ns</sup>	0,006 <sup>ns</sup>	0,009 <sup>ns</sup>
Inoculação Micorrízica X Substrato	6	0,01 <sup>ns</sup>	0,01 <sup>ns</sup>	0,22 <sup>ns</sup>	0,007 <sup>ns</sup>
Adubo X Substrato	6	0,06**	0,04**	1,55**	0,02**
Inoculação Micorrízica X Adubo X Substrato	6	0,01 <sup>ns</sup>	0,02*	0,29 <sup>ns</sup>	0,01*
Blocos	4	0,03**	0,01 <sup>ns</sup>	0,90*	0,008 <sup>ns</sup>
Resíduo (erro)	108	0,006	0,007	0,36	0,005
Média	-	0,93	0,43	6,39	0,15
CV <sub>exp.</sub> (%)	-	4,54	5,47	9,45	6,91

<sup>ns</sup> não significativo, \* e \*\* significativo ao nível de 1% e 5% de probabilidade de erro, respectivamente, pelo teste F. GL – graus de liberdade; CV<sub>exp.</sub>(%) – coeficiente de variação experimental.

#### 4.2.2 Altura da parte aérea

Verificou-se que não há influência da adubação até os 30 dias, tornando-se dispensável a adubação até este período. As mudas adubadas apresentaram um crescimento gradual ao longo das avaliações, apresentando 20,4 cm aos 180 dias, mais que o dobro da altura das mudas não adubadas, com 8,9 cm, as quais cresceram até os 60 dias e em seguida permaneceram com altura constante até o término do experimento, provavelmente porque haviam absorvido a maioria dos nutrientes contidos no substrato, além da perda por lixiviação, mostrando a importância da adubação de cobertura no crescimento das mudas desta espécie (GRÁFICO 8 e APÊNDICE 8).

Estes dados corroboram os resultados de Cruz, Paiva e Guerrero (2006, p. 543), os quais verificaram que mudas de *Samanea inopinata*, apresentaram melhor crescimento com adubação nitrogenada, comparando-se com as mudas do tratamento controle sem adubação.

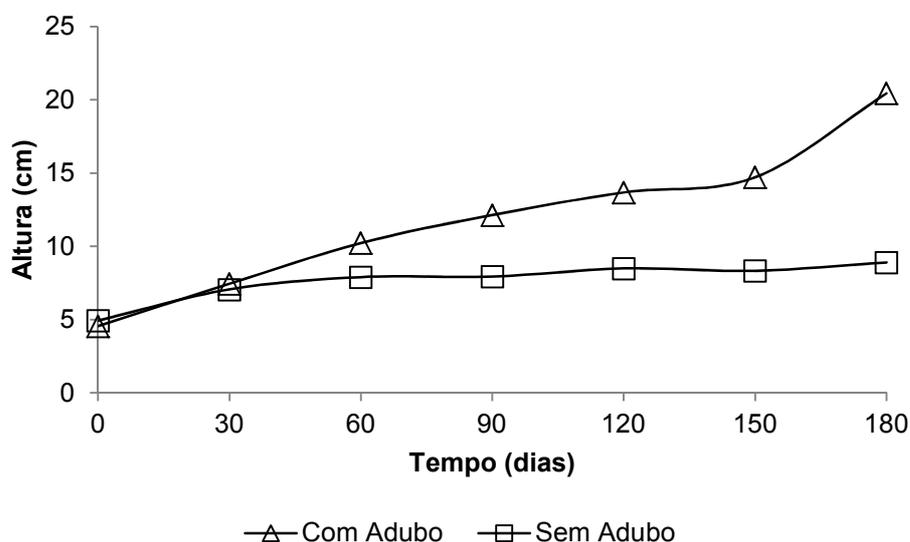


GRÁFICO 8 – ALTURA DE MUDAS (cm) DE *C. xanthocarpa* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, COM E SEM ADUBAÇÃO DE COBERTURA

Para as mudas com e sem inoculação micorrízica, não houve diferença de crescimento em nenhuma das épocas avaliadas, sendo estatisticamente iguais na

avaliação aos 180 dias, com 14,4 cm para as sem inoculação e 14,9 cm para as mudas inoculadas (GRÁFICO 9 e APÊNDICE 8).

Estes dados corroboram com Vandressen et al. (2007, p. 756, 758), os quais, trabalhando com cinco espécies arbóreas, verificaram que a inoculação não melhorou o crescimento das mudas em viveiro, além disso, a adição de adubos ao substrato promoveu melhor crescimento das mudas quando comparados ao controle sem adubação.

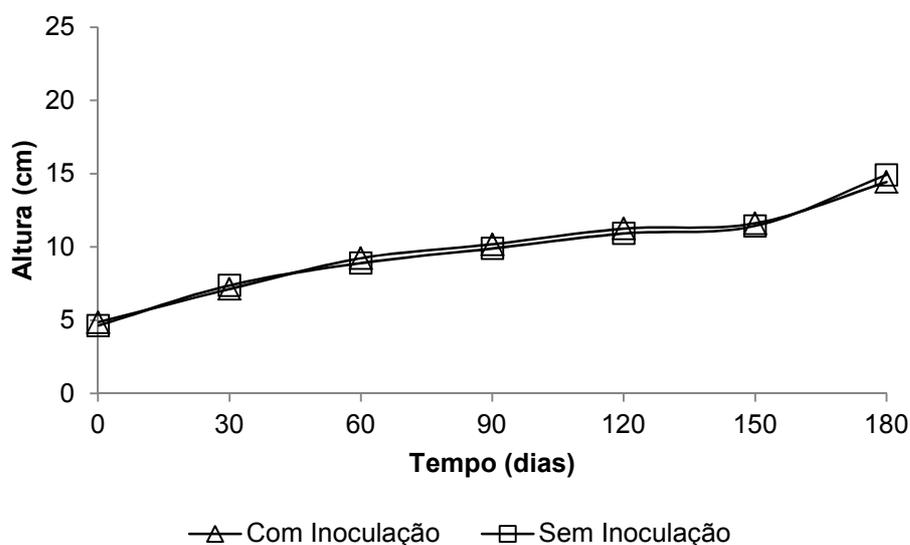


GRÁFICO 9 – ALTURA DE MUDAS (cm) DE *C. xanthocarpa* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, COM E SEM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA

Para todos os substratos com vermicomposto, houve um crescimento gradual ao longo das avaliações, verificando-se um destaque dos substratos com 50% e 40% de vermicomposto, com 17,9 cm e 16,7 cm, respectivamente aos 180 dias (GRÁFICO 10).

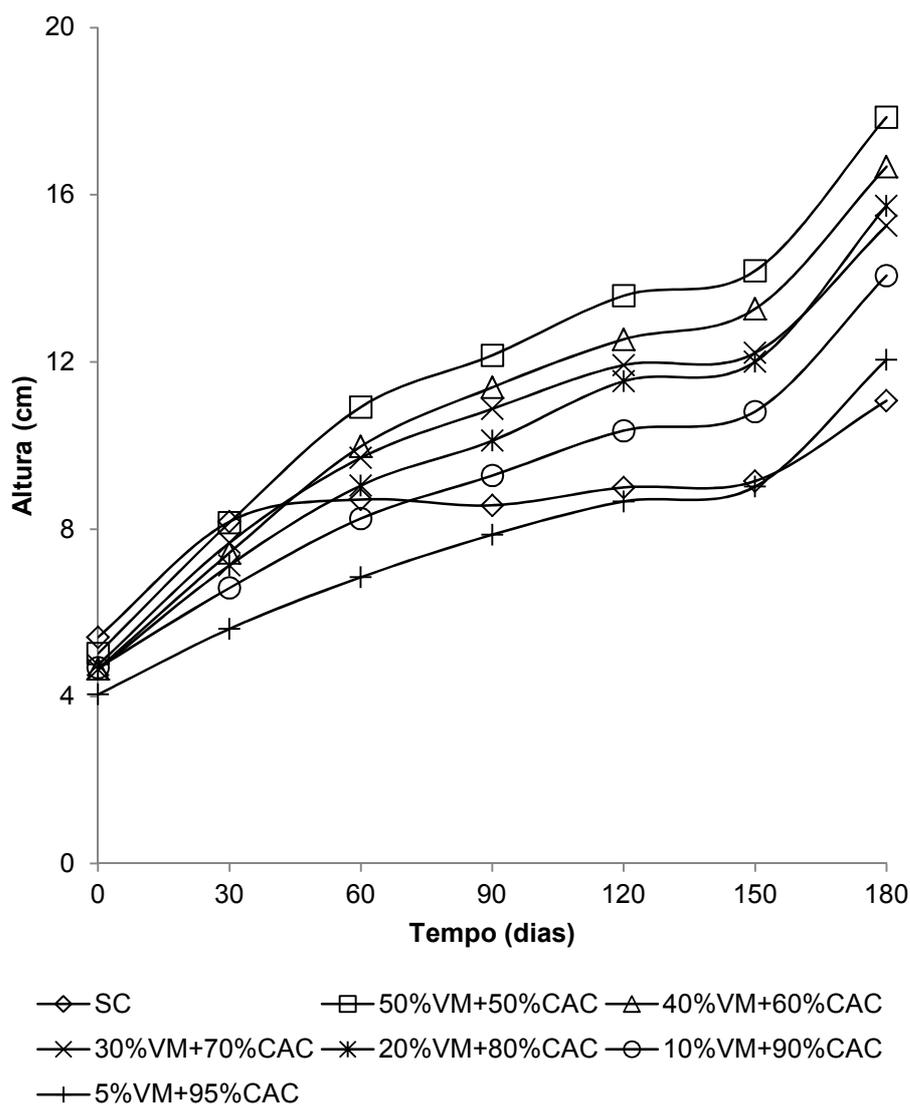


GRÁFICO 10 – ALTURA DE MUDAS (cm) DE *C. xanthocarpa* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS  
SC – Substrato comercial a base de casca de pinus. VM – Vermicomposto. CAC – Casca de arroz carbonizada.

O substrato comercial apresentou comportamento semelhante ao observado nas mudas de pitanga, com crescimento até os 30 dias e mantendo-se com o mesmo tamanho até os 150 dias, quando retomou o crescimento, devido a isso, este foi o substrato que apresentou menor crescimento das mudas aos 180 dias (11,1 cm), juntamente com o substrato com 5% de vermicomposto (12,0 cm) (GRÁFICO 10).

Corroborando com este estudo, Vogel et al. (2001, p. 26) verificaram baixo crescimento das mudas no substrato comercial, comparando-se com substratos com diferentes doses de vermicomposto, devido, provavelmente à baixa quantidade de nutrientes neste substrato.

A altura das mudas de *C. xanthocarpa* aos 180 dias foi significativamente influenciada pela adubação e pelos diferentes substratos testados (TABELA 14). Verificou-se que, independente do substrato, as mudas apresentaram melhor crescimento com adubação, apresentando incremento maior que o dobro, em relação às mudas não adubadas.

TABELA 14 – ALTURA DE MUDAS (cm) AOS 180 DIAS, DE *C. xanthocarpa*, COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS

Substratos	Com Adubo	Sem adubo
SC	14,23 aD	7,92 bC
50%VM+50%CAC	24,79 aA	10,92 bA
40%VM+60%CAC	22,74 aAB	10,60 bA
30%VM+70%CAC	21,06 aB	9,45 bAB
20%VM+80%CAC	22,50 aAB	8,96 bBC
10%VM+90%CAC	19,91 aBC	8,22 bBC
5%VM+95%CAC	17,83 aC	6,27 bD

Médias seguidas pelas mesmas letras maiúsculas na coluna e minúscula na linha, não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade de erro. SC – Substrato comercial a base de casca de pínus. VM – Vermicomposto. CAC – Casca de arroz carbonizada.

Em relação aos substratos, nas mudas adubadas, os melhores foram os que continham entre 20% e 50% de vermicomposto, enquanto que no substrato comercial, as mudas apresentaram desempenho inferior aos demais. Para as mudas sem adubação, os melhores substratos foram os com 30% a 50% de vermicomposto.

Caldeira et al. (2004, p. 24) trabalhando com *Eucalyptus saligna* verificaram crescimento gradual das mudas em altura conforme aumentava-se a concentração de vermicomposto no substrato, não demonstrando estabilização no crescimento até a concentração de 40%. Em contrapartida, neste estudo verificou-se estabilização no crescimento das mudas de *C. xanthocarpa* a partir de 30% de vermicomposto.

A ausência de resposta dos FMAs pode ser devido a algumas plantas necessitarem de mais tempo em viveiro para estabelecimento da simbiose efetiva, podendo demorar mais de seis meses para as plantas começarem a responder à inoculação (SILVA et al., 2006, p. 252). Isto pode ocorrer principalmente quando se utilizam substratos ricos em nutrientes, como foi o caso do atual estudo.

Porém nas condições deste estudo não seria possível manter as mudas inoculadas por mais tempo em viveiro, pois os tratamentos com adubação já haviam atingido os valores ideais de altura para plantio a campo.

Bardivieso et al. (2011, p. 58) verificaram que mudas de *Campomanesia pubescens* atingiram a altura de 5 cm após 100 dias de experimento. Este valor é inferior aos observados neste estudo, até mesmo das mudas que não receberam adubação.

Correia et al. (2005 p. 89) obtiveram 25,6 cm de altura em mudas de *Psidium guajava* em substrato com 50% de vermicomposto e 50% de casca de arroz carbonizada, valor muito semelhante ao atual estudo na mesma proporção dos substratos.

De acordo com Scremin-Dias et al. (2006, p. 52) a altura ideal para expedição das mudas é entre 20 e 35 cm. Levando isto em consideração, somente as mudas adubadas, nos substratos entre 20% e 50% de vermicomposto poderiam ser plantadas a campo.

#### 4.2.3 Diâmetro do colo

Verificou-se que não houve diferenças entre as adubações até o período de 60 dias, mas em seguida observou-se crescimento gradativo das mudas adubadas ao longo do tempo, enquanto que as não adubadas permaneceram com os valores praticamente constantes. Aos 180 dias as mudas adubadas estavam com 2,88 mm, enquanto que as não adubadas apresentavam 1,55 mm (GRÁFICO 11 e APÊNDICE 8).

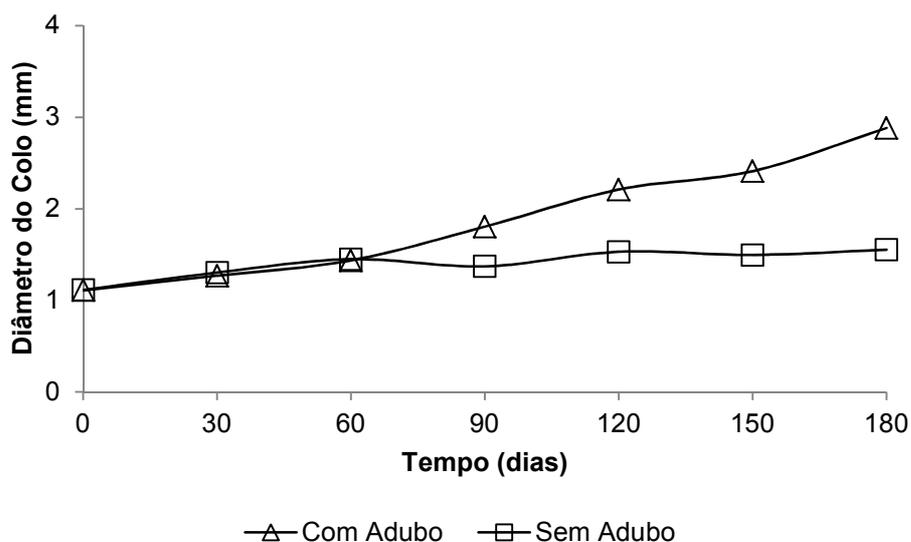


GRÁFICO 11 – DIÂMETRO DO COLO (mm) DE MUDAS DE *C. xanthocarpa* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, COM E SEM ADUBAÇÃO DE COBERTURA

Ao contrário do observado neste estudo, Souza et al. (2001, p. 93) trabalhando com *Eugenia dysenterica*, verificaram diferenças significativas apenas aos 60 dias, entre mudas adubadas e não adubadas, sendo que ao final do experimento aos 160 dias, os valores de diâmetro do colo foram estatisticamente iguais entre os tratamentos.

Em relação à inoculação micorrízica, não houve diferenças no diâmetro do colo durante as avaliações, apresentando aos 180 dias os valores de 2,20 mm e 2,23 mm para mudas com e sem inoculação, respectivamente (GRÁFICO 12 e APÊNDICE 8).

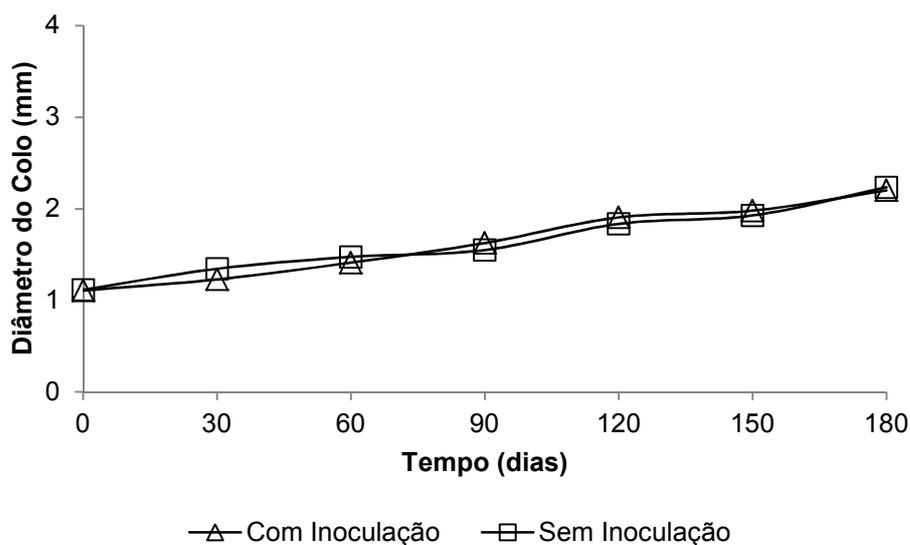


GRÁFICO 12 – DIÂMETRO DO COLO (mm) DE MUDAS DE *C. xanthocarpa* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, COM E SEM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA

Estes dados diferiram dos encontrados por Lacerda et al. (2011, p. 381) trabalhando com *Campomanesia cambessedeanae*, na qual as mudas com e sem inoculação micorrízica aos 120 dias apresentavam diferenças significativas de crescimento em diâmetro do colo. Segundo os mesmos autores, as espécies pioneiras respondem melhor à inoculação, como foi o caso de *C. cambessedeanae*. Apesar de pertencerem ao mesmo gênero, não pertencem ao mesmo grupo sucessional, fato que provavelmente pode ter influenciado os resultados do presente estudo.

Pouyu-Rojas, Siqueira e Santos (2006, p. 420) estudando a compatibilidade simbiótica entre diversas espécies de plantas e de fungos, verificaram que o comportamento sucessional da planta influencia na compatibilidade planta-fungo, sendo que as espécies pioneiras são mais promíscuas, enquanto que as clímax são mais restritas à simbiose. O que pode ter ocorrido no neste trabalho com a *C. xanthocarpa*, pois é uma espécie clímax e pode ser mais restrita à espécie de fungo compatível para realizar a simbiose.

Verificou-se um crescimento gradual para a maioria dos substratos, exceto para o substrato comercial, no qual as mudas cresceram até os 60 dias e em seguida permaneceram estáveis até o final do experimento. Aos 180 dias os substratos com 50% e 40% de vermicomposto apresentaram os melhores resultados, com 2,61 mm e 2,48 mm, respectivamente, enquanto que o substrato

comercial (1,79 mm) e o substrato com 5% de vermicomposto (1,81 mm) obtiveram os piores desempenhos (GRÁFICO 13).

Em contrapartida, Schumacher et al. (2001, p. 126) verificaram que na proporção de 30% de vermicomposto foi observado o melhor crescimento das mudas de *Eucalyptus grandis*, sendo que concentrações acima desta causaram diminuição no crescimento das mudas.

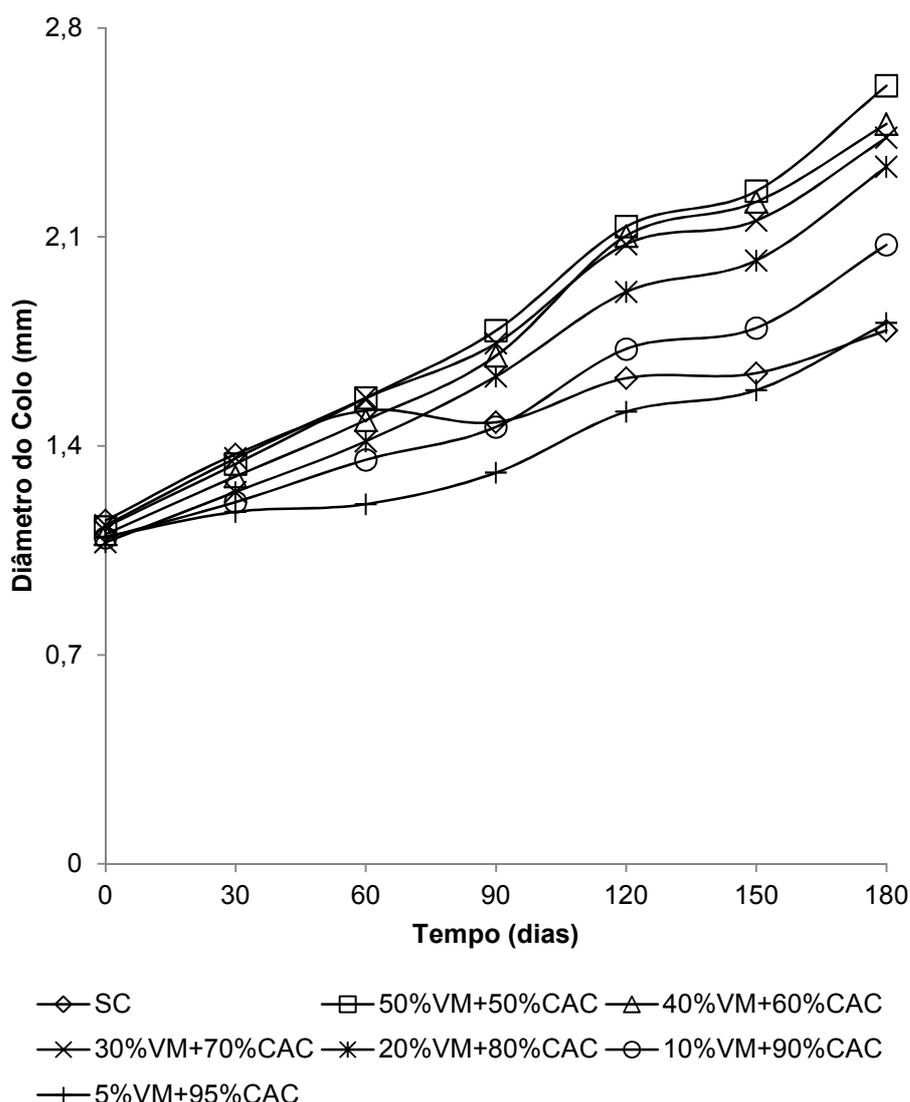


GRÁFICO 13 – DIÂMETRO DO COLO (mm) DE MUDAS DE *C. xanthocarpa* AOS 30, 60, 90, 120, 150 E 180 DIAS, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS  
 SC – Substrato comercial a base de casca de pinus. VM – Vermicomposto. CAC – Casca de arroz carbonizada.

O diâmetro do colo sofreu influência da interação entre inoculação micorrízica e adubação, sendo que o melhor diâmetro foi observado nas mudas com adubação e sem inoculação micorrízica (TABELA 15).

TABELA 15 – DIÂMETRO DO COLO (mm) AOS 180 DIAS, EM MUDAS DE *C. xanthocarpa*, COM E SEM ADUBAÇÃO E INOCULAÇÃO MICORRÍZICA

Substratos	Com inoculação	Sem inoculação
Com Adubo	2,81 bA	2,95 aA
Sem adubo	1,59 aB	1,51 bB

Médias seguidas pelas mesmas letras maiúsculas na coluna e minúscula na linha, não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade de erro.

Verificou-se que em todos os substratos testados, o diâmetro do colo nas mudas adubadas foi estatisticamente superior às não adubadas. Observou-se também um aumento gradativo no diâmetro do colo conforme se aumentou a concentração de vermicomposto no substrato. Para as mudas adubadas, o crescimento estabilizou a partir de 20% de vermicomposto no substrato, enquanto que para as mudas não adubadas isto foi verificado a partir da concentração de 30% de vermicomposto (TABELA 16).

TABELA 16 – DIÂMETRO DO COLO (mm) AOS 180 DIAS, EM MUDAS DE *C. xanthocarpa*, COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS

Substratos	Com Adubo	Sem adubo
SC	2,23 aC	1,34 bC
50%VM+50%CAC	3,37 aA	1,84 bA
40%VM+60%CAC	3,21 aA	1,75 bA
30%VM+70%CAC	3,15 aA	1,71 bAB
20%VM+80%CAC	3,10 aA	1,57 bB
10%VM+90%CAC	2,71 aB	1,43 bC
5%VM+95%CAC	2,40 aC	1,22 bD

Médias seguidas pelas mesmas letras maiúsculas na coluna e minúscula na linha, não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade de erro. SC – Substrato comercial a base de casca de pínus. VM – Vermicomposto. CAC – Casca de arroz carbonizada.

Corroborando com este estudo, Caldeira et al. (2004, p. 24) verificaram que o substrato comercial acarretou baixo crescimento das mudas de *Eucalyptus saligna*, enquanto que para *Plinia* sp. o melhor substrato foi o a base de casca de pínus, sendo superior aos outros substratos com vermicomposto (DANNER et al., 2007, p. 181).

Correia et al. (2005, p. 89) trabalhando com substratos a base de vermicomposto e casca de arroz carbonizada (1:1), obteve diâmetro do colo de 4,7 mm, para mudas de *Psidium guajava*. Valor superior ao encontrado neste estudo com a mesma concentração de substratos. Enquanto que Bardivieso et al. (2011) obteve 2 mm de diâmetro do colo para mudas de *Campomanesia pubescens*, valor inferior ao observado no presente estudo.

#### 4.2.4 Agregação das raízes ao substrato

Independente do tratamento, as mudas adubadas apresentaram maior valor de agregação das raízes ao substrato (4,59) quando comparadas às não adubadas (2,86), possivelmente devido à maior disponibilidade de nutrientes nos substratos adubados. Este resultado foi contrário ao encontrado nas mudas de *E. uniflora*, mas deve-se levar em consideração que as sementes de *C. xanthocarpa* são menores que as da *E. uniflora* e consomem toda a sua reserva durante o processo germinativo e, devido a isso, precisam obter mais nutrientes do substrato para suprir o crescimento da muda.

Verificou-se acréscimo nos valores da agregação das raízes ao substrato conforme se aumentava a concentração de vermicomposto nos substratos, sendo que as melhores agregações foram para os substratos com 30% a 50% de vermicomposto e a menor agregação para o substrato comercial (GRÁFICO 14).

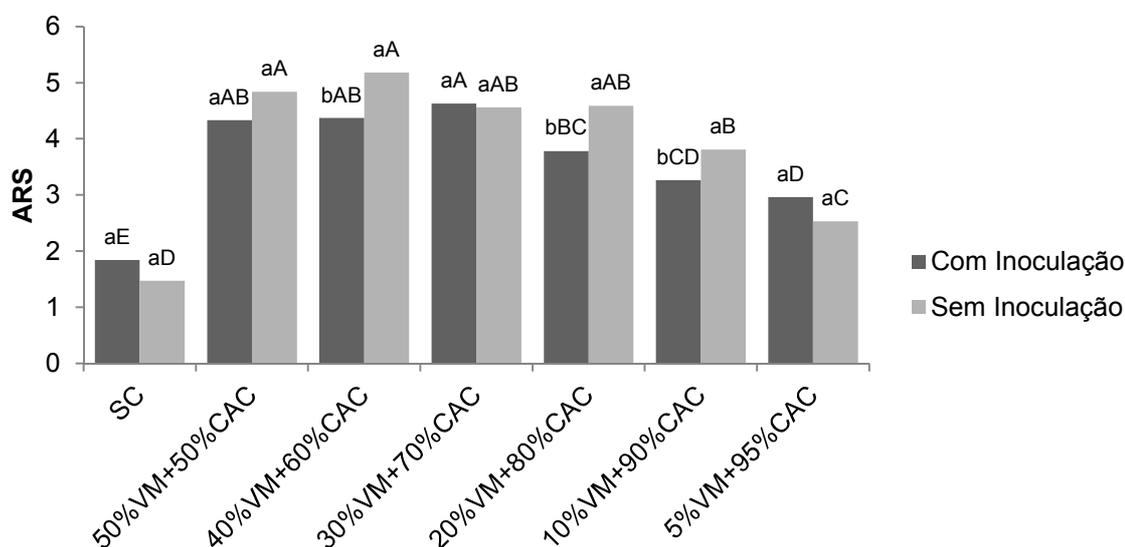


GRÁFICO 14 – AGREGAÇÃO DAS RAÍZES AO SUBSTRATO EM MUDAS DE *C. xanthocarpa*, COM E SEM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS

Médias seguidas pelas mesmas letras maiúsculas (entre substratos) e minúsculas (inoculação micorrízica), não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade de erro. SC – Substrato comercial a base de casca de pinus. VM – Vermicomposto. CAC – Casca de arroz carbonizada.

A maior agregação nos substratos sem inoculação micorrizica foi inesperada, pois como verificado nos trabalhos de Silva et al. (2008, p. 865), Santos et al. (2008, p. 78) e Machineski et al. (2009, p. 569) a resposta aos FMAs induz ao maior incremento em biomassa seca radicial, o que deveria aumentar a agregação das raízes ao substrato.

Mesmo assim, as mudas apresentaram valores baixos para agregação, o mesmo foi observado por Mula (2011, p. 67), a qual sugeriu a utilização de tubetes com menor volume, o que causaria maior agregação das raízes, as quais ocupariam menor espaço, porém isto é um fator que deve ser estudado primeiro, pois em tubetes menores, também há menor quantidade de substrato e, conseqüentemente, menos nutrientes para as mudas.

Correia et al. (2005, p. 90) trabalhando com porta-enxertos de *Psidium guajava*, verificaram que o substrato contendo 50% de vermicomposto e 50% de casca de arroz carbonizada, apresentou ótima agregação das raízes ao substrato.

#### 4.2.5 Biomassa seca da parte aérea e radicial

Independente do substrato, as mudas adubadas obtiveram valores estatisticamente superiores às mudas não adubadas, apresentando grandes diferenças, como no substrato com 5% de vermicomposto e 95% de casca de arroz carbonizada, para a biomassa seca da parte aérea (TABELA 17).

TABELA 17 – BIOMASSA SECA DA PARTE AÉREA (g) DE MUDAS DE *C. xanthocarpa*, COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS

Substratos	Com Adubo	Sem adubo
SC	0,71 aE	0,17 bC
50%VM+50%CAC	2,44 aA	0,38 bA
40%VM+60%CAC	2,10 aAB	0,34 bA
30%VM+70%CAC	1,77 aBC	0,31 bA
20%VM+80%CAC	1,89 aB	0,23 bB
10%VM+90%CAC	1,40 aC	0,16 bC
5%VM+95%CAC	0,99 aD	0,11 bD

Médias seguidas pelas mesmas letras maiúsculas na coluna e minúscula na linha, não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade de erro. SC – Substrato comercial a base de casca de pinus. VM – Vermicomposto. CAC – Casca de arroz carbonizada.

As mudas adubadas apresentaram maior crescimento nos substratos com 40% e 50% de vermicomposto, enquanto que nas mudas não adubadas, foram os substratos com 30% a 50% de vermicomposto.

Correia et al. (2005, p. 90) trabalhando com substratos a base de vermicomposto e casca de arroz carbonizada (1:1) obtiveram 4,2 g de biomassa seca aérea para mudas de *Psidium guajava*, o qual difere do encontrado neste estudo.

Para a biomassa seca radicial observou-se interação entre os três fatores avaliados. Independente do substrato, as mudas adubadas apresentaram os melhores resultados. Para a inoculação micorrízica, verificaram-se diferenças apenas no substrato com 20% de vermicomposto e com adubação, sendo que as mudas não inoculadas apresentaram os melhores resultados (TABELA 18).

TABELA 18 – BIOMASSA SECA RADICIAL (g) DE MUDAS DE *C. xanthocarpa*, COM E SEM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA, COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS

Substratos	Com inoculação		Sem inoculação	
	Com Adubo	Sem adubo	Com Adubo	Sem adubo
SC	0,27 aB	0,11 bC	0,22 aC	0,13 bDE
50%VM+50%CAC	0,78 aA	0,38 bA	0,88 aA	0,42 bA
40%VM+60%CAC	0,72 aA	0,39 bA	0,82 aA	0,35 bAB
30%VM+70%CAC	0,75 aA	0,33 bA	0,83 aA	0,33 bAB
20%VM+80%CAC	0,56 bA	0,22 cB	0,81 aA	0,26 cBC
10%VM+90%CAC	0,56 aA	0,16 bBC	0,47 aB	0,18 bCD
5%VM+95%CAC	0,33 aB	0,12 bC	0,47 aB	0,11 bE

Médias seguidas pelas mesmas letras maiúsculas na coluna e minúscula na linha, não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade de erro. SC – Substrato comercial a base de casca de pinus. VM – Vermicomposto. CAC – Casca de arroz carbonizada.

Em relação aos substratos testados, para mudas adubadas, verificou-se uma estabilização no incremento em biomassa radicial após determinada quantidade de vermicomposto no substrato, sendo que para mudas adubadas isto ocorreu acima da concentração de 20% e nas não adubadas, acima de 30%.

Correia et al. (2005, p. 90) obtiveram 2,4 g de biomassa seca radicial em mudas de *Psidium guajava*, produzidas em substrato com 50% de vermicomposto e 50% de casca de arroz carbonizada. Mesmo sendo uma espécie pertencente à mesma família da espécie em estudo, verificou-se uma diferença grande entre os valores de biomassa no mesmo substrato.

Steffen et al. (2011, p. 78, 79) verificaram respostas diferentes em relação ao incremento em biomassa seca aérea e radicial para a espécie *Corymbia*

*citriodora*, no qual a concentração de 80% de vermicomposto foi melhor para aumentar a biomassa seca aérea, enquanto as concentrações de 40%, 50% e 60% foram melhores para elevar a biomassa seca radicial. Neste trabalho também se verificou comportamento semelhante, visto que para a biomassa seca aérea, as melhores concentrações são 40% e 50%, enquanto que para a biomassa seca radicial, as melhores proporções de vermicomposto foram de 20% a 50%.

Machineski et al. (2009, p. 569) trabalhando com *Aspidosperma polyneuron*, uma espécie clímax, verificaram respostas diferentes de acordo com a espécie de fungo utilizada, sendo que a mistura de FMAs teve um dos menores resultados de biomassa seca aérea e radicial, igualando-se ao controle. Isto pode justificar a ausência de resposta à inoculação, pois devido à *C. xanthocarpa* ser também uma espécie clímax, provavelmente as espécies de FMAs utilizadas neste trabalho não apresentaram compatibilidade simbiótica com suas raízes.

#### 4.2.6 Índices de qualidade de mudas: relação entre altura e diâmetro do colo e índice de qualidade de Dickson

Em todos os substratos contendo vermicomposto e casca de arroz carbonizada, os valores (H/DC) foram maiores para as mudas adubadas, enquanto que para o substrato comercial, as mudas com e sem adubação foram estatisticamente iguais (TABELA 19).

TABELA 19 – RELAÇÃO ENTRE ALTURA E DIÂMETRO DO COLO EM MUDAS DE *C. xanthocarpa*, COM E SEM ADUBO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS

Substratos	Com Adubo	Sem adubo
SC	6,38 aB	5,89 aAB
50%VM+50%CAC	7,36 aA	5,94 bA
40%VM+60%CAC	7,09 aAB	6,08 bA
30%VM+70%CAC	6,65 aAB	5,52 bAB
20%VM+80%CAC	7,25 aA	5,71 bAB
10%VM+90%CAC	7,32 aA	5,73 bAB
5%VM+95%CAC	7,40 aA	5,13 bB

Médias seguidas pelas mesmas letras maiúsculas na coluna e minúscula na linha, não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade de erro. SC – Substrato comercial a base de casca de pinus. VM – Vermicomposto. CAC – Casca de arroz carbonizada.

Em relação aos substratos, verificou-se que foram muito semelhantes entre si, tendo pouca diferença significativa tanto nas mudas adubadas, quanto nas não adubadas. Desta forma, este índice não se mostrou adequado para avaliar a qualidade das mudas de *C. xanthocarpa*, pois não pode diferenciar os diferentes substratos em níveis de qualidade. Este padrão de semelhança também foi verificado por Caldeira et al. (2008, p. 30), apresentando resultados diferentes aos encontrados nos outros tratamentos.

De acordo com Carneiro (1995, p. 79-81) para as plantas apresentarem um bom equilíbrio de crescimento da parte aérea, estas devem apresentar valores entre 5,4 e 8,1. Levando isto em consideração, praticamente todos os tratamentos apresentaram bom equilíbrio de crescimento, porém como já foi verificado em outras variáveis analisadas, há grandes diferenças de qualidade entre os tratamentos de adubação e entre os diferentes substratos.

Além disso, de acordo com Campos e Uchida (2002, p. 286), uma menor relação H/DC implica em mudas mais resistentes no campo. Contudo, isto não pode ser considerado neste trabalho, pois os menores índices foram observados nas mudas visualmente de menor qualidade.

Para o índice de qualidade de Dickson a inoculação micorrízica apresentou efeito significativo apenas no tratamento com 20% de vermicomposto com adubação, sendo que as mudas sem inoculação e com adubo apresentaram melhor qualidade (TABELA 20).

TABELA 20 – ÍNDICE DE QUALIDADE DE DICKSON EM MUDAS DE *C. xanthocarpa*, COM E SEM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA, COM E SEM ADUBAÇÃO, PRODUZIDAS EM DIFERENTES SUBSTRATOS

Substratos	Com inoculação		Sem inoculação	
	Com Adubo	Sem adubo	Com Adubo	Sem adubo
SC	0,11 aC	0,04bC	0,09 aC	0,04 bCD
50%VM+50%CAC	0,29 aA	0,11 bA	0,34 aA	0,11 bA
40%VM+60%CAC	0,26 aAB	0,11 bA	0,32 aA	0,09 bAB
30%VM+70%CAC	0,27 aAB	0,10 bA	0,31 aA	0,10 bA
20%VM+80%CAC	0,22 bB	0,07 cB	0,30 aA	0,07 cB
10%VM+90%CAC	0,20 aB	0,05 bC	0,18 aB	0,05 bC
5%VM+95%CAC	0,12 aC	0,04 bC	0,15 bC	0,03 bD

Médias seguidas pelas mesmas letras maiúsculas na coluna e minúscula na linha, não diferem estatisticamente pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade de erro. SC – Substrato comercial a base de casca de pinus. VM – Vermicomposto. CAC – Casca de arroz carbonizada.

As mudas adubadas, em todos os substratos apresentaram maior qualidade, comparando-se com as mudas não adubadas. Tanto nas mudas adubadas quanto

nas não adubadas, os melhores substratos foram os com 30% a 50% de vermicomposto.

Este índice se mostrou adequado para a avaliação da qualidade das mudas de *C. xanthocarpa*, pois separou as mudas em diferentes níveis de qualidade, semelhantes aos observados em outras variáveis, corroborando com os estudos de Cruz, Paiva e Guerrero (2006, p. 541, 543).

De acordo com Gomes e Paiva (2011, p. 101) para as mudas serem consideradas de qualidade, este índice deve ser maior que 0,20 (*Pseudotsuga menziesii* e *Picea abies*). Verificou-se que este valor se aplica bem para a espécie em estudo, pois independente da inoculação micorrízica, as mudas sem adubação apresentaram valores inferiores aos das mudas adubadas, como também, verificou-se que o substrato comercial e os com 5% e 10% de vermicomposto não se mostraram adequados para produzir mudas de guabiroba com qualidade (TABELA 20).

De acordo com Gonçalves e Poggiani (1996, p. 8) substratos adequados para propagação de mudas podem ser obtidos pela mistura de 70% a 80% de composto orgânico e 20% a 30% de um resíduo orgânico incinerado. Porém, neste trabalho, verificou-se estabilização no crescimento das mudas nas concentrações acima de 20% ou 40% de vermicomposto, dependendo da variável analisada. Enquanto que pelo IQD observou-se que a qualidade das mudas foi significativa a partir da concentração de 30% de vermicomposto, a qual pode ser considerada adequada para o crescimento de mudas de *C. xanthocarpa*, visto que o custo de obtenção da casca de arroz carbonizada é menor.

#### 4.3 ANÁLISE DOS SUBSTRATOS

Os resultados das análises físicas (densidade aparente, porosidade total, espaço de aeração e capacidade de retenção de água) e químicas (matéria orgânica, pH, condutividade elétrica, macronutrientes (Ca, Mg, K, P, S e N<sub>disp</sub>) e micronutrientes (Cu, Fe, Mn e Zn) nos substratos estudados estão nas Tabelas 21 e 22.

TABELA 21 – ANÁLISES QUÍMICAS E FÍSICAS NOS SUBSTRATOS ESTUDADOS: pH (ÁGUA), CONDUTIVIDADE ELÉTRICA (CE), DENSIDADE APARENTE (DA), MATÉRIA ORGÂNICA (MO), POROSIDADE TOTAL (PT), ESPAÇO DE AERAÇÃO (EA) E CAPACIDADE DE RETENÇÃO DE ÁGUA (CRA)

Substratos	pH	CE	DA	MO	PT	EA	CRA
	(H <sub>2</sub> O)	mS cm <sup>-1</sup>	Kg m <sup>-3</sup>			%	
SC	6,06	0,76	317	33,55	58,15	26,01	32,14
50%VM+50%CAC	6,41	0,48	205	63,66	61,87	25,01	36,86
40%VM+60%CAC	6,44	0,46	124	64,68	65,18	29,84	35,35
30%VM+70%CAC	6,45	0,42	119	57,01	70,93	37,81	33,13
20%VM+80%CAC	6,54	0,33	138	53,38	76,83	46,87	29,96
10%VM+90%CAC	6,94	0,24	132	48,74	79,81	49,26	30,45
5%VM+95%CAC	7,25	0,19	72	32,19	83,03	50,78	32,45

SC – Substrato comercial a base de casca de pinus. VM – Vermicomposto. CAC – Casca de arroz carbonizada.

TABELA 22 – CONCENTRAÇÃO DOS MACRONUTRIENTES CÁLCIO (Ca<sup>+2</sup>), MAGNÉSIO (Mg<sup>+2</sup>), POTÁSSIO (K<sup>+</sup>), FÓSFORO (P), ENXOFRE (S) E NITROGÊNIO DISPONÍVEL (N<sub>disp</sub>) E DOS MICRONUTRIENTES COBRE (Cu), FERRO (Fe), MANGANÊS (Mn) E ZINCO (Zn) NOS SUBSTRATOS ESTUDADOS

Substratos	Ca <sup>+2</sup>	Mg <sup>+2</sup>	K <sup>+</sup>	P	S	N <sub>disp</sub>	Cu	Fe	Mn	Zn
	cmolc dm <sup>-3</sup>			mg dm <sup>-3</sup>						
SC	19,23	3,77	1,12	372,5	309,9	25,7	0,17	189,3	37,0	7,17
50%VM+50%CAC	9,17	6,43	3,59	946,3	102,7	28,4	3,13	215,7	132,7	49,33
40%VM+60%CAC	8,61	5,66	3,59	874,5	99,92	28,07	3,27	218,0	131,3	40,33
30%VM+70%CAC	7,63	2,96	3,42	923,7	72,29	26,67	3,27	219,0	165,3	51,33
20%VM+80%CAC	4,54	2,80	3,59	686,5	53,93	23,63	2,87	216,3	140,0	37,0
10%VM+90%CAC	2,53	2,21	3,42	477,7	45,99	22,07	2,27	127,3	103,0	21,0
5%VM+95%CAC	1,73	1,45	4,02	341,3	34,47	18,87	1,83	106,7	103,0	11,77

SC – Substrato comercial a base de casca de pinus. VM – Vermicomposto. CAC – Casca de arroz carbonizada.

#### 4.3.1 Análises físicas

A densidade aparente apresentou decréscimos no seu valor com o aumento da proporção de casca de arroz carbonizada nos substratos. O maior valor foi verificado para o substrato comercial a base de casca de pinus.

De acordo com Gonçalves e Poggiani (1996, p. 7) a densidade dos substratos não deve ser inferior a 250 Kg m<sup>-3</sup>, porém entre os substratos estudados somente o substrato comercial mostrou-se acima deste nível. Apesar disso, verificou-se que o crescimento das mudas de *E. uniflora* e *C. xanthocarpa* não foi prejudicado pelos substratos com menor densidade. Este requerimento de menor densidade pode ser devido ao grupo sucessional destas espécies, consideradas como secundárias tardias ou clímax (CARVALHO, 2006), pois seu crescimento

inicial ocorre sobre a serapilheira, a qual contém partículas leves ocupando bastante volume de solo.

Verificou-se uma faixa ideal de densidade para o crescimento das mudas de *C. xanthocarpa*, pois tanto o substrato comercial com  $317 \text{ Kg m}^{-3}$  como o substrato com 95% de casca de arroz carbonizada com  $72 \text{ Kg m}^{-3}$  não apresentaram bons resultados para o crescimento das mudas. *E. uniflora* indicou ser mais tolerante a este aumento de densidade, pois as mudas sem adubação apresentaram crescimento intermediário no substrato comercial.

De acordo com Meurer (2007, p. 67) o aumento da densidade do solo (substrato) reduz a taxa de difusão do  $\text{O}_2$  nos poros e, em consequência, a respiração das raízes, além de aumentar a resistência de penetração das raízes. Fato que pode ter ocorrido no substrato comercial, visto que este substrato também apresentou menores valores de porosidade total e espaço de aeração.

A densidade aparente para casca de arroz carbonizada pura, no trabalho de Schimitz, Souza e Kämpf (2002, p. 941) foi de  $136 \text{ Kg m}^{-3}$ , valor superior ao encontrado no atual estudo, no qual o substrato com maior proporção de casca de arroz carbonizada (95%) apresentou densidade de  $72 \text{ Kg m}^{-3}$ .

Para o substrato comercial a base de casca de pínus, os trabalhos de Oliveira et al. (2008, p. 125) e de Scivittaro et al. (2007, p. 16) apresentaram valores de densidade aparente de 340 e  $315 \text{ Kg m}^{-3}$ , respectivamente, semelhantes ao encontrado neste estudo, de  $317 \text{ Kg m}^{-3}$ .

Para a porosidade total, verificou-se um aumento gradativo com o aumento da concentração de casca de arroz carbonizada no substrato, sendo que o substrato comercial apresentou o menor valor de porosidade, corroborando com os dados de Guerrini e Trigueiro (2004, p. 1073), os quais verificaram também que a casca de arroz carbonizada diminui a capacidade de retenção de água, sendo inviável seu uso em altas doses.

Schimitz, Souza e Kämpf (2002, p. 941) verificaram que a porosidade total da casca de arroz carbonizada pura é de 85%, corroborando com o atual estudo, pois no substrato com maior proporção de casca de arroz carbonizada (95%) obteve-se o valor de 83,03%, sendo que a pequena diferença entre os valores se deve aos 5% de vermicomposto no substrato.

Enquanto que no trabalho de Scivittaro et al. (2007, p. 17) o substrato com 50% de vermicomposto e 50% de casca de arroz carbonizada apresentou 79,3% de

porosidade total, valor superior ao deste estudo, no qual a mesma proporção de vermicomposto e casca de arroz carbonizada obteve o valor de 61,87%.

O substrato comercial juntamente com os substratos com 30% a 50% de vermicomposto apresentaram valores médios de porosidade, enquanto que os substratos com 5% a 20% de vermicomposto obtiveram valores altos de porosidade total, de acordo com os valores estabelecidos por Gonçalves e Poggiani (1996, p. 7).

Em outros trabalhos, para a porosidade total do substrato comercial a base de casca de pínus, observaram-se valores diferentes dos encontrados neste estudo (58,15%), sendo todos maiores. Tais como 65,69% (BORTOLINI et al., 2012, p. 42), 76,5% (LOPES et al., 2008, p. 361), 80,8% (SCIVITTARO et al., 2007, p. 17) e 78,7% (OLIVEIRA et al., 2008, p. 125).

O espaço de aeração também aumentou de acordo com o aumento da concentração de casca de arroz carbonizada no substrato, sendo que o substrato comercial apresentou valor semelhante ao substrato com 50% de vermicomposto. Isto também ocorreu no estudo de Oliveira et al. (2008, p. 125), no qual o substrato com 50% de casca de arroz carbonizada apresentou 31,42% de espaço de aeração, enquanto que o substrato com a proporção de 30%, obteve o resultado de 21,02%.

Para o substrato comercial e os substratos com concentração entre 30% e 50% de vermicomposto, o espaço de aeração está em uma faixa considerada adequada (35-45) (GONÇALVES; POGGIANI, 1996, p. 7), enquanto que nos substratos com maiores concentrações de casca de arroz carbonizada (80%, 90% e 95%) o espaço de aeração está alto e acima do adequado, podendo justificar o menor crescimento das mudas nestes substratos.

Para o substrato comercial, observou-se que para Oliveira et al. (2008, p. 125) o espaço de aeração foi de 16,95%, valor inferior ao encontrado neste estudo. Enquanto que Scivittaro et al. (2007, p. 17) e Lopes et al. (2008, p. 361) apresentaram valores semelhantes ao obtido neste estudo (26,01%), com 28,3% e 29,94%, respectivamente.

A capacidade de retenção de água apresentou valores considerados de nível médio (25-50) e abaixo da faixa considerada adequada (45-55) (GONÇALVES; POGGIANI, 1996, p. 7). Porém isto não foi um fator limitante no crescimento das mudas de *E. uniflora* e *C. xanthocarpa*. Ao contrário do encontrado por Trigueiro e Guerrini (2003), os quais verificaram que a proporção de 60% de casca de arroz

carbonizada afetou negativamente o desenvolvimento das mudas de *Eucalyptus grandis*, devido à menor capacidade de retenção de água neste substrato.

Scivittaro et al. (2007, p. 17) estudando um substrato com mesmas proporções de vermicomposto e casca de arroz carbonizada, obtiveram 41% de capacidade de retenção de água, valor superior ao encontrado no atual estudo. Em relação ao substrato comercial, Bortolini et al. (2012, p. 42), Lopes et al. (2008, p. 361) e Oliveira et al. (2008, p. 125), também encontraram valores superiores ao obtido neste estudo (32,14%), apresentando 60,4%, 46,56% e 61,81%, respectivamente.

A capacidade de retenção de água apresentou valores semelhantes independente da proporção de vermicomposto ou casca de arroz carbonizada no substrato. Ao contrário do verificado por Oliveira et al. (2008, p. 125), no qual o aumento na proporção de casca de arroz carbonizada no substrato, diminuiu a capacidade de retenção de água, como também, o aumento na concentração de vermicomposto, acarretou no aumento da capacidade de retenção de água.

#### 4.3.2 Análises químicas

O menor valor de pH foi observado no substrato comercial e os maiores valores para os substratos com 5% e 10% de vermicomposto, ou seja observou-se aumento no pH, com o aumento da casca de arroz carbonizada no substrato, sendo que houve uma estabilização dos valores nas concentrações entre 20% e 50% de vermicomposto. De acordo com Gonçalves e Poggiani (1996, p. 7) somente os substratos com 5% e 10% de vermicomposto não apresentam valores adequados de pH (5,5-6,5).

Correia et al. (2005, p. 89) em substrato com vermicomposto e casca de arroz carbonizada, na proporção de 1:1, verificaram um pH 6,0, enquanto que neste estudo na mesma proporção obteve-se pH 6,41. Vidal et al. (2006, p. 27), obtiveram pH 7,3 para a casca de arroz carbonizada pura, valor um pouco superior ao encontrado no presente estudo na maior proporção de casca de arroz carbonizada (95%).

Em relação ao substrato comercial, o valor de pH apresentou valor superior ao verificado em outros estudos (6,06). Mula (2011, p. 75), Kratz (2011, p. 111) e Bortolini et al. (2012, p. 42) obtiveram, respectivamente os seguintes resultados de pH: 5,51; 5,47 e 5,88.

Ao contrário do pH, na condutividade elétrica verificou-se diminuição gradativa nos valores conforme aumentou-se a concentração de casca de arroz carbonizada nos substratos. De acordo com Martínez (2002, p. 61) todos os substratos contendo vermicomposto e casca de arroz carbonizada apresentaram valores fora de risco ( $<0,7$ ), enquanto que o substrato comercial apresentou valor adequado. Todos os substratos apresentaram valores muito inferiores ao considerado excessivo (3,5), desta forma, a adubação de cobertura utilizada como tratamento, provavelmente não causou aumento excessivo na salinidade dos substratos.

Kratz (2011, p. 111) e Guerrini e Trigueiro (2004, p. 1075) também verificaram diminuição da condutividade elétrica conforme aumentava a proporção de casca de arroz carbonizada no substrato, sendo que este componente, quando puro apresentou condutividade de 0,08 ou 0,09  $\text{mS cm}^{-1}$ , respectivamente.

A condutividade elétrica apresentou correlação positiva com vários nutrientes (N: 0,62\*\*; S: 0,93\*\*; Ca: 0,97\*\*; Mg: 0,45\* e Fe: 0,45\*), mostrando que realmente a concentração de sais no substrato influencia no aumento da condutividade elétrica.

A concentração de matéria orgânica aumentou conforme se aumentou a concentração de vermicomposto nos substratos, sendo que o substrato comercial apresentou valor reduzido semelhante ao substrato com 5% de vermicomposto.

Os valores de matéria orgânica neste estudo são superiores à maioria dos outros trabalhos contendo vermicomposto. Oliveira et al. (2008, p. 125) obtiveram 35,7% de matéria orgânica em um substrato com 60% de vermicomposto. Steffen et al. (2011, p. 77) analisando vermicomposto puro, obteve 15,6%. Enquanto que a casca de arroz carbonizada, quando pura, apresentou 26,92% (KRATZ, 2011, p. 112) valor próximo ao encontrado neste estudo, no substrato com 95% deste componente (32,19%).

Em contrapartida, para o substrato comercial, encontraram-se trabalhos com valores superiores ao deste estudo (33,55%). Kratz (2011, p. 112) obteve 48,55% e Lopes et al. (2008, p. 362) apresentou 81%.

A matéria orgânica é fonte de nutriente para as plantas e tem capacidade de gerar cargas negativas na sua superfície, aumentando a capacidade de troca catiônica do substrato, podendo regular a disponibilidade de vários nutrientes (MEURER, 2007, p. 78). O qual foi verificado neste estudo, pois a matéria orgânica teve correlação positiva com a maioria dos nutrientes analisados: nitrogênio (0,67\*\*), fósforo (0,9\*\*), potássio (0,39\*), magnésio (0,52\*\*), cobre (0,83\*\*), ferro (0,64\*\*), manganês (0,71\*\*) e zinco (0,87\*\*) (APÊNDICES 1 E 2).

#### 4.3.2.1 Macronutrientes

Para os nutrientes cálcio (Ca), magnésio (Mg), fósforo (P), enxofre (S) e nitrogênio (N) verificou-se aumento na concentração conforme aumentou-se a proporção de vermicomposto nos substratos, enquanto que a concentração do potássio (K) permaneceu constante em todas as proporções de vermicomposto.

Para a maioria dos nutrientes, o substrato comercial apresentou níveis inferiores aos substratos com maiores proporções de vermicomposto, sendo que apenas para cálcio e enxofre este substrato apresentou valores superiores, corroborando com dados de Vogel et al. (2001, p. 26), Caldeira et al. (2004, p. 26) e Guerrini e Trigueiro (2004, p. 1075), os quais verificaram baixo desenvolvimento das mudas no substrato comercial, devido a falta de nutrientes deste substrato.

Os níveis de Ca para todos os substratos com vermicomposto e casca de arroz carbonizada estão baixos (<10), sendo que para o substrato comercial sua concentração está adequada (10-20) (GONÇALVES; POGGIANI, 1996, p. 7), mesmo assim, foi observado melhor crescimento das mudas nos substratos com vermicomposto, indicando que o Ca não foi um fator limitante no crescimento das mudas.

Este valor difere do encontrado por Correia et al. (2005, p. 89), o qual estudando um substrato com vermicomposto e casca de arroz carbonizada, encontrou o valor de 77,28 cmolc dm<sup>-3</sup> de Ca. Enquanto que Silva et al. (2006, p. 251) obteve 7,3 cmolc dm<sup>-3</sup> em um substrato com 20% de vermicomposto.

Para o substrato comercial, verificaram-se valores inferiores ao presente estudo (19,23 cmolc dm<sup>-3</sup>). Danner et al. (2007, p. 180) obteve 14,94 cmolc dm<sup>-3</sup> de Ca e Oliveira et al. (2008, p. 125) apresentou 12,0 cmolc dm<sup>-3</sup> de Ca.

Os níveis de Mg, de acordo com Gonçalves e Poggiani (1996, p. 7), estão adequados (5-10) para os substratos com 40% e 50% de vermicomposto e para o restante dos substratos foi considerado baixo (<5).

Observou-se aumento na concentração de Mg com o aumento da proporção de vermicomposto e com a diminuição da concentração de casca de arroz carbonizada no substrato. Corroborando com Oliveira et al. (2008, p. 125), no qual obteve-se 3,5 cmolc dm<sup>-3</sup> e 4,1 cmolc dm<sup>-3</sup> para as concentrações de 50% e 30% de casca de arroz carbonizada e os valores de 2,8 cmolc dm<sup>-3</sup> e 4,1 cmolc dm<sup>-3</sup> para as proporções de 35% e 60% de vermicomposto.

A concentração de K está adequada em todos os substratos contendo vermicomposto (3-10), mas está baixo no substrato comercial (<1,5) (GONÇALVES; POGGIANI, 1996, p. 7). Este dado confirma o valor encontrado por Kratz (2011, p. 112) para o substrato comercial, no qual se verificou valor de 1,36 cmolc dm<sup>-3</sup> valor também abaixo do recomendado.

O presente estudo apresentou valores de K diferentes dos verificados por Silva et al. (2006, p. 251), no qual substratos contendo 25% e 20% de vermicomposto apresentaram valores abaixo do recomendado, 1,5 cmolc dm<sup>-3</sup> e 1,2 cmolc dm<sup>-3</sup>, respectivamente.

O nutriente P está em uma faixa média (200-400) para o substrato comercial e para o substrato com 5% de vermicomposto. Sua faixa é considerada adequada nos substratos com 10% e 20% de vermicomposto (400-800) e apresenta-se acima dos níveis adequados nos substratos com proporção de 30% a 50% de vermicomposto (GONÇALVES; POGGIANI, 1996, p. 7).

Apesar de este nutriente estar em altas concentrações, isto não acarretou em efeitos de toxicidade nas mudas de *E. uniflora* e *C. xanthocarpa*, ao contrário, pois os substratos que apresentaram estes níveis altos de P foram também os que proporcionaram maior crescimento das mudas.

O efeito danoso destas altas concentrações de P está relacionado à capacidade infectiva dos fungos micorrízicos arbusculares, a qual é diminuída ou simplesmente não ocorre quando há altas concentrações deste íon no substrato. Isto pode ocorrer devido a vários fatores, de acordo com Ramos e Martins (2010, p. 139)

supõe-se que a alta absorção de P favorece a biossíntese de fosfolipídios, reduzindo a permeabilidade das membranas celulares e dificultando a penetração das hifas nas raízes, como também, acredita-se que a alta concentração de P aumenta a taxa fotossintética da planta, aumentando a quantidade de sacarose translocada para as raízes, o que causa baixa colonização das raízes. Siqueira, Lambais e Stürmer (2002, p. 16) também sugerem que em condições de alto P, o fungo não consegue suprimir o sistema de defesa do vegetal e desta forma, não consegue colonizar a raiz.

Carneiro, Siqueira e Davide (2004, p. 122) trabalhando com *Cecropia pachystachya* verificaram que a dose de  $82,4 \text{ mg Kg}^{-1}$  de P no substrato foi suficiente para inibir os benefícios que os fungos poderiam promover no crescimento das plantas. Contudo, Chu, Yared e Maki (2004, p. 160) observaram efeitos da inoculação micorrízica em mudas de *Vochysia maxima* apenas com a adição de  $90 \text{ mg dm}^{-3}$  de super fosfato simples ao substrato, indicando que esta limitação ao P pode mudar de acordo com a espécie em estudo.

Silva et al. (2006, p. 252) também verificaram ausência de resposta dos FMAs no crescimento das mudas quando submetidas a altas doses de P ( $21\text{-}209 \text{ mg dm}^{-3}$ ), as quais foram inferiores às encontradas neste estudo, sugerindo que realmente foram as altas doses de P que suprimiram a resposta das plantas aos FMAs.

A concentração do nutriente S foi maior no substrato comercial apresentando mais que o dobro da concentração presente no substrato com 50% de vermicomposto. Acredita-se que este nutriente estava em níveis tóxicos para as mudas e que isto tenha sido um dos fatores que causou diminuição do crescimento das mudas neste substrato. Ainda assim, esta concentração é inferior à verificada por Kratz (2011, p. 112), no qual se obteve  $1705,59 \text{ mg dm}^{-3}$  sem que as mudas de *Eucalyptus benthamii* e *Mimosa scabrella* apresentassem sintomas de toxidez.

O nitrogênio disponível apresentou valores abaixo do referenciado por Martinez (2002, p. 61), o qual indica que as concentrações de N deve estar entre 70 e  $200 \text{ mg dm}^{-3}$ . A maior concentração deste nutriente foi no substrato com 50% de vermicomposto com  $28,4 \text{ mg dm}^{-3}$ .

Para o substrato comercial, o nitrogênio disponível corroboram os dados de Kratz (2011, p. 112), no qual se verificou  $23,39 \text{ mg dm}^{-3}$  comparados a  $25,7 \text{ mg dm}^{-3}$  deste estudo.

#### 4.3.2.2 Micronutrientes

Em todos os micronutrientes estudados verificou-se aumento na concentração com o aumento na proporção de vermicomposto nos substratos. Para o substrato comercial os nutrientes cobre (Cu), manganês (Mn) e zinco (Zn) apresentaram valores inferiores em todos os tratamentos com vermicomposto, enquanto que para o nutriente ferro (Fe) observou-se concentração intermediária relacionando-se com os tratamentos de vermicomposto.

As concentrações de cobre foram as menores entre os micronutrientes estudados. Isto pode ser devido ao fato de o cobre ter alta capacidade de interação com os compostos orgânicos, formando complexos tão estáveis que a maioria das deficiências de cobre têm sido relatadas em solos orgânicos (ABREU; LOPES; SANTOS, 2007, p. 657). Apesar disso, seus teores estão altos ( $>1,0$ ), de acordo com Quaggio e Piza Junior (2001, p. 463) para fruteiras tropicais, enquanto que o substrato comercial está com nível baixo ( $<0,3$ ).

O substrato com 50% de vermicomposto apresentou  $3,13 \text{ mg dm}^{-3}$  de Cu, estes dados corroboram com Correia et al. (2005, p. 89), no qual obteve-se  $3,1 \text{ mg dm}^{-3}$  para a mesma proporção de substrato.

De acordo com Abreu, Lopes e Santos (2007, p. 654) o Fe tem sua solubilidade regulada pelo pH do solo, sendo que conforme aumenta o pH, diminui a solubilidade do Fe, o qual foi verificado neste trabalho, pois o pH teve correlação negativa com o Fe ( $-0,69^{**}$ ), como também, observou-se que nos substratos que houve estabilização do pH, também apresentaram estabilização nos valores de Fe.

Para mudas de *C. xanthocarpa* o Fe apresentou correlação negativa com a altura ( $-0,39^*$ ) e com a biomassa seca aérea ( $-0,42^*$ ), enquanto que o Mn apresentou correlação negativa somente com a biomassa seca aérea ( $-0,36^*$ ). Isto demonstra que as altas concentrações destes dois micronutrientes pode ter influenciado na diminuição do crescimento da parte aérea desta espécie.

Os valores de Fe, Mn e Zn apresentaram-se bastante elevados quando comparados com outros trabalhos que utilizaram vermicomposto como substratos. Correia et al. (2005, p. 89) obteve  $18,5 \text{ mg dm}^{-3}$  de Fe,  $18,8 \text{ mg dm}^{-3}$  de Mn e  $15,8$

mg dm<sup>-3</sup> de Zn no substrato com 50% de vermicomposto e 50% de casca de arroz carbonizada. Lima et al. (2006b, p. 1111) analisando vermicomposto puro obteve os valores de 21,8 mg dm<sup>-3</sup> de Fe, 12,3 mg dm<sup>-3</sup> de Mn e 11,2 mg dm<sup>-3</sup> de Zn.

Os nutrientes Fe, Mn e Zn possuem teores muito acima do considerado alto para espécies frutíferas, em todos os substratos, pois os valores limite são 12 (Fe), 5 (Mn) e 1,5 (Zn) enquanto que os valores encontrados variam entre 106,7 a 219 para Fe, entre 37 e 165,3 para Mn e entre 7,17 e 51,33 para Zn.

Apesar de estes valores estarem em níveis muito altos, não foram observados sintomas de toxicidade nas mudas com substrato com vermicomposto e casca de arroz carbonizada. Uma justificativa seria o valor de pH dos substratos com vermicomposto, os quais estavam entre 6,4 e 7,25. Estes valores de pH segundo Sousa, Miranda e Oliveira (2007, p. 223) diminuem a disponibilidade dos micronutrientes Cu, Fe, Mn e Zn no substrato, desta forma, apesar de estarem em grandes quantidades no substrato, devido ao alto valor de pH, não estavam tão disponíveis para as mudas, o que acabou favorecendo a não apresentarem sintomas de toxicidade.

O substrato comercial foi o que apresentou menor valor de pH e, desta forma, maior quantidade dos micronutrientes Cu, Fe, Mn e Zn estavam disponíveis, o que pode ter acarretado o baixo desenvolvimento das mudas neste substrato, principalmente nas mudas adubadas, as quais também receberam adubação de micronutrientes. Desta forma, verificou-se que não é necessário adubar as mudas com micronutrientes.

## 5 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Nas espécies estudadas não foi verificada influência da inoculação micorrízica no crescimento das mudas, na maioria das variáveis. Desta forma, acredita-se que os fungos do inóculo não apresentavam compatibilidade simbiótica com as espécies em estudo. Então, sugere-se que sejam feitas coletas de solo próximo a estas árvores, identificação das espécies de FMAs que ocorrem nestas plantas e posterior multiplicação dos esporos para então serem utilizados como inóculo para *E. uniflora* e *C. xanthocarpa*.

Além disso, para produzir mudas de *E. uniflora* e *C. xanthocarpa* com micorrizas, acredita-se ser necessário utilizar substratos com menores níveis de P, o qual, quando em grandes quantidades pode suprimir a colonização das raízes pelos fungos.

A adubação teve efeito significativo no crescimento das duas espécies, principalmente da guabiroba, porém não foram verificadas diferenças acentuadas até os 60 dias de crescimento das mudas.

Desta forma, sugerem-se estudos acerca da quantidade de nutrientes absorvidos pelas mudas de *E. uniflora* e *C. xanthocarpa* nas diferentes épocas de crescimento, principalmente durante o estágio inicial (até os 60 dias), pois neste período as mudas necessitam de menos nutrientes, quando comparado com estágios mais avançados. Desta forma, sabendo-se a quantidade de nutrientes que é absorvida, pode-se realizar a adubação de acordo com a necessidade da muda naquele período, evitando o desperdício de fertilizantes pela lixiviação excessiva.

As mudas de guabiroba, caso sejam produzidas sem adubação, precisam de tubetes maiores para, talvez, apresentarem crescimento mais adequado, pois esta espécie necessita de mais de 180 dias em viveiro. Porém, recomenda-se realizar um estudo de custos, pois as mudas adubadas podem ser produzidas neste tamanho de tubete e serem disponibilizadas mais cedo para plantio, ou seja, utilizam menos substrato e permanecerem menos tempo no viveiro.

Recomenda-se realizar estudos com plantios a campo com as duas espécies a fim de verificar a taxa de sobrevivência e crescimento das mudas nos diferentes tratamentos, principalmente nos tratamentos com e sem adubação para a espécie *E. uniflora*, pois apresentou pequena diferença visual de crescimento nas

mudas adubadas e não adubadas. Se as mudas com adubação apresentarem crescimento no campo semelhante às não adubadas, os fertilizantes tornam-se desnecessários e pode-se diminuir o custo de produção das mudas.

Os substratos testados neste estudo, contendo vermicomposto e casca de arroz carbonizada apresentaram características físico-químicas adequadas para o crescimento de mudas de *C. xanthocarpa* e *E. uniflora*, podendo substituir o substrato comercial a base de casca de pínus, atualmente utilizado na produção de mudas de espécies florestais nativas, no qual verificou-se crescimento reduzido das mudas.

Os micronutrientes atingiram níveis acima do recomendado em todos os substratos analisados, porém somente as mudas no substrato comercial a base de casca de pínus foram afetadas, provavelmente devido ao pH neste substrato, considerado adequado, mas que manteve os micronutrientes disponíveis para as plantas. Desta forma, sugere-se que seja suprimida a adubação com micronutrientes, visto que os substratos com vermicomposto são fontes ricas dos mesmos.

Para ter certeza sobre qual nutriente se referem os sintomas observados nas mudas de *E. uniflora* e *C. xanthocarpa*, sugere-se realizar um estudo testando diversas soluções nutritivas, cada uma com ausência e/ou diferentes concentrações de um nutriente, em substratos com diferentes valores de pH. A fim de verificar qual dose é tóxica para as mudas e os sintomas de toxidez e deficiência que cada nutriente causa nestas espécies.

## 6 CONCLUSÕES

Não foi observado efeito da inoculação com fungos micorrízicos arbusculares no crescimento das mudas de *E. uniflora* e *C. xanthocarpa*, provavelmente devido aos altos níveis de fósforo nos substratos testados.

A adubação teve efeito significativo sobre o crescimento das mudas das duas espécies, principalmente em *C. xanthocarpa*, podendo ser iniciada a partir dos 60 dias em ambas as espécies.

O melhor substrato para a produção de mudas de *E. uniflora* foi o composto por 20% de vermicomposto e 80% de casca de arroz carbonizada, com adubação. Para mudas de *C. xanthocarpa* foi o composto por 30% de vermicomposto e 70% de casca de arroz carbonizada, com adubação.

## REFERÊNCIAS

ABREU, C. A.; LOPES, A. S.; SANTOS, G. C. G. Micronutrientes. In: NOVAIS, R. F. et al. **Fertilidade do solo**. Viçosa: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2007. 1017p.

ABREU, N. A. A. et al. Crescimento de mudas de pitangueira (*Eugenia uniflora* L.) em substratos com utilização de superfosfato simples. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 29, n.6, p. 1117-1124, 2005.

AURICCHIO, M. T. et al. Atividades antimicrobiana e antioxidante e toxicidade de *Eugenia uniflora*. **Latin American Journal of Pharmacy**, v. 26, n. 1, p. 76-81, 2007.

BARBOSA, Z.; SOARES, I.; CRISÓSTOMO, L. A. Crescimento e absorção de nutrientes por mudas de gravioleira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 25, n. 3, p. 519-522, 2003.

BARDIVIESSO, D. M. et al. Diferentes substratos e recipientes na produção de mudas de guabiroba (*Campomanesia pubescens* O.Berg.). **Revista Científica Eletrônica de Agronomia**, v. 18, n. 1, p. 52-59, 2011.

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: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2006. 432p.

BLUM, C. T.; OLIVEIRA, R. F. **Reserva Florestal Legal no Paraná, alternativas de recuperação e utilização sustentável**. Disponível em: <[http://www.biodiversidade.rs.gov.br/arquivos/1161520168Reserva\\_florestal\\_legal\\_n\\_o\\_Parana\\_alternativas\\_de\\_recuperacao\\_e\\_utilizacao\\_sustentavel.pdf](http://www.biodiversidade.rs.gov.br/arquivos/1161520168Reserva_florestal_legal_n_o_Parana_alternativas_de_recuperacao_e_utilizacao_sustentavel.pdf)> Acesso em: 20 abr. 2009.

BORTOLINI, M. F. et al. Crescimento de mudas de *Gleditschia amorphoides* Taub. produzidas em diferentes substratos. **Ciência Florestal**, v. 22, n. 1, p. 35-46, 2012.

BRASIL, MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO (MAPA). **Instrução Normativa SDA Nº 17**. Diário Oficial da União- Seção 1, nº 99, 24 de maio de 2007. Métodos Analíticos Oficiais para Análise de Substratos para Plantas e Condicionadores de Solo. Brasília, 2007.

CALDEIRA, M. V. W. et al. Composto orgânico na produção de mudas de aroeira-vermelha. **Scientia Agraria**, v. 9, n. 1, p. 27-33, 2008.

CALDEIRA, M. V. W. et al. Crescimento de mudas de *Eucalyptus saligna* Smith em função de diferentes doses de vermicomposto. **Floresta**, v. 28, n. 1/2, p. 19-30, 2004.

CALDEIRA, M. V. W.; SCHUMACHER, M. V.; TEDESCO, N. Crescimento de mudas de *Acacia mearnsii* em função de diferentes doses de vermicomposto. **Scientia Forestalis**, n. 57, p. 161-170, 2000.

CALDEIRA, M. V. W. et al. Propriedades de substratos para produção de mudas florestais. In: CALDEIRA, M. V. W. et al. **Contexto e perspectivas da área florestal no Brasil**. Alegre: Suprema, 2011. 418p.

CAMPOS, M. A. A.; UCHIDA, T. Influência do sombreamento no crescimento de mudas de três espécies amazônicas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 37, n. 3, p. 281-288, 2002.

CARNEIRO, J. G. A. **Produção e controle de qualidade de mudas florestais**. Curitiba: UFPR/ FUPEF, 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.

CARVALHO, P. E. R. **Espécies arbóreas brasileiras**. 2. v. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2006. 627p.

CARVALHO, R. I. N. Fruteiras nativas. In: CARVALHO, R. I. N. **Manejo sustentável do pomar doméstico**. Curitiba: Champagnat, 2009. 246p.

CARVALHO FILHO, J. L. S. et al. Produção de mudas de jatobá (*Hymenaea courbaril* L.) em diferentes ambientes, recipientes e composições de substratos. **Cerne**, v. 9, n. 1, p. 109-118, 2003.

CHU, E. Y.; YARED, J. A. G.; MAKI, H. J. O. Efeitos da inoculação micorrízica e da adubação fosfatada em mudas de *Vochysia máxima* Ducke. **Revista Árvore**, v. 28, n. 2, p. 157-165, 2004.

CORREIA, D. et al. 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.

COUTO, M.; WAGNER JÚNIOR, A.; QUEZADA, A. C. Efeito de diferentes substratos durante a aclimatização de plantas micropropagadas do porta-enxerto mirabolano 29c (*Prunus cerasifera* EHRH.) em casa de vegetação. **Revista Brasileira de Agrociência**, v. 9, n. 2, p. 125-128, 2003.

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

DANNER, M. A. et al. Formação de mudas de jabuticabeira (*Plinia* sp.) em diferentes substratos e tamanhos de recipientes. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 29, n. 1, p. 179-182, 2007.

DECHEN, A. R.; NACHTIGALL, G. R. Elementos essenciais e benéficos às plantas superiores. In: FERNANDES, M. S. (Ed.) **Nutrição Mineral de Plantas**. Viçosa: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2006. 432p.

FERMINO, M. H. O. Uso da análise física na avaliação da qualidade de componentes e substratos. In: FURLANI, A.M.C. et al. **Caracterização, manejo e qualidade de substratos para a produção de plantas**. Campinas: Instituto Agrônomo, 2002. 119p.

FREIRE, M. B. G. S.; FREIRE, F. J. Fertilidade do solo e seu manejo em solos afetados por sais. In: NOVAIS, R. F. et al. **Fertilidade do solo**. Viçosa: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2007. 1017p.

GALETTI, M.; PIZO, M. A.; MORELLATO, P. C. Fenologia, frugivoria e dispersão de sementes. In: CULLEN JR, L.; RUDRAN, R.; VALLADARES-PADUA, C. **Métodos de estudo em biologia da conservação e manejo da vida silvestre**. 2 ed. Curitiba: Universidade Federal do Paraná, 2006. 652 p.

GOMES, J. M.; PAIVA, H. N. **Viveiros florestais (propagação sexuada)**. Viçosa: UFV, 2011. 116p.

GONÇALVES, L.M.; POGGIANI, F. Substratos para produção de mudas florestais. In: CONGRESSO LATINO AMERICANO DE CIÊNCIA DO SOLO, 13. Águas de Lindóia, 1996. **Anais...** Piracicaba, Sociedade Latino Americana de Ciência do Solo, CD-ROM, 1996.

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**, v. 28, p. 1069-1076, 2004.

HARTMANN, H. T. et al. **Plant propagation: principles and practices**. 8 ed. New Jersey: Prentice Hall, 2011. 915p.

HERZOG, N. F. M.; MALAVASI, M. M.; MALAVASI, U. C. Morfometria dos frutos e germinação de sementes de *Campomanesia xanthocarpa* O.Berg. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 33, n. 4, p. 1359-1366, 2012.

HONRUBIA, M. Las micorrizas: una relación planta-hongo que dura más de 400 millones de años. **Anales del Jardín Botánico de Madrid**, v. 66, p. 133-144, 2009.

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.

JOSÉ, A. C.; DAVIDE, A. C.; OLIVEIRA, S. L. Efeito do volume do tubete, tipo e dosagem de adubo na produção de mudas de aroeira (*Schinus terebinthifolius* Raddi). **Agrarian**, v. 2, n. 3, p. 73-86, 2009.

KÄMPF, A. N. **Produção comercial de plantas ornamentais**. Guaíba: Agrolivros, 2005. 256p.

KLAFKE, J. Z. **Efeitos da *Campomanesia xanthocarpa* em parâmetros bioquímicos, hematológicos e de estresse oxidativo em pacientes hipercolesterolêmicos**. 92f. Dissertação (Mestrado em Bioquímica Toxicológica). Universidade Federal de Santa Maria. Santa Maria. 2009.

KRATZ, D. **Substratos renováveis na produção de mudas de *Eucalyptus benthamii* Maiden et Cambage e *Mimosa scabrella* Benth.**121f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Florestal). Universidade Federal do Paraná. Curitiba. 2011.

KRIECK, C. A.; FINK, D.; ZIMMERMANN, C. E. *Ficus cestrifolia* (Moraceae) como poleiro natural: uma estratégia em projetos de restauração de áreas degradadas. **Natureza e Conservação**, v. 6, n. 1, p. 46-55, 2008.

LACERDA, K. A. P. et al. Fungos micorrízicos arbusculares e adubação fosfatada no crescimento inicial de seis espécies arbóreas do cerrado. **Cerne**, v. 17, n. 3, p. 377-386, 2011.

LAMBAIS, M. R.; RAMOS, A. C. Sinalização e transdução de sinais em micorrizas arbusculares. In: SIQUEIRA, J. O. et al. **Micorrizas: 30 anos de pesquisa no Brasil**. Lavras: UFLA, 2010. 716p.

LANDGRAF, M. D.; MESSIAS, R. A.; REZENDE, M. O. O. **A importância ambiental da vermicompostagem: vantagens e aplicações**. São Carlos: Rima, 2005. 106p.

LIMA, I. O. et al. Atividade antifúngica de óleos essenciais sobre espécies de *Candida*. **Revista Brasileira de Farmacognosia**, v. 16, n. 2, p. 197-201, 2006a.

LIMA, R. L. S. et al. Teores de macronutrientes em mudas de aceroleira (*Malpighia emarginata* DC.) em função da composição do substrato. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 30, n.6, p. 1110-1115, 2006b.

LOPES, J. L. W. et al. Atributos químicos e físicos de dois substratos para produção de mudas de eucalipto. **Cerne**, v. 14, n. 4, p. 358-367, 2008.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras: Manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil**. V. 1, 5 ed. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2008. 384p.

LORENZI, H. et al. **Frutas Brasileiras e exóticas cultivadas (de consumo in natura)**. São Paulo: Instituto Plantarum de Estudos da Flora, 2006. 672p.

MACHINESKI, O. et al. Crescimento de mudas de peroba rosa em resposta à inoculação com fungos micorrízicos arbusculares. **Ciência Rural**, v. 39, n. 2, p. 567-570, 2009.

MALAVASI, U. C.; MALAVASI, M. M. Influência do tamanho e do peso da semente na germinação e no estabelecimento de espécies de diferentes estágios da sucessão vegetal. **Floresta e Ambiente**, v. 8, n. 1, p. 211-215, 2001.

MARTÍNEZ, P. F. Manejo de substratos para horticultura. IN: FURLANI, A. M. C. *et al.* **Caracterização, manejo e qualidade de substratos para a produção de plantas**. Campinas: Instituto Agronômico, 2002. 119p.

MAEDA, S. et al. Caracterização de substratos para produção de mudas de espécies florestais elaborados a partir de resíduos orgânicos. **Pesquisa Florestal Brasileira**, n. 54, p. 97-104, 2007.

MEURER, E. J. Fatores que influenciam o crescimento e o desenvolvimento das plantas. In: NOVAIS, R. F. et al. **Fertilidade do solo**. Viçosa: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2007. 1017p.

MIRANDA, J. C. C. **Cerrado, micorriza arbuscular: ocorrência e manejo**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2008. 169p.

MIRANDA, J. C. C. Porque a micorriza é importante para a produção agrícola, frutífera e florestal. **Agrosoft Brasil**, 28.jun.2006. Disponível em: <[www.agrosoft.org.br/agropag/20721.htm](http://www.agrosoft.org.br/agropag/20721.htm)>. Acesso em: jul.2010.

MULA, H. C. A. **Avaliação de diferentes substratos na produção de mudas de *Sebastiania commersoniana* (Baillon) L. B. Smith & R. J. Downs**. 117f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Florestal). Universidade Federal do Paraná. Curitiba. 2011.

NOGUEIRA, A. R. de A.; SOUZA, G. B. de (Ed.). **Manual de laboratórios: solo, água, nutrição vegetal, nutrição animal e alimentos**. São Carlos: Embrapa Pecuária Sudeste, 2005.

OEHL, F. et al. Advances in Glomeromycota taxonomy and classification. **IMA Fungus**, v. 2, n. 2, p. 191-199, 2011.

OLIVEIRA, R. B. et al. Produção de mudas de essências florestais em diferentes substratos e acompanhamento do desenvolvimento em campo. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 32, n. 1, p. 122-128, 2008.

PEZZUTTI, R. V.; SCHUMACHER, M. V.; HOPPE, J. M. Crescimento de mudas de *Eucalyptus globulus* em resposta à fertilização NPK. **Ciência Florestal**, v. 9, n. 2, p. 117-125, 1999.

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

QUAGGIO, J. A.; PIZA JÚNIOR, C. T. Frutíferas tropicais. In: FERREIRA, M. E. et al. **Micronutrientes e elementos tóxicos na agricultura**. Jaboticabal: CNPq/FAPESP/POTAFOS, 2001. 600p.

RAMOS A. C.; MARTINS, M. A. Fisiologia de micorrizas arbusculares. In: SIQUEIRA, J. O. et al. **Micorrizas: 30 anos de pesquisa no Brasil**. Lavras: UFLA, 2010. 716p.

RAVEN, P. H.; EVERT, R. F.; EICHHORN, S. E. **Biologia vegetal**. 7. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2007. 830p.

SAIDELLES, F. L. F. et al. Casca de arroz carbonizada como substrato para produção de mudas de tamboril-da-mata e garapeira. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 30, spl. 1, p. 1173-1186, 2009.

SANTOS, M. S. et al. Caracterização físico-química, extração e análise de pectinas de frutos de *Campomanesia xanthocarpa* B. (Guabiroba). **Sêmima: Ciências Agrárias**, v. 30, n. 1, p. 101-106, 2009.

SANTOS, D. R. et al. Micorriza e rizóbio no crescimento e nutrição em N e P de mudas de angico-vermelho. **Caatinga**, v. 21, n. 1, p. 76-82, 2008.

SARMENTO, M. B.; VILLELA, F. A. Sementes de espécies florestais nativas do sul do Brasil. **Informativo Abrates**, v. 20, n. 1, 2, p. 39-44, 2010.

SCALON, S. P. Q. et al. Germinação e crescimento de mudas de pitangueira (*Eugenia uniflora* L.) sob condições de sombreamento. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 23, n. 3, p. 652-655, 2001.

SCHUMACHER, M. V. et al. Influência do vermicomposto na produção de mudas de *Eucalyptus grandis* Hill ex Maiden. **Ciência Florestal**, v. 11, n. 2, p. 121-130, 2001.

SCIVITTARO, W. B. et al. **Caracterização física de substratos elaborados a partir de resíduos agroindustriais**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2007. 26p. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 58).

SCHMITZ, J. A. K.; SOUZA, P. V. D.; KÄMPF, A. N. Propriedades químicas e físicas de substratos de origem mineral e orgânica para o cultivo de mudas em recipientes. **Ciência Rural**, v. 32, n. 6, p. 937-944, 2002.

SCREMIN-DIAS, E. et al. **Produção de mudas de espécies florestais nativas: manual**. Campo Grande: Universidade Federal do Mato Grosso do Sul, 2006. 59p.

SENA, L. H. M. et al. Qualidade fisiológica de sementes de pitangueira submetidas a diferentes procedimentos de secagem e substratos – Parte 1. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 14, n. 4, p. 405-411, 2010.

SILVA, C. V.; BILIA, D. A. C.; BARBEDO, C. J. Fracionamento e germinação de sementes de *Eugenia*. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 27, n. 1, p. 86-92, 2005.

SILVA, A. C. F.; DELLA BRUNA, E. **Cultive uma horta e um pomar orgânicos: sementes e mudas para preservar a biodiversidade**. Florianópolis: Epagri, 2009. 312p.

SILVA, R. P.; PEIXOTO, J. R.; JUNQUEIRA, N. T. V. Influência de diversos substratos no desenvolvimento de mudas de maracujazeiro azedo (*Passiflora edulis* Sims f. *flavicarpa* DEG). **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 23, n. 2, p. 377-381, 2001.

SILVA, D. K. A. et al. Uso de vermicomposto favorece o crescimento de mudas de gravioleira (*Annona muricata* L. 'Morada') associadas a fungos micorrízicos arbusculares. **Acta Botânica Brasílica**, v. 22, n. 3, p. 863-869, 2008.

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

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

SOUSA, D. M. G.; MIRANDA, L. N.; OLIVEIRA, S. A. Acidez do solo e sua correção. In: NOVAIS, R. F. et al. **Fertilidade do solo**. Viçosa: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2007. 1017p.

SOUZA, E. R. B. et al. Emergência e crescimento de cagaita (*Eugenia dysenterica* DC.) em função do tipo e do volume de substratos. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 31, n. 2, p. 89-95, 2001.

SOUZA, A. R. C. et al. Atributos físicos de misturas entre casca de arroz carbonizada e solo da unidade São Pedro. In: VII Encontro Nacional de Substratos para Plantas, Goiânia. **Anais...** Goiânia: UFG/ EAEA: CNPq, 2010.

SOUZA, V. C.; LORENZI, H. **Botânica sistemática**: Guia ilustrado para identificação das famílias de Fanerógamas nativas e exóticas no Brasil, baseado em APG II. 2 ed. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2008. 703p.

SOUZA, R. C. et al. Produção de mudas micorrizadas de *Schinus terebinthifolius* Raddi. Em diferentes substratos. **Floresta**, v. 39, n. 1, p. 197-206, 2009.

STEFFEN, G. P. K. et al. Utilização de vermicomposto como substrato na produção de mudas de *Eucalyptus grandis* e *Corymbia citriodora*. **Pesquisa Florestal Brasileira**, v. 31, n. 66, p. 75-82, 2011.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 5 ed., Porto Alegre: Artmed, 2013. 918 p.

TRATCH, R. Adubação do pomar. In: CARVALHO, R. I. N. **Manejo sustentável do pomar doméstico**. Curitiba: Champagnat, 2009. 246p.

TRIGUEIRO, R. M.; GUERRINI, I. A. Uso de bio sólido como substrato para produção de mudas de eucalipto. **Scientia Forestalis**, n. 64, p. 150-162, 2003.

VANDRESSEN, J. et al. Inoculação de fungos micorrízicos arbusculares e adubação na formação e pós-transplante de mudas de cinco espécies arbóreas nativas do sul do Brasil. **Acta Botânica Brasílica**, v. 21, n. 4, p. 753-765, 2007.

VIDAL, L. H. I. et al. Qualidade de mudas de guaco produzidas por estaquia em casca de arroz carbonizada com vermicomposto. **Horticultura Brasileira**, v. 24, n. 1, p. 26-30, 2006.

VIEIRA, M. I. **Criação de minhocas**: Comercialização, reprodução, produção, instalações e bons lucros. São Paulo: Prata Editora e Distribuidora LTDA., 1995. 87p.

VOGEL, H. L. M. et al. Utilização de vermicomposto no crescimento de mudas de *Hovenia dulcis* Thunberg. **Ciência Florestal**, v. 11, n. 1, p. 21-27, 2001.

WENDLING, I. et al. **Rotinas e procedimentos adotados no laboratório de propagação de espécies florestais (LPEF) da EMBRAPA Florestas**. Colombo: EMBRAPA Florestas, 2011.

WENDLING, I.; DUTRA, L. F.; GROSSI, F. **Produção de mudas de espécies lenhosas**. Colombo: Embrapa Florestas, 2006. 1 CD-ROM. (Embrapa Florestas. Documentos, 130).

WENDLING, I.; GATTO, A. **Substratos, adubação e irrigação na produção de mudas**. Viçosa: Aprenda Fácil, 2002. 145p.

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, p. 209-220, 2007.

ZANGARO, W. et al. Micorriza arbuscular em espécies arbóreas nativas da bacia do rio Tibagi, Paraná. **Cerne**. Lavras, v. 8, n. 1, p. 77-87, 2002.

**ANEXO**

ANEXO 1 – FRUTOS E SEMENTES DE *E. uniflora* E *C. xanthocarpa*. FONTE: LORENZI, 2008.

## APÊNDICES

APÊNDICE 1 – CORRELAÇÕES ENTRE AS PROPRIEDADES DOS SUBSTRATOS E AS VARIÁVEIS BIOMÉTRICAS DAS MUDAS DE *E. uniflora*. ALTURA AOS 180 DIAS (H180), DIÂMETRO DO COLO AOS 180 DIAS (DC 180), AGREGAÇÃO DAS RAÍZES AO SUBSTRATO (ARS), BIOMASSA SECA AÉREA (BSA), BIOMASSA SECA RADICIAL (BSR), POROSIDADE TOTAL (PT), ESPAÇO DE AERAÇÃO (EA), CAPACIDADE DE RETENÇÃO DE ÁGUA (CRA), MATÉRIA ORGÂNICA (MO), NITROGÊNIO DISPONÍVEL (Ndisp), FÓSFORO (P), POTÁSSIO (K), ENXOFRE (S), CÁLCIO (Ca), MAGNÉSIO (Mg), COBRE (Cu), FERRO (Fe), MANGANÊS (Mn), ZINCO (Zn), pH E CONDUTIVIDADE ELÉTRICA (CE).

	H180	DC180	ARS	BSA	BSR	PT	EA	CRA	MO	Ndisp	P	K	S	Ca	Mg	Cu	Fe	Mn	Zn	pH	CE	
H180	1,00**																					
DC180	0,94**	1,00**																				
ARS	0,57**	0,41*	1,00**																			
BSA	0,96**	0,97**	0,48*	1,00**																		
BSR	0,90**	0,87**	0,70**	0,88**	1,00**																	
PT	-0,14 <sup>ns</sup>	-0,16 <sup>ns</sup>	-0,14 <sup>ns</sup>	-0,10 <sup>ns</sup>	-0,30 <sup>ns</sup>	1,00**																
EA	-0,16 <sup>ns</sup>	-0,15 <sup>ns</sup>	-0,19 <sup>ns</sup>	-0,10 <sup>ns</sup>	-0,31 <sup>ns</sup>	0,98**	1,00**															
CRA	0,18 <sup>ns</sup>	0,09 <sup>ns</sup>	0,28 <sup>ns</sup>	0,08 <sup>ns</sup>	0,26 <sup>ns</sup>	-0,57**	-0,72**	1,00**														
MO	0,02 <sup>ns</sup>	-0,07 <sup>ns</sup>	0,35 <sup>ns</sup>	-0,08 <sup>ns</sup>	0,14 <sup>ns</sup>	-0,26 <sup>ns</sup>	-0,33 <sup>ns</sup>	0,46*	1,00**													
N	0,00 <sup>ns</sup>	-0,04 <sup>ns</sup>	0,29 <sup>ns</sup>	-0,07 <sup>ns</sup>	0,18 <sup>ns</sup>	-0,78**	-0,79**	0,55**	0,67**	1,00**												
P	-0,09 <sup>ns</sup>	-0,16 <sup>ns</sup>	0,33 <sup>ns</sup>	-0,20 <sup>ns</sup>	0,07 <sup>ns</sup>	-0,35 <sup>ns</sup>	-0,42*	0,51**	0,90**	0,71**	1,00**											
K	-0,13 <sup>ns</sup>	-0,20 <sup>ns</sup>	0,11 <sup>ns</sup>	-0,17 <sup>ns</sup>	-0,21 <sup>ns</sup>	0,63**	0,51**	0,07 <sup>ns</sup>	0,39*	-0,22 <sup>ns</sup>	0,36 <sup>ns</sup>	1,00**										
S	0,12 <sup>ns</sup>	0,18 <sup>ns</sup>	-0,05 <sup>ns</sup>	0,15 <sup>ns</sup>	0,20 <sup>ns</sup>	-0,78**	-0,68**	0,09 <sup>ns</sup>	-0,33 <sup>ns</sup>	0,35 <sup>ns</sup>	-0,24 <sup>ns</sup>	-0,93**	1,00**									
Ca	0,08 <sup>ns</sup>	0,13 <sup>ns</sup>	0,04 <sup>ns</sup>	0,08 <sup>ns</sup>	0,21 <sup>ns</sup>	-0,87**	-0,77**	0,18 <sup>ns</sup>	-0,12 <sup>ns</sup>	0,53**	0,03 <sup>ns</sup>	-0,83**	0,95**	1,00**								
Mg	0,06 <sup>ns</sup>	0,04 <sup>ns</sup>	0,13 <sup>ns</sup>	0,01 <sup>ns</sup>	0,21 <sup>ns</sup>	-0,69**	-0,78**	0,81**	0,52**	0,73**	0,50**	-0,11 <sup>ns</sup>	0,24 <sup>ns</sup>	0,32 <sup>ns</sup>	1,00**							
Cu	-0,16 <sup>ns</sup>	-0,25 <sup>ns</sup>	0,23 <sup>ns</sup>	-0,26 <sup>ns</sup>	-0,11 <sup>ns</sup>	0,19 <sup>ns</sup>	0,09 <sup>ns</sup>	0,28 <sup>ns</sup>	0,83**	0,31 <sup>ns</sup>	0,83**	0,77**	-0,72**	-0,50**	0,20 <sup>ns</sup>	1,00**						
Fe	-0,15 <sup>ns</sup>	-0,21 <sup>ns</sup>	0,20 <sup>ns</sup>	-0,26 <sup>ns</sup>	0,00 <sup>ns</sup>	-0,54**	-0,52**	0,27 <sup>ns</sup>	0,64**	0,64**	0,77**	-0,10 <sup>ns</sup>	0,18 <sup>ns</sup>	0,40*	0,27 <sup>ns</sup>	0,45*	1,00**					
Mn	-0,20 <sup>ns</sup>	-0,28 <sup>ns</sup>	0,19 <sup>ns</sup>	-0,30 <sup>ns</sup>	-0,16 <sup>ns</sup>	0,24 <sup>ns</sup>	0,15 <sup>ns</sup>	0,19 <sup>ns</sup>	0,71**	0,21 <sup>ns</sup>	0,77**	0,71**	-0,71**	-0,52**	0,07 <sup>ns</sup>	0,93**	0,50**	1,00**				
Zn	-0,13 <sup>ns</sup>	-0,22 <sup>ns</sup>	0,24 <sup>ns</sup>	-0,25 <sup>ns</sup>	-0,03 <sup>ns</sup>	-0,19 <sup>ns</sup>	-0,26 <sup>ns</sup>	0,41*	0,87**	0,58**	0,95**	0,45*	-0,38*	-0,14 <sup>ns</sup>	0,36 <sup>ns</sup>	0,87**	0,75**	0,88**	1,00**			
pH	0,05 <sup>ns</sup>	0,02 <sup>ns</sup>	-0,11 <sup>ns</sup>	0,08 <sup>ns</sup>	-0,16 <sup>ns</sup>	0,89**	0,81**	-0,26 <sup>ns</sup>	-0,28 <sup>ns</sup>	-0,75**	-0,38*	0,66**	-0,75**	-0,86**	-0,50**	0,14 <sup>ns</sup>	-0,69**	0,14 <sup>ns</sup>	-0,25 <sup>ns</sup>	1,00**		
CE	0,08 <sup>ns</sup>	0,12 <sup>ns</sup>	0,10 <sup>ns</sup>	0,08 <sup>ns</sup>	0,24 <sup>ns</sup>	-0,93**	-0,85**	0,29 <sup>ns</sup>	-0,01 <sup>ns</sup>	0,62**	0,10 <sup>ns</sup>	-0,81**	0,93**	0,97**	0,45*	-0,44*	0,45*	-0,45*	-0,06 <sup>ns</sup>	-0,91**	1,00**	

<sup>ns</sup> não significativo, (\*) e (\*\*) significativo a 5% e 1% de probabilidade de erro, respectivamente, pelo teste F.

APÊNDICE 2 – CORRELAÇÕES ENTRE AS PROPRIEDADES DOS SUBSTRATOS E AS VARIÁVEIS BIOMÉTRICAS DAS MUDAS DE *C. xanthocarpa*.  
 ALTURA AOS 180 DIAS (H180), DIÂMETRO DO COLO AOS 180 DIAS (DC 180), AGREGAÇÃO DAS RAÍZES AO SUBSTRATO (ARS),  
 BIOMASSA SECA AÉREA (BSA), BIOMASSA SECA RADICIAL (BSR), POROSIDADE TOTAL (PT), ESPAÇO DE AERAÇÃO (EA),  
 CAPACIDADE DE RETENÇÃO DE ÁGUA (CRA), MATÉRIA ORGÂNICA (MO), NITROGÊNIO DISPONÍVEL (N<sub>disp</sub>), FÓSFORO (P),  
 POTÁSSIO (K), ENXOFRE (S), CÁLCIO (Ca), MAGNÉSIO (Mg), COBRE (Cu), FERRO (Fe), MANGANÊS (Mn), ZINCO (Zn), pH E  
 CONDUTIVIDADE ELÉTRICA (CE).

	H180	DC180	ARS	BSA	BSR	PT	EA	CRA	MO	N	P	K	S	Ca	Mg	Cu	Fe	Mn	Zn	pH	CE	
H180	1,00**																					
DC180	0,99**	1,00**																				
ARS	0,84**	0,86**	1,00**																			
BSA	0,98**	0,98**	0,85**	1,00**																		
BSR	0,93**	0,95**	0,94**	0,95**	1,00**																	
PT	0,01 <sup>ns</sup>	-0,01 <sup>ns</sup>	0,04 <sup>ns</sup>	0,05 <sup>ns</sup>	0,02 <sup>ns</sup>	1,00**																
EA	0,02 <sup>ns</sup>	0,01 <sup>ns</sup>	0,03 <sup>ns</sup>	0,07 <sup>ns</sup>	0,03 <sup>ns</sup>	0,98**	1,00**															
CRA	-0,05 <sup>ns</sup>	-0,06 <sup>ns</sup>	0,03 <sup>ns</sup>	-0,12 <sup>ns</sup>	-0,03 <sup>ns</sup>	-0,57**	-0,72**	1,00**														
MO	-0,20 <sup>ns</sup>	-0,17 <sup>ns</sup>	0,00 <sup>ns</sup>	-0,24 <sup>ns</sup>	-0,12 <sup>ns</sup>	-0,26 <sup>ns</sup>	-0,33 <sup>ns</sup>	0,46*	1,00**													
N	-0,16 <sup>ns</sup>	-0,13 <sup>ns</sup>	-0,03 <sup>ns</sup>	-0,20 <sup>ns</sup>	-0,11 <sup>ns</sup>	-0,78**	-0,79**	0,55**	0,67**	1,00**												
P	-0,32 <sup>ns</sup>	-0,28 <sup>ns</sup>	-0,13 <sup>ns</sup>	-0,37 <sup>ns</sup>	-0,24 <sup>ns</sup>	-0,35 <sup>ns</sup>	-0,42*	0,51**	0,90**	0,71**	1,00**											
K	-0,14 <sup>ns</sup>	-0,15 <sup>ns</sup>	0,01 <sup>ns</sup>	-0,16 <sup>ns</sup>	-0,08 <sup>ns</sup>	0,63**	0,51**	0,07 <sup>ns</sup>	0,39*	-0,22 <sup>ns</sup>	0,36 <sup>ns</sup>	1,00**										
S	0,12 <sup>ns</sup>	0,11 <sup>ns</sup>	-0,03 <sup>ns</sup>	0,12 <sup>ns</sup>	0,06 <sup>ns</sup>	-0,78**	-0,68**	0,09 <sup>ns</sup>	-0,33 <sup>ns</sup>	0,35 <sup>ns</sup>	-0,24 <sup>ns</sup>	-0,93**	1,00**									
Ca	0,02 <sup>ns</sup>	0,03 <sup>ns</sup>	-0,08 <sup>ns</sup>	0,01 <sup>ns</sup>	-0,01 <sup>ns</sup>	-0,87**	-0,77**	0,18 <sup>ns</sup>	-0,12 <sup>ns</sup>	0,53**	0,03 <sup>ns</sup>	-0,83**	0,95**	1,00**								
Mg	-0,10 <sup>ns</sup>	-0,08 <sup>ns</sup>	-0,09 <sup>ns</sup>	-0,14 <sup>ns</sup>	-0,10 <sup>ns</sup>	-0,69**	-0,78**	0,81**	0,52**	0,73**	0,50**	-0,11 <sup>ns</sup>	0,24 <sup>ns</sup>	0,32 <sup>ns</sup>	1,00**							
Cu	-0,31 <sup>ns</sup>	-0,28 <sup>ns</sup>	-0,10 <sup>ns</sup>	-0,34 <sup>ns</sup>	-0,22 <sup>ns</sup>	0,19 <sup>ns</sup>	0,09 <sup>ns</sup>	0,28 <sup>ns</sup>	0,83**	0,31 <sup>ns</sup>	0,83**	0,77**	-0,72**	-0,50**	0,20 <sup>ns</sup>	1,00**						
Fe	-0,39*	-0,36 <sup>ns</sup>	-0,27 <sup>ns</sup>	-0,42*	-0,32 <sup>ns</sup>	-0,54**	-0,52**	0,27 <sup>ns</sup>	0,64**	0,64**	0,77**	-0,10 <sup>ns</sup>	0,18 <sup>ns</sup>	0,40*	0,27 <sup>ns</sup>	0,45*	1,00**					
Mn	-0,35 <sup>ns</sup>	-0,33 <sup>ns</sup>	-0,13 <sup>ns</sup>	-0,38*	-0,28 <sup>ns</sup>	0,24 <sup>ns</sup>	0,15 <sup>ns</sup>	0,19 <sup>ns</sup>	0,71**	0,21 <sup>ns</sup>	0,77**	0,71**	-0,71**	-0,52**	0,07 <sup>ns</sup>	0,93**	0,50**	1,00**				
Zn	-0,34 <sup>ns</sup>	-0,30 <sup>ns</sup>	-0,13 <sup>ns</sup>	-0,37 <sup>ns</sup>	-0,26 <sup>ns</sup>	-0,19 <sup>ns</sup>	-0,26 <sup>ns</sup>	0,41*	0,87**	0,58**	0,95**	0,45*	-0,38*	-0,14 <sup>ns</sup>	0,36 <sup>ns</sup>	0,87**	0,75**	0,88**	1,00**			
pH	0,18 <sup>ns</sup>	0,15 <sup>ns</sup>	0,18 <sup>ns</sup>	0,19 <sup>ns</sup>	0,17 <sup>ns</sup>	0,89**	0,81**	-0,26 <sup>ns</sup>	-0,28 <sup>ns</sup>	-0,75**	-0,38*	0,66**	-0,75**	-0,86**	-0,50**	0,14 <sup>ns</sup>	-0,69**	0,14 <sup>ns</sup>	-0,25 <sup>ns</sup>	1,00**		
CE	-0,01 <sup>ns</sup>	0,00 <sup>ns</sup>	-0,07 <sup>ns</sup>	-0,02 <sup>ns</sup>	-0,02 <sup>ns</sup>	-0,93**	-0,85**	0,29 <sup>ns</sup>	-0,01 <sup>ns</sup>	0,62**	0,10 <sup>ns</sup>	-0,81**	0,93**	0,97**	0,45*	-0,44*	0,45*	-0,45*	-0,06 <sup>ns</sup>	-0,91**	1,00**	

<sup>ns</sup> não significativo, (\*) e (\*\*) significativo a 5% e 1% de probabilidade de erro, respectivamente, pelo teste F.

APÊNDICE 3 – PLÂNTULAS DE *E. uniflora* E *C. xanthocarpa* NAS SEMENTEIRAS.APÊNDICE 4 – PLÂNTULAS DE *E. uniflora* E *C. xanthocarpa* ANTERIORMENTE À REPICAGEM, COM RAÍZES PODADAS.

APÊNDICE 5 – CASA DE SOMBRA DA EMBRAPA FLORESTAS UTILIZADA PARA ACLIMATAÇÃO DAS MUDAS APÓS A REPICAGEM



APÊNDICE 6 – ESTUFA DE VIDRO DA EMBRAPA FLORESTAS UTILIZADA PARA O CRESCIMENTO DAS MUDAS



APÊNDICE 7 – MUDAS DE *E. uniflora* SUBMETIDAS A DIFERENTES TRATAMENTOS. LINHAS (SUBSTRATOS): 1 – SUBSTRATO COMERCIAL; 2 – 50%VM+50%CAC; 3 – 40%VM+60%CAC; 4 – 30%VM+70%CAC; 5 – 20%VM+80%CAC; 6 – 10%VM+90%CAC; 7 – 5%VM+95%CAC. COLUNAS: A – COM ADUBAÇÃO E COM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA; B – SEM ADUBAÇÃO E COM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA; C – COM ADUBAÇÃO E SEM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA; D – SEM ADUBAÇÃO E SEM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA. VM – VERMICOMPOSTO; CAC – CASCA DE ARROZ CARBONIZADA.



APÊNDICE 8 – MUDAS DE *C. xanthocarpa* SUBMETIDAS A DIFERENTES TRATAMENTOS. LINHAS (SUBSTRATOS): 1 – SUBSTRATO COMERCIAL; 2 – 50%VM+50%CAC; 3 – 40%VM+60%CAC; 4 – 30%VM+70%CAC; 5 – 20%VM+80%CAC; 6 – 10%VM+90%CAC; 7 – 5%VM+95%CAC. COLUNAS: COLUNAS: A – COM ADUBAÇÃO E COM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA; B – SEM ADUBAÇÃO E COM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA; C – COM ADUBAÇÃO E SEM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA; D – SEM ADUBAÇÃO E SEM INOCULAÇÃO MICORRÍZICA. VM – VERMICOMPOSTO; CAC – CASCA DE ARROZ CARBONIZADA.

