



ELIAS DE SÁ FARIAS

**PRODUÇÃO DE MUDAS DE ESPÉCIES
FLORESTAIS EM SISTEMA HIDROPÔNICO E
CONVENCIONAL**

**LAVRAS-MG
2017**

ELIAS DE SÁ FARIAS

**PRODUÇÃO DE MUDAS DE ESPÉCIES FLORESTAIS EM SISTEMA
HIDROPÔNICO E CONVENCIONAL**

Tese apresentada à Universidade Federal de Lavras, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Engenharia Florestal, área de concentração em Ciências Florestais, para obtenção do título de Doutor.

Prof. Dr. Nelson Venturin
Orientador

Prof. Dr. Nilton Nagib Jorge Chalfun
Prof. Dr. Lucas Amaral de Melo
Coorientadores

**LAVRAS-MG
2017**

**Ficha catalográfica elaborada pelo Sistema de Geração de Ficha Catalográfica da Biblioteca
Universitária da UFLA, com dados informados pelo(a) próprio(a) autor(a).**

Farias, Elias de Sá.

Produção de mudas de espécies florestais em sistema
hidropônico e convencional / Elias de Sá Farias. - 2017.
115 p. : il.

Orientador(a): Nelson Venturin.

Coorientador(a): Nilton Nagib Jorge Chalfun, Lucas Amaral de
Melo.

Tese (doutorado) - Universidade Federal de Lavras, 2017.

Bibliografia.

1. Solução nutritiva. 2. Sistemas de produção de mudas. 3.
Tubetes. I. Venturin, Nelson . II. Chalfun, Nilton Nagib Jorge. III.
Melo, Lucas Amaral de. IV. Título.

ELIAS DE SÁ FARIAS

**PRODUÇÃO DE MUDAS DE ESPÉCIES FLORESTAIS EM SISTEMA
HIDROPÔNICO E CONVENCIONAL**

**PRODUCTION OF SEEDLING FOREST SPECIES IN HIDROPONIC
AND CONVENTIONAL SYSTEM**

Tese apresentada à Universidade Federal de Lavras, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Engenharia Florestal, área de concentração em Ciências Florestais, para obtenção do título de Doutor.

APROVADA em 28 de abril de 2017.

Dr. Nilton Nagib Jorge Chalfun - UFLA
Dra. Maria Lígia de Souza Silva – UFLA
Dr. Lucas Amaral de Melo – UFLA
Dr. Regis Pereira Venturin - EPAMIG

Prof. Dr. Nelson Venturin
Orientador

**Lavras-MG
2017**

*Ao meu filho Isaac, que junto a essa tese se fez, na esperança de que também
encontre satisfação na educação e no saber científico.*

Dedico

AGRADECIMENTOS

A Deus o Criador! o princípio...

Aos meus pais, José Geraldo e Rosalina, pois serão sempre a referência para mim e meus irmãos. Que com grande sacrifício nos deram a oportunidade de estudar. Tendo no progresso acadêmico e profissional dos filhos sua maior riqueza e orgulho.

À minha esposa Taisa. Que conheci em minha trajetória acadêmica, minha maior conquista e que me deu um novo propósito de vida! Minha melhor amiga e apoiadora incondicional.

Ao meu filho Isaac, que chegou a minha vida em momentos tumultuados e foi um refúgio de muito carinho e doçura.

Aos meus irmãos: Sara, Célia, Elizeu, Eliene e Matheus. As mais belas palavras não podem traduzir um amor fraternal tão singular. Em especial ao Matheus, que por estar mais próximo foi de grande ajuda na coleta de dados.

À Universidade Federal de Lavras, especialmente ao Departamento de Ciências Florestais, por ter sido minha casa nesses últimos 11 anos.

Ao meu orientador e amigo prof. Dr. Nelson Venturin, que me acolheu com muita humanidade e respeito à sua equipe de trabalho. Me ensinou, dentre outras lições, que é possível ser cientista e um respeitador das diferenças humanas.

À CAPES pela concessão da bolsa de doutorado, que permitiu a minha subsistência e da minha família durante a maior parte de duração do curso.

Aos professores Valdemar Faquin e Nilton Nagib Jorge Chalfun, pela oportunidade de trabalhar utilizando a técnica por eles patenteada.

Ao professor Dr. Lucas Amaral, pela coorientação e grande contribuição científica para a melhoria deste trabalho.

Aos amigos do Laboratório de Silvicultura: Diana (coautora deste trabalho), Kmila, Leandro Carlos, Erick Nieri, Clarissa, Joelma, Karina, Flora...

Às bolsistas de iniciação científica: Samara, Paloma, Fernanda, Vanessa e Larissa. Em especial à Paloma, pela proatividade apresentada em participar de todas as etapas deste trabalho.

Aos meus irmãos africanos: João Munguambe e Jeannot Kavuya, pela grande troca de experiências e aprendizado em vários níveis.

Aos professores: Dra. Josina Carvalho e Dr. Gilvano Ebling pela amizade e contribuição na realização deste trabalho.

À MSc. Fabieli Pelissari pelo grande auxílio nas análises de sementes.

Aos funcionários do DCS: Milton e Pezão, pela grande contribuição durante a realização da parte hidropônica.

Aos funcionários do DCF: José Pedro e Rose, pela grande ajuda em vários momentos.

Ao professor Dr. Evaristo M. de Castro, pelo empréstimo do equipamento IRGA e ao Dr. Márcio Paulo Pereira pelo auxílio na coleta e interpretação dos dados fisiológicos.

Ao professor Dr. Marcelo Ângelo Cirillo e ao MSc. Sérgio Domingos Simão pelas inúmeras horas de paciência e instrução dedicadas às análises estatísticas deste trabalho.

Aos integrantes, ainda não citados, da banca de defesa da tese: Dra. Maria Lígia de Souza Silva e Dr. Regis Pereira Venturin, por terem aceitado fazer parte deste momento tão importante e pelas contribuições que somaram muito à qualidade do trabalho.

Aos irmãos da Congregação Cristã no Brasil, por toda a fraternidade espiritual e exemplos de fé.

A Deus, o fim...

Agradeço de coração!

A Ciência hoje é a Tecnologia amanhã.
Edward Teller

RESUMO

A silvicultura moderna é uma ciência em contínua evolução e está sempre incorporando novas técnicas e metodologias visando à implantação eficiente das florestas e aumento na produtividade. Nesse contexto, um sistema hidropônico modificado tem se mostrado promissor para obtenção de mudas de espécies agrônômicas, frutíferas e florestais. O objetivo desse trabalho foi analisar o efeito de dois diferentes sistemas de produção de mudas: hidropônico e convencional, sendo testados em cada sistema três tamanhos de tubetes, comparar os dois diferentes sistemas quanto à qualidade das mudas obtidas e verificar a viabilidade da implantação dessas mudas no campo. Foram montados experimentos simultâneos com sete espécies florestais em condição hidropônica e convencional, e analisados dados de crescimento, biomassa e variáveis fisiológicas. As análises consistiram de testes de média para os diferentes tamanhos de tubetes para cada espécie em função do sistema de produção e também foi realizada a análise conjunta para comparação entre os sistemas. Atendo-se às condições experimentais, o sistema hidropônico permitiu a obtenção de mudas de qualidade para acrocarpo, cedro, paricá e pau-pereira em apenas 60 dias após implantação no sistema. As espécies florestais: garapa, jacarandá-branco e sucupira não se adaptaram às condições de cultivo do sistema hidropônico utilizado. O melhor tamanho de tubete para a produção das mudas variou em função do sistema de produção e da espécie, sendo no sistema hidropônico: 280 cm³ para acrocarpo e pau-pereira; 180 cm³ para cedro e paricá; e no sistema convencional: tubete de 280 cm³ para cedro, jacarandá-branco, paricá e pau pereira; e tubete de 180 cm³ para acrocarpo e garapa. As variáveis morfológicas se mostraram eficientes na avaliação do crescimento e desempenho das mudas, enquanto que as variáveis fisiológicas obtidas pela estimativa de trocas gasosas por infravermelho apresentaram pouco poder de distinção entre os tratamentos. As mudas produzidas no sistema hidropônico foram implantadas com sucesso no campo, com taxas de mortalidade similares ao do sistema convencional e taxas de crescimento superiores. O corte das raízes externas ao tubete comprometeu o crescimento de mudas de acrocarpo oriundas do sistema hidropônico modificado. As demais espécies foram indiferentes a tal prática.

Palavras-chave: Solução nutritiva. Sistema de produção de mudas. Tubetes.

ABSTRACT

Modern forestry is a continuous evolving science and is always incorporating new techniques and methodologies aimed at the efficient implantation of forests and increase in productivity, in this context a modified hydroponic system has shown to be promising to obtain seedlings of agronomic, fruit and forest species. The objective of this work was to analyze the effect of two different systems of seedling production: hydroponic and conventional, being tested in each system three plastic tube sizes (for seedlings), comparing the two different systems regarding the quality of the seedlings obtained and verify the viability of the implantation of these seedlings in the field. Simultaneous experiments were carried out with seven forest species in hydroponic and conventional conditions, and data on growth, biomass and physiological variables were analyzed. The analyzes consisted of tests of average for the different sizes of tubes for each species as a function of the production system and also the joint analysis was carried out to compare the systems. Taking into account the experimental conditions, the hydroponic system allowed to obtain quality seedlings for acrocarpo (*Acrocarpus fraxinifolius*), cedro (*Cedrella fissilis*), paricá (*Schizolobium amazonicum*) and pau-pereira (*Platycyamus regnellii*) in only 60 days after implantation in the system. The forest species: garapa (*Apuleia leiocarpa*), jacarandá-branco (*Platyopodium elegans*) and sucupira (*Bowdichia virgilioides*) did not adapt to the conditions of cultivation of the hydroponic system used. The best plastic tube size for the production of seedlings varied according to the production system and the species, being in the hydroponic system: 280 cm³ for acrocarpo and pau-pereira; 180 cm³ for cedro and paricá; And in the conventional system: 280 cm³ tube for cedro, jacarandá-branco, paricá and pau-pereira; and 180 cm³ tube for acrocarpo and garapa. The morphological variables were efficient in the evaluation of the growth and performance of the seedlings, while the physiological variables obtained by the estimation of infrared gas exchanges presented little power of distinction between the treatments. The seedlings produced in the hydroponic system were successfully implanted in the field, with mortality rates similar to those of the conventional system and higher growth rates. The cut of the external roots to the tube compromised the growth of acrocarpo seedlings from the modified hydroponic system. The other species were indifferent to this practice.

Keywords: Nutritive solution. Seedling production system. Tubes.

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	19
2	REFERENCIAL TEÓRICO.....	21
2.1	Produção de mudas florestais	21
2.1.1	Dormência de sementes de espécies florestais	22
2.1.2	Substrato para produção de mudas florestais.....	23
2.1.3	Recipientes de polietileno rígido: Tubetes	25
2.2	Hidroponia.....	27
2.2.1	Tipos de sistemas hidropônicos.....	30
2.2.2	Sistema hidropônico modificado.....	31
2.3	Caracterização das espécies florestais utilizadas.....	32
2.3.1	Acrocarpo - <i>Acrocarpus fraxinifolius</i> Wight. & Arn.....	32
2.3.2	Cedro – <i>Cedrella fissilis</i> Vell.....	35
2.3.3	Garapa - <i>Apuleia leiocarpa</i> Vog. Macbride.....	36
2.3.4	Jacarandá-Branco - <i>Platypodium elegans</i> Vog.....	37
2.3.5	Paricá - <i>Schizolobium amazonicum</i> Huber ex Ducke	39
2.3.6	Pau-Pereira – <i>Platygyamus regnellii</i> Benth	41
2.3.7	Sucupira – <i>Bowdichia virgilioides</i> H. B. K.....	42
2.4	Métodos de avaliação da qualidade das mudas	43
2.4.1	Métodos biométricos ou morfológicos.....	44
2.4.2	Métodos fisiológicos	46
3	MATERIAL E MÉTODOS.....	49
3.1	Local de coleta, beneficiamento das sementes e obtenção das plântulas	49
3.1.1	Análise radiográfica.....	50
3.1.2	Quebra de dormência.....	50
3.1.3	Testes de germinação.....	51
3.1.4	Obtenção das plântulas	52
3.1.5	Substrato das plântulas para o sistema hidropônico	53

3.1.6	Substrato das plântulas para o sistema convencional/viveiro	53
3.2	Produção das mudas de espécies florestais em dois sistemas.....	54
3.2.1	EXPERIMENTO 01: Produção de mudas de espécies florestais no sistema hidropônico.....	54
3.2.2	EXPERIMENTO 02: Produção de mudas de espécies florestais no sistema convencional.....	57
3.2.3	Delineamento experimental.....	57
3.2.4	Avaliação das características morfológicas	58
3.2.5	Avaliação das características fisiológicas com IRGA	59
3.2.6	Análise dos dados	61
3.2.7	Análise Conjunta	61
3.3	EXPERIMENTO 03: Implantação no campo das mudas produzidas no sistema hidropônico e convencional.....	63
3.3.1	Localização e caracterização da área de estudo.....	63
3.3.2	Caracterização do solo.....	64
3.3.3	Delineamento experimental e condução do experimento.....	64
3.3.4	Variáveis analisadas	65
3.3.5	Análise estatística	66
3.3.6	Análise Conjunta	66
4	RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	67
4.1	EXPERIMENTO 01: Mudas produzidas no sistema hidropônico modificado.....	67
4.1.1	Crescimento das plantas	68
4.1.2	Produção de biomassa seca e índice de Dickson	69
4.1.3	Variáveis fisiológicas das mudas.....	71
4.2	EXPERIMENTO 02: Mudas produzidas no sistema convencional	73
4.2.1	Crescimento das mudas no sistema convencional.....	73
4.2.2	Produção de biomassa seca e índice de Dickson.....	76

4.2.3	Variáveis fisiológicas das mudas.....	78
4.3	Análise conjunta das mudas produzidas nos dois sistemas de produção.	80
4.3.1	Análise conjunta das variáveis morfológicas	80
4.3.2	Análise conjunta da produção de biomassa e IQD das mudas	89
4.3.3	Análise conjunta das variáveis fisiológicas	90
4.3.4	Observações sobre a produção de raízes no sistema hidropônico	92
4.4	EXPERIMENTO 03: Implantação das mudas no campo.....	95
4.4.1	Sobrevivência das mudas.....	95
4.4.2	Crescimento das mudas no campo.....	97
4.4.3	Análise conjunta da implantação no campo das mudas produzidas nos dois sistemas de produção	99
5	CONCLUSÕES	103
	REFERÊNCIAS.....	105

1 INTRODUÇÃO

A silvicultura moderna é uma ciência em contínua evolução e, assim como os demais segmentos da Engenharia Florestal, está sempre incorporando novas técnicas e metodologias, procurando aperfeiçoar a produção de mudas e plantios no campo visando à implantação eficiente das florestas e aumento na produtividade.

As florestas nativas e plantadas têm variadas finalidades para a humanidade, pois além do valor paisagístico e de prestação de serviços ambientais ligados à conservação da fauna, da flora, do solo, da qualidade do ar e da água; fornecem também alimentos, essências, vestuários, combustíveis, remédios e energia.

Para viver, os vegetais precisam adquirir nutrientes no ambiente e assim se desenvolver e completar seu ciclo vital. A base para que o fornecimento de minerais na adubação seja feita de maneira adequada é o conhecimento da nutrição das plantas, dos nutrientes exigidos e das funções que os mesmos desempenham na vida vegetal.

A forma de se fornecer os nutrientes para o crescimento vegetal tem sido alvo de estudos ao longo da história da humanidade. Duas técnicas oferecem destaque: fornecimento de nutrientes via substrato (solo, compostos variados...) e via solução nutritiva. As diferentes combinações de substratos, recipientes e soluções são linhas de pesquisa de grande relevância e que geram expectativas de definições de técnicas que acarretem produção de mudas de excelente qualidade aliada a retorno econômico.

Um sistema hidropônico modificado tem se mostrado promissor para obtenção de mudas de espécies agrônômicas e frutíferas com excelente qualidade para serem implantadas no campo (SOUZA et al. 2015; GOMES 2013; SOUZA et al. 2013; LOCARNO et al. 2011; SOUZA et al. 2011a;

SOUZA et al., 2011b). Recentemente alguns estudos têm tratado do cultivo e manejo de espécies florestais em sistema hidropônico (SILVA et al., 2016; REZENDE, 2014; SORREANO, 2006), no entanto esses estudos são ainda incipientes e englobam poucas espécies.

Ainda não se sabe ao certo, como as mudas de espécies florestais crescem e se desenvolvem em condições hidropônicas, ou mesmo se essas mudas hidropônicas sobrevivem ao serem implantadas nas condições de campo. Assim, se tornam necessárias pesquisas que venham evidenciar detalhes desse manejo e esclarecer os efeitos do cultivo hidropônico na produção de mudas de espécies florestais exóticas e nativas.

O objetivo desse trabalho foi analisar o efeito de dois diferentes sistemas de produção de mudas florestais: hidropônico e convencional, e verificar a viabilidade da implantação dessas mudas no campo.

A partir dos resultados e conclusões, espera-se que o maior conhecimento acerca da técnica hidropônica empregada e das espécies utilizadas possibilite, em estudos futuros, aumentos na produtividade dos povoamentos, redução no custo das mudas e menor tempo de obtenção de mudas viáveis de serem implantadas no campo. E que todos esses conhecimentos possam fomentar a utilização desta técnica inovadora e das espécies florestais nativas e exóticas.

2 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 Produção de mudas florestais

O sistema de produção de mudas de espécies florestais tem se mostrado uma atividade fundamental no processo produtivo, para o qual devem ser destinados cuidados na germinação, na redução de choques de transplante e no procedimento de condução das mudas, visando um melhor aproveitamento de seu potencial. Porém, essa produção apresenta uma série de restrições, como as de origem sanitária, devido ao grande número de patógenos associados às sementes e, posteriormente às mudas resultantes (SANTOS et al., 2001).

Em projetos de reflorestamento com mudas obtidas a partir de sementes, seja para fins de proteção ou para fins de produção, a utilização de sementes com boa qualidade fisiológica é de extrema importância para garantir uma alta taxa de germinação e, portanto formação de mudas de boa qualidade (CARLOS, 2013).

Dentre as práticas adotadas por viveiros comerciais para maximizar a produção de mudas, pode-se citar a utilização de substratos e sombreamento adequados às espécies produzidas. As pesquisas sobre o assunto têm alicerçado o desenvolvimento da produção e comercialização especializada de mudas (FACHINELLO et al., 1995).

Atualmente existem no mercado fertilizantes comerciais que são usados para produção de mudas no viveiro e pós-plantio. Produzir mudas resistentes, mais capacitadas a sobreviver às adversidades encontradas no campo e uma boa adubação é uma das possíveis opções para minimizar as perdas pós-plantio (SOUZA et al., 2006).

Nos últimos anos, o estudo de diversas espécies florestais tornou-se uma realidade (VENTURA; RAMBELLI, 1996). A necessidade de produção de mudas para plantios comerciais e recuperação de áreas degradadas tem

promovido o desenvolvimento de tecnologias que envolvam a redução dos custos de manejo dessas mudas no viveiro e um bom desenvolvimento no campo (COUTINHO; CARVALHO, 1983).

A produção de mudas de espécies florestais em larga escala para plantios comerciais, recuperação de áreas degradadas e recomposição de florestas faz com que haja grande procura por alternativas que visam à redução dos custos de manejo dessas espécies (SOUZA et al., 2006).

A adoção de novas tecnologias para a produção de mudas deve ter como meta reduzir o ciclo de plantio, otimizar recursos de forma a aumentar o retorno financeiro e obter um maior controle das condições fitossanitárias para uma melhor qualidade final. Dentre os métodos de produção de mudas de alta qualidade de espécies florestais, a hidroponia está despontando como uma técnica muito promissora.

2.1.1 Dormência de sementes de espécies florestais

A dormência é o fenômeno pelo qual as sementes de uma determinada espécie, mesmo sendo viáveis e tendo todas as condições ambientais favoráveis à germinação, deixam de germinar; podendo o bloqueio à germinação estar situado na própria semente. Na natureza é um recurso usado pelas plantas produtoras de sementes para perpetuação de suas espécies, uma vez que o fenômeno da dormência impede que todas as sementes germinem na mesma época, aumentando sua chance de sobrevivência e diminuindo o risco de extinção da espécie (CARVALHO; NAKAGAWA, 2000).

Há diversas classificações para a dormência de sementes. Bewley e Black (1994) reconhecem três tipos:

- a) Dormência fisiológica: causada pela presença de substâncias inibidoras dos processos metabólicos;

- b) Dormência embrionária: quando o embrião encontra-se subdesenvolvido ou subdiferenciado;
- c) Dormência tegumentar: quando a dormência é imposta pelo tegumento impermeável.

Em sementes de espécies florestais tropicais, a impermeabilidade do tegumento à água é considerada uma das formas mais comuns de dormência, principalmente na família Fabaceae, com cerca de 85% das espécies dotadas de tegumento duro (CARDOSO, 1994). Esse tipo de dormência é caracterizado pela dificuldade na absorção de água, impedindo, dessa forma, a hidratação da semente e, conseqüentemente, restringindo os processos físicos e as reações metabólicas básicas da germinação (BORGES et al., 2004).

Apesar do seu papel ecológico como mecanismo de perpetuação da espécie, a dormência é considerada, do ponto de vista econômico, como um fator limitante da produção, pois a germinação ocorre de forma lenta e desuniforme. Logo, se faz necessária a utilização de métodos para remoção dessa barreira à germinação e à produção de mudas.

O método de superação da dormência é indicado de acordo com as causas da dormência de sementes de cada espécie. Para cada tipo de dormência e para cada condição na qual as sementes estão inseridas haverá um ou mais métodos mais adequados e eficientes (ZAIDAN; BARBEDO, 2004).

2.1.2 Substrato para produção de mudas florestais

Os substratos têm a função de servir de suporte para a muda, favorecer o desenvolvimento do sistema radicular, possibilitar a formação de um torrão firme, ter capacidade de retenção de nutrientes e umidade (FACHINELLO et al., 1995). Hill (1996) define substrato como sendo qualquer material em que as sementes germinam; mudas são inseridas e/ou plantas se desenvolvem. O autor complementa que existem substratos orgânicos e inorgânicos e que,

independente da natureza, devem ter boa habilidade de trocas gasosas e serem capazes de absorver e liberar para as plantas a quantidade de umidade e de nutrientes para que elas cresçam.

No passado, o solo era utilizado como o principal substrato para a produção de mudas o qual, por sua vez, é o resultado da interação entre processos físicos, químicos e biológicos na rocha matriz. Novas tecnologias foram sendo aplicadas para garantir maior qualidade na produção de mudas; com isto, o solo foi perdendo seu espaço para substratos alternativos, como lodo de esgoto, casca de arroz carbonizada e “*in natura*”, esterco animal, vermicomposto e fibra de coco (SAIDELLES et al., 2009; TRAZZI et al., 2012).

As características químicas dos substratos estão relacionadas à sua capacidade de fornecer nutrientes às plantas. A caracterização química dos substratos e de suas matérias-primas é fundamental para o conhecimento da formulação, recomendação e monitoramento de adubações, o que contribui para a qualidade dos substratos (SANTOS et al., 2014).

As características e os componentes dos substratos são muito variáveis. Dentre as características químicas aquelas que têm destaque são o potencial hidrogênio (pH), a capacidade de troca de cátions (CTC), a salinidade e o teor de matéria orgânica (SCHMITZ et al., 2002; KÄMPF, 2005). As propriedades químicas do substrato podem ser alteradas, ao contrário das propriedades físicas, que dificilmente podem ser modificadas após plantio da muda. Um substrato pode ser melhorado com o fornecimento de nutrientes providos ou não de fontes minerais e seu pH corrigido (CABRERA, 1999).

De acordo com Bellote e Dedecek (2006) a expressão dos efeitos das propriedades químicas dos substratos é reduzida por algumas situações, como deficiência hídrica, compactação e impedimentos físicos; já Wendling et al. (2007) e Kratz et al. (2013) verificaram, analisando as características de

substratos renováveis, que as propriedades físicas não interferiram nas características nutricionais.

Em viveiros convencionais o substrato utilizado varia em função das espécies cultivadas e da disponibilidade na região dos compostos utilizados na formulação. É comum a combinação, em proporções variadas, de terra de subsolo, casca de arroz carbonizada, fibra de coco, vermiculita e algum fertilizante de liberação lenta.

Uma variação da técnica da hidroponia tem sido empregada para a produção de mudas de espécies florestais, para tanto se utiliza um substrato inerte - como a vermiculita - para sustentar a muda e estruturar o sistema radicular. Neste sistema não há a adição de fertilizantes na formulação do substrato, uma vez que o fornecimento dos nutrientes é realizado por meio de solução nutritiva contendo todos os elementos essenciais para o desenvolvimento das plantas.

2.1.3 Recipientes de polietileno rígido: Tubetes

A necessidade crescente de mudas de espécies florestais de qualidade fez com que muitas pesquisas tenham sido realizadas com relação a tipos e tamanho de recipientes, substratos, manipulação do material e avaliações das respostas no campo. Gomes et al. (2003) afirmam que na maior parte das pesquisas com recipientes para a produção de mudas, tem sido respeitado o princípio de que o sistema radicular é importante, devendo apresentar boa arquitetura, e que, por ocasião de plantio, deverá sofrer o mínimo distúrbio, o que permite que a muda seja plantada com um torrão sólido e bem agregado a todo o sistema radicular, favorecendo a sobrevivência e o crescimento inicial no campo.

De acordo com Daniel et al. (1982) as principais razões da produção de mudas em recipientes se devem aos maiores índices de sobrevivência e

desenvolvimento das plantas após plantio no campo. Nesse caso, o sistema radicular não se danifica durante o plantio, e assim, a época ideal de plantio pode ser prolongada, entre outras vantagens. Segundo Gomes et al. (1991), dezenas de modelos de recipientes foram testados para produção de mudas de espécies florestais e, dentre esses, os que se destacam em termos de utilização são os sacos de polietileno e mais recentemente os tubetes de polietileno rígido.

Os sacos plásticos têm aplicação, principalmente, nos pequenos viveiros, em virtude do menor preço e maior disponibilidade (GOMES et al., 1990). Algumas desvantagens são apontadas quando se utiliza estes recipientes: enovelamento do sistema radicular; dificuldade das operações de viveiro, transporte para o campo e distribuição das mudas, em virtude de o substrato utilizado (solo) ser muito pesado. No uso de sacos plásticos é necessário que a terra esteja seca, o enchimento é manual, e há necessidade de se retirar o recipiente no momento do plantio, retardando tal operação (CAMPINHOS; IKEMORI, 1983).

Segundo Carneiro (1995), até a década de 1980, os recipientes mais utilizados para produção de mudas de espécies florestais eram os sacos plásticos. Atualmente, a produção de mudas de eucalipto no Brasil é conduzida, na sua maior parte, em recipientes de plástico rígido conhecidos por tubetes; sendo este tipo de embalagem também utilizado na produção de mudas de espécies nativas (GONÇALVES et al., 2000; LELES et al., 2000). Alguns estudos concluíram sobre a viabilidade do uso de tubetes plásticos para a produção de mudas de qualidade de espécies florestais nativas da flora brasileira (DAVIDE; FARIA, 2008; LELES et al., 2006; MALAVASI; MALAVASI, 2006; JOSÉ et al., 2005).

Existe uma tendência de substituição, em sistemas de produção de larga escala, dos sacos plásticos por tubetes de plástico rígido. Esses recipientes apresentam diversas vantagens, em relação aos sacos plásticos: menor diâmetro, ocupando menor área no viveiro; menor peso (tubete + substrato + muda);

facilidade das operações de produção de mudas; redução dos custos de transporte das mudas para o campo; distribuição e plantio nas covas (GOMES et al., 1990). Outro ponto muito importante, destacado por Davide e Faria (2008), é a redução do enovelamento de raiz, com a utilização de estrias longitudinais internas nos tubetes, pois os tubetes são providos de frisos internos longitudinais e equidistantes em número de 4, 6 ou 8 que direcionam as raízes no sentido vertical, em direção ao fundo do recipiente onde existe um orifício para a drenagem da umidade e saída das raízes, o que promove a sua poda pelo ar e luz. A configuração deste tipo de recipiente evita o crescimento de raízes em forma espiral (CARNEIRO, 1985).

Outras vantagens técnicas do uso do sistema de tubetes são: crescimento inicial mais rápido logo após o plantio (DAVIDE; FARIA, 2008), e ainda, facilidades operacionais como: trabalha-se em qualquer condição climática, o que permite cumprir o cronograma de produção de mudas. No transporte, a quantidade de mudas por caminhão é cinco vezes maior que no sistema de saco plástico e o rendimento de plantio é três vezes maior (FAGUNDES; FIALHO, 1987).

Atualmente, o mercado oferece tamanhos, volumes e formas diferenciadas de tubetes, que são indicados de maneira geral para diferentes espécies, pois ainda faltam informações mais específicas e que apontem melhor combinação substrato x fertilização x tubetes para as diferentes espécies.

2.2 Hidroponia

A hidroponia é uma técnica de cultivo protegido, na qual o solo é substituído por solução nutritiva contendo os elementos essenciais para o desenvolvimento das plantas (FURLANI, 1999). O termo hidroponia deriva de duas palavras de origem grega: *hidro*, que significa água e *ponos*, que significa

trabalho (CARMELLO; FURLANI, 1994), e literalmente significa trabalho em água.

O cultivo sem solo não é uma técnica recente; os registros da sua utilização datam de milhares de anos, como os cultivos sobre tábuas flutuantes praticados pelos astecas, os jardins suspensos da Babilônia e os registros em hieróglifos dos experimentos de Teophrastus sobre nutrição de plantas (SORREANO; RODRIGUES; BOARETTO, 2012). O primeiro documento escrito e conhecido sobre o tema data de 1600, quando Jan Van Helmont indicou por meio de suas pesquisas que as plantas obtêm substâncias a partir da água. Ao longo do tempo foram desenvolvidas diversas pesquisas de forma que em 1860, o botânico alemão Julius von Sachs demonstrou que a fase sólida do solo pode ser inteiramente dispensada na nutrição de plantas, cultivando plantas unicamente na fase líquida até a maturidade (EPSTEIN; BLOOM, 2006). Em meados de 1930, William Frederick Gericke, nos EUA, aprimorou a técnica e seus estudos se tornaram base para todas as formas de cultivo hidropônico, com potencial uso na aplicação comercial (RESH, 1997).

A solução nutritiva é a alma de qualquer cultivo sem solo. Ela substitui uma das funções mais nobres do solo: a de fornecedor de nutrientes às plantas. As técnicas de cultivo utilizando soluções nutritivas com composição química bem definida e a possibilidade de obtenção de compostos químicos de alto grau de pureza foram fatores que contribuíram muito para os avanços nas pesquisas em nutrição mineral de plantas, uma vez que possibilitaram o crescimento normal das plantas e o controle do fornecimento de nutrientes às raízes (SORREANO; RODRIGUES; BOARETTO, 2012).

Praticamente qualquer planta que cresça naturalmente no solo pode ser cultivada em hidroponia. Entre elas, plantas lenhosas, arbustos, plantas herbáceas como cereais, leguminosas, plantas ornamentais, hortaliças e outras (CROCOMO, 1986). Resh (1997) complementa que os dois sistemas (solo e

hidroponia) são viáveis, pois a absorção dos nutrientes ocorre da mesma forma, sendo os elementos retirados de uma solução onde se encontram dissociados os íons nutrientes.

Na solução, os nutrientes são fornecidos por sais de maior solubilidade, cuja concentração na solução pode variar, de acordo com o cultivo, sistema utilizado, fatores ambientais, época do ano, idade das plantas, a espécie cultivada e a cultivar utilizada (FURLANI, 1999). Além dos nutrientes, a solução nutritiva deve conter oxigênio (O_2) e temperatura adequada à absorção destes pelas raízes.

As soluções nutritivas fornecem os nutrientes ao desenvolvimento das plantas, porém, não existe uma que seja adequada para todas as espécies vegetais. Para cada espécie e condição de cultivo existe uma solução nutritiva mais adequada, dependendo da exigência nutricional. Essa exigência refere-se às quantidades de nutrientes que uma cultura extrai da solução nutritiva para atender às suas necessidades, crescer e produzir adequadamente (SORREANO; RODRIGUES; BOARETTO, 2012).

Assim, muito esforço tem sido investido na formulação de soluções nutritivas. Muitas composições têm sido bem sucedidas e há pouca probabilidade de que qualquer combinação particular de concentrações e proporções de sais se prove decididamente superior a qualquer outra, embora a pesquisa por tais “melhores” ou “balanceados” elixires da vida para plantas seja um busca consagrada ao longo do tempo (EPSTEIN; BLOOM, 2006).

A hidroponia possui um custo inicial elevado, porém, as vantagens apontadas, como alta capacidade de produção, menores riscos de adversidade climática, independência de clima e solo, produção fora de seu período natural de sazonalidade, redução do tempo de cultivo e alta qualidade do produto apontam para alta rentabilidade da prática (FAQUIN; FURTINI NETO; VILELA, 1996). Locarno (2011) destaca entre os benefícios da hidroponia, a

ergonomia de trabalho, pois as operações são realizadas em pé e a redução do tempo de produção, otimizando a estrutura física e aumentando a quantidade de mudas produzidas ao longo do ano. Além disso, é possível conseguir uma melhor padronização das mudas e do sistema radicular, uma drástica redução no uso de água, eficiência no uso de fertilizante, maiores possibilidades de mecanização e automação da produção (FURLANI, 1999).

Por outro lado, Carmo Junior (2000) cita a grande dependência de energia elétrica e que em um sistema fechado, com uma população alta de plantas, poucos indivíduos doentes podem contaminar parte da produção.

2.2.1 Tipos de sistemas hidropônicos

Existem vários tipos de sistemas hidropônicos, sendo estes classificados em estáticos ou dinâmicos, abertos ou fechados. No sistema estático a solução permanece imóvel junto ou próxima às raízes. A maior parte dos sistemas é do tipo dinâmico, onde a aeração da solução é realizada pela circulação forçada de ar ou água.

De acordo com Menezes (2010), há cinco tipos de sistemas dinâmicos:

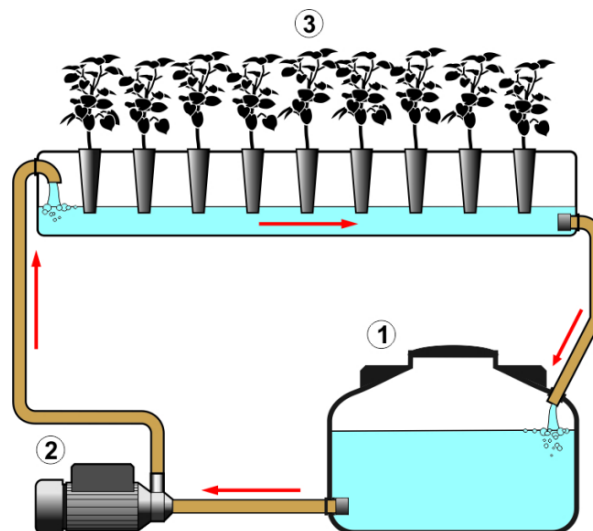
- a) Sistema DFT (*Deep Film Technique*) ou *Floating*: neste sistema as plantas, apoiadas em placas de isopor, flutuam numa piscina com solução nutritiva. Apresenta elevado consumo de água e necessidade um bom sistema de aeração;
- b) Sistema de sub-irrigação: a irrigação do sistema radicular é realizada de baixo para cima em intervalo de tempo pré-estabelecido, e posteriormente a solução retorna ao reservatório;
- c) Sistema de gotejamento: a irrigação das plantas é feita gota a gota por meio de dispositivos gotejadores que são instalados junto ao coleto da planta;

- d) Sistema aeroponia: a solução nutritiva é nebulizada em câmara escura onde as raízes ficam suspensas e expostas ao ar climatizado do interior;
- e) Sistema NFT (*Nutrient Film Technique*): Uma moto-bomba é acionada por um temporizador de forma intermitente fazendo com que a solução circule e retorne ao reservatório. É o mais utilizado atualmente.

2.2.2 Sistema hidropônico modificado

Um novo sistema de produção de mudas (Figura 1) foi proposto por Faquin e Chalfun (2008). Consiste em um sistema intermediário entre o sistema DFT (*Deep Film Technique* ou *Floating*) e o NFT (*Nutrient Film Technique*) e tem possibilitado a produção em tempo recorde, sistema radicular isento de doenças, pragas e plantas daninhas (FERREIRA, 2013).

Figura 1 Esquema do sistema hidropônico de cultivo de frutíferas, florestais e ornamentais enxertadas: (1) reservatório de solução nutritiva; (2) motobomba e (3) piscina: caixa nivelada dimensionada para receber os suportes que contém os tubetes e mudas.



Fonte: Faquin e Chalfun (2008).

Neste sistema as mudas continuam a obter os sais minerais da solução nutritiva, porém seu sistema radicular fica envolvido em um substrato inerte. Assim, as condições hidropônicas de cultivo são mantidas e tem-se a possibilidade de produção de mudas com sistema radicular consistente, contido dentro de um recipiente (tubete) que contém o substrato.

Esta técnica foi empregada com resultados muito satisfatórios para produção de porta-enxertos cítricos (SOUZA et al. 2013; GOMES, 2013; MENEZES, 2010); bem como para produção de mudas de pereira e de pessegueiro (SOUZA et al. 2015, SOUZA et al. 2011a, SOUZA et al. 2011b). Peche (2012), ao analisar a produção de mudas de goiabeira em sistema hidropônico e convencional, verificou que no sistema hidropônico, as mudas atingiram o ponto de enxertia aos 220 DAS (dias após semeadura), enquanto, no sistema convencional, o atingiram aos 348 DAS. Rezende (2014) ao analisar a produção de mudas da espécie arbórea *Cordia superba* pelo sistema hidropônico verificou que a técnica é promissora, pois apresentou resultados satisfatórios, como rápido crescimento inicial das plântulas, altura de plantas e diâmetro do caule.

2.3 Caracterização das espécies florestais utilizadas

A seguir são apresentadas as sete espécies florestais que foram utilizadas neste trabalho.

2.3.1 Acrocarpo - *Acrocarpus fraxinifolius* Wight. & Arn

O *Acrocarpus fraxinifolius* Wight. & Arn. popularmente conhecido como acrocarpo, cedro indiano, cedro rosado, mundani e árvore-de-ripa é uma espécie da família Fabaceae e subfamília Caesalpinioideae, que alcança 40 metros de altura e ocorre naturalmente em florestas mistas perenifólias da Índia, Bangladesh, Burma, Indonésia, Nepal e Miamá (antiga Birmânia). Possui tronco

ereto com raízes tabulares. Suas folhas são compostas, bipinadas, verde-claras, alternas, grandes, decíduas, com 4 a 7 pares de folíolos opostos, ovalados, de ápice alongado, pontiagudo, de margens onduladas, vermelho-bronzeados quando novas e de 3 a 9 cm de comprimento. As inflorescências são cônicas, longas, axilares e terminais, numerosas, formadas de agosto a setembro, com cores vermelho-alaranjadas, de corola com cinco pétalas espatuladas, protegidas por cálice vermelho-bordô que contém néctar muito procurado por pássaros. Frutifica produzindo vagens celulósicas quase pretas, deiscentes, com sementes ovaladas, achatadas e pequenas (LORENZI, 2003; PRADO et. al, 2003).

Segundo Lorenzi (2003) trata-se de uma espécie com características adequadas para plantio com fins ornamentais. Devido suas características tecnológicas e de grande diâmetro do tronco com rápido crescimento é muito promissora para reflorestamentos. Sua madeira é dura e de cerne avermelhado (motivo do nome inglês “cedro-rosa”), podendo ser utilizada em construção, mobiliário e produção de celulose.

No Brasil a espécie é ainda pouco difundida e tem despertado o interesse de pesquisadores brasileiros pela diversificação do seu uso na indústria madeireira, seu rápido crescimento, por sua vocação como componente de sistemas agrossilvipastoris e pelo seu potencial na recuperação de áreas degradadas (GUSMÃO, 2006). Martinez e García (2004), associando as vantagens citadas, concluíram que a espécie possui requisitos básicos para o desenvolvimento de projetos financeiramente viáveis. Na América do Norte e no México, a espécie têm se tornado atraente para pequenos produtores de madeira, os quais vêm aumentando as plantações (FERNANDEZ et al., 2002).

Martinez et al. (2006) mencionaram o rápido crescimento da espécie no México, onde esta pode atingir até 8,5m de altura nos primeiros 12 meses, dependendo do sítio e 12,75 m aos 2 anos, bem como um DAP de 11,5 cm para a última idade. Ainda segundo esse autores, os tipos de solos adequados ao

desenvolvimento e produtividade da espécie são solos profundos, bem drenados e com pH variando entre 4 e 8. A espécie é considerada resistente a pragas e enfermidades (MARTINEZ; GARCÍA, 2004).

Alguns estudos já foram realizados para melhor conhecer as características de sua madeira. Prado et al. (2003), analisaram as características físicas e químicas da madeira de algumas procedências. Observou-se que *Acrocarpus fraxinifolius* produz madeira leve ($0,438 \text{ g/cm}^3$), com fibras curtas (1,20 mm), alto teor de extrativos totais (10,6%) e baixo teor de lignina (20,1%). Os mesmos autores concluíram ainda que a madeira é estável, com baixos valores de retratibilidade total (9,0%) e com anisotropia de contração aceitável (1,8%), características adequadas para processamento mecânico e movelaria. Também Trianoski (2010) avaliando o potencial de espécies florestais alternativas, de rápido crescimento, para a produção de painéis de madeira aglomerada, concluiu que o *Acrocarpus fraxinifolius* apresentou características adequadas para esta finalidade, revelando possuir propriedades tecnológicas superiores a espécie tradicionalmente utilizada para a produção de painéis de madeira aglomerada como o *Pinus taeda* e indicou viabilidade técnica para uso da espécie para produção de painéis.

Apesar de ser leguminosa, a espécie aparentemente não tem nódulos fixadores de nitrogênio (NEIL, 1990; POKHRIYAL et al., 1990). A espécie é heliófila (RAI, 1979) e não é resistente à geada (MOLLER, 1992).

De acordo com Rai (1976) a germinação das sementes é errática, assim este autor realizou um estudo para descobrir um método adequado de pré-tratamento para a germinação mais rápida e garantida. Vários tratamentos foram julgados: sementes pré-tratadas com ácido sulfúrico, nitrato de amônio, nitrato de sódio, água quente e Ethrel (etefon). Verificou-se que o tratamento das sementes com ácido sulfúrico concentrado durante 10 minutos resultou em taxa

de germinação na ordem de 90%, tendo sido considerado o melhor dentre os métodos analisados.

Tal como a maioria das espécies nativas e exóticas, pouco se sabe sobre seus aspectos silviculturais.

2.3.2 Cedro – *Cedrella fissilis* Vell.

O cedro rosa, cedro vermelho ou simplesmente cedro (*Cedrella fissilis* Vell.) é uma espécie arbórea pertencente à família Meliaceae e é nativa do Brasil. Ocorre desde o Rio Grande do Sul até Minas Gerais, é encontrada no interior da floresta primária, iniciando seu desenvolvimento a partir da abertura de clareiras, ou na bordadura da floresta, apresentando grande agressividade na vegetação secundária, principalmente nas florestas semidecíduais e fluvial atlântica (CARVALHO, 2003; LORENZI, 1998).

É uma das espécies florestais mais importantes da América Tropical, por possuir grande valor econômico e ecológico. Sua exploração se mostra muito atrativa, pois possui madeira nobre de fácil trabalhabilidade e elevada duração, podendo atingir 25 m de altura e 80 cm de DAP; além de ser de fundamental importância dentro de seu ecossistema natural. Por ser uma espécie nativa e apresentar interação com a fauna, também é recomendada para programas de recuperação de áreas degradadas (CARVALHO, 2003), e muito utilizada no paisagismo de praças públicas, parques, grandes jardins e na arborização de ruas (LORENZI, 1998).

Aliado à degradação dos habitats naturais, a exploração madeireira da espécie vem trazendo prejuízos significantes desde o declínio populacional até a extinção de muitas subpopulações (PRIETO, 2015). Já que muitas vezes sua exploração é feita de forma insustentável e em alguns casos ilegal a espécie encontra-se em crescente risco de extinção (BARBEDO et al., 1997), estando

avaliada como espécie vulnerável a extinção de acordo com lista do Livro vermelho a Flora do Brasil (LISTA DA FLORA DO BRASIL, 2013).

Atualmente, segundo Biernaski (2010), a demanda por mudas de cedro é destinada para a restauração florestal. Conforme Peixoto et al. (2008), o cedro possui sementes ortodoxas tolerantes ao armazenamento a baixas temperaturas. Com relação às características ecofisiológicas, Inoue et al. (1984) relatam que a espécie *Cedrela fissilis* apresenta enorme complexidade frente aos fatores ambientais. Um exemplo é a capacidade elástica de sua adaptação fisiológica às condições de luz do ambiente, porém, apresenta maior produtividade sob condições de menor intensidade de luz, o que indica a necessidade de certo sombreamento do cedro na fase jovem. O desenvolvimento das plantas no campo é considerado rápido, podendo atingir 3-4 m de altura aos dois anos (CASTRO; PAROLIN, 2006).

Outro grande desafio para a silvicultura da espécie é a ocorrência da “broca das meliáceas”: *Hypsipyla grandella* (Zeller) (Lepidoptera: Pyralidae). Muitos plantios do cedro brasileiro têm sido fadados ao insucesso por essa praga mielófaga, o ataque é geralmente dirigido aos ponteiros que exsudam goma e morrem, a planta reage brotando lateralmente, mas estas brotações também podem ser atacadas. Em consequência, a planta perde dominância apical e resulta em um fuste de baixo valor comercial.

2.3.3 Garapa - *Apuleia leiocarpa* Vog. Macbride

Apuleia leiocarpa (Vogel) J. F. Macbr. (Fabaceae - Caesalpinioideae), conhecida como garapa, grápia, grapiapunha, jitaí, jutaí ou amarelão, é uma espécie florestal nativa do Brasil, mais comum de Minas Gerais ao Rio Grande do sul. Pode atingir 35m de altura e 100 cm de diâmetro a altura do peito (DAP) (CARVALHO, 2003). É uma espécie de caráter pioneiro. De modo geral, a espécie é mais abundante em solos com rápida drenagem, podendo ocorrer

também em regiões de planalto, em solos secos e de baixa fertilidade (HERINGER; FERREIRA, 1973).

Apesar de ampla distribuição geográfica no território brasileiro, atualmente a presença da espécie é descontínua, devido à devastação intensa das matas e à falta de reposição (MATTOS; GUARANHA, 1983). Tem importância ecológica, paisagística, potencial apícola, medicinal e florestal. Reconhecida pela qualidade da madeira, tem sido empregada em marcenaria, esquadrias, carrocerias, trabalhos em torno; para a construção civil, como vigas, ripas, caibros, tabuas, tacos e na obtenção de tanino (LORENZI, 2002).

A espécie torna-se cada vez mais escassa devido à devastação das florestas na sua área de ocorrência natural e à exploração de sua madeira de forma extrativista, sem haver reposição através de reflorestamento. Sendo muito explorada para os fins supracitados, se encontra ameaçada de extinção.

As sementes da *A. leiocarpa* apresentam dormência decorrente da impermeabilidade do tegumento à água, sendo necessário o emprego de tratamentos para superá-la (SOUZA et al. 1994).

Em razão das diferentes condições de ocorrência natural dessa espécie, é esperado que sua exigência nutricional seja distinta das demais espécies cultivadas, o que levaria, no caso de plantios artificiais, à escolha de solo com fertilidade diferenciada ou diferentes recomendações de adubação e correção para um mesmo tipo de solo.

2.3.4 Jacarandá-Branco - *Platypodium elegans* Vog.

Platypodium elegans Vog., conhecida popularmente como jacarandá-branco, uruvalheira, jacarandá-canxil, amendoim do cerrado ou amendoim bravo, é uma espécie da família Fabaceae. Árvore semidecídua, heliófita, que pode alcançar 15 m de altura e diâmetro à altura do peito de 50 cm. Ocorre no

Cerrado e em zonas de transição Cerrado-Floresta Estacional; é naturalmente encontrada em terrenos bem drenados (LORENZI, 2002).

Apresenta dispersão uniforme e geralmente em alta frequência, floresce a partir de meados de setembro até novembro (ALMEIDA et al., 1998). Os frutos amadurecem nos meses de setembro e outubro do ano seguinte (LORENZI, 2002). O fruto é uma sâmara, oblongo-obovada, lenhosa e com asa coriácea (RIZZINI, 1971), com a semente localizada na porção terminal (AUGSPURGER, 1989) e, quando secas, apresentam cor pardo-amarelada. Cada sâmara de *P. elegans* apresenta um núcleo seminífero envolto por pericarpo bastante rígido e contornado por alas coriáceas vascularizadas (BARROSO et al., 1999); é praticamente impossível separar a semente do fruto (LORENZI, 2002). O peso seco de uma sâmara é em média de 2 g, e o comprimento de sua ala é de aproximadamente 10 cm (AUGSPURGER, 1983).

Sua madeira é clara, sem cerne definido e pouco resistente ao tempo, porém dura e difícil de ser rachada, tem sido muito empregada na carpintaria e marcenaria; além disso, esta espécie apresenta potencial ornamental e para a recomposição de áreas degradadas, plantio em grandes áreas verdes e em sistemas agroflorestais (ALMEIDA et al., 1998).

Em espécies florestais nativas, como o *Platipodium elegans*, é comum a ocorrência de estruturas vazias e com sementes danificadas devido ao beneficiamento e, ou, ataque de insetos, além de apresentarem problemas como má-formação da semente. Assim, metodologias como a aplicação de Raios-X na seleção de sementes viáveis são de grande valia para a produção de mudas viáveis. Em estudo aplicando a radiografia à seleção de sementes desta espécie, verificou-se que os danos detectados nas radiografias afetaram a germinação, reduzindo a qualidade dos lotes e que o teste de raios-x mostrou-se eficiente na avaliação da morfologia interna das sementes da espécie (SOUZA et al., 2008).

Pouco se sabe sobre os aspectos silviculturais do jacarandá-branco. Suas particularidades necessitam ser estudadas de forma a fomentar sua aplicação nos reflorestamentos.

2.3.5 Paricá - *Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke

O *Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke, conhecido vulgarmente como paricá, guapuruvu-da-amazônia, bandarria ou pinho-cuiabano, é uma espécie da família Caesalpinaceae, de porte elevado (20 a 30m). É nativa da região Amazônica e habita áreas de florestas primárias e secundárias de terra firme, bem como de várzea alta com predominância de solos argilosos (TRINDADE et al., 1999; MELO et al, 1998; DUCKE, 1949). Ela tem uma ampla distribuição natural, ocorrendo nos estados do Pará, Amazonas, na fronteira do Peru e Colômbia (DUCKE, 1949; CARVALHO, 1994; ROSA, 2006a).

Possui crescimento inicial vigoroso, chegando aos 15 anos com 55 cm de diâmetro à altura do peito (DAP) e aproximadamente 150 a 340 m³.ha⁻¹, dependendo da densidade do plantio. Sua madeira é sedosa e lisa, mais ou menos lustrosa, de coloração branco amarelo-claro, podendo conter uma tonalidade róseo-pálida, (TRINDADE et al., 1999), normalmente é branca, macia e leve - peso específico de 0,302 g/cm³- (CARVALHO, 1994; RIZZINI, 1971). É bastante utilizada para laminação, além de ser considerada promissora para obtenção de celulose e papel (PEREIRA; MELO; ALVES, 1982; CORRÊA, 1985) e para produção de forros, palitos e fabricação de canoas (LE COINTE, 1947; RIZZINI; 1971; ROSA, 2006a; MELO et al, 1998).

De acordo com Paula e Alves (1997) o paricá apresenta características morfológicas e fenotípicas semelhantes ao Guapuruvu (*Schizolobium parahyba* (Vell.) Blake), sendo considerada por Barneby (1996) uma variedade desta.

O Paricá (*Schizolobium amazonicum*) por apresentar rápido desenvolvimento, em altura e em diâmetro, está incluído na seleção de espécies de leguminosas para consórcios agroflorestais na Amazônia. Apresenta grande potencial para ser utilizada em programas de reflorestamento (PEREIRA; MELO; ALVES, 1982; VIBRANS, 1996, ALVINO et al., 2004; ALVINO, 2006; ROSA 2006b) e em sistemas agroflorestais (MARQUES, 1990; RIBEIRO, 1997; YAMADA; GOHOLZ, 2002).

A espécie se propaga por estacas retiradas de material juvenil (ROSA; PINHEIRO, 2001) e por sementes submetidas a tratamentos pré-germinativos para quebra de dormência tegumentar (LEÃO; CARVALHO, 1995; ROSA, 2006b). Cruz et al. (2007) ao avaliarem métodos de quebra de dormência em sementes da espécie, verificaram que a escarificação em ácido sulfúrico por 60 minutos foi o tratamento mais eficiente para promover a germinação em sementes de *S. amazonicum*.

Apresenta grande capacidade de dispersão e pouca exigência quanto à fertilidade química do solo. Entretanto, tem melhor crescimento quando plantada em solo fértil, de preferência no início do período chuvoso, a pleno sol (QUISEN et al., 1999). Marques et al. (2004) verificaram que os teores dos nutrientes encontrados nas partes das plantas de paricá são altos, quando comparados aos encontrados na literatura, indicando grande exigência nutricional da espécie.

Rosa et al (2009) observaram que para o êxito de um programa de reflorestamento, do ponto de vista econômico e ambiental, é preciso produzir mudas de boa qualidade que apresentem crescimento uniforme e menor porcentagem de mortalidade no campo e, por conseguinte, menor necessidade de replantio.

2.3.6 Pau-Pereira – *Platycyamus regnellii* Benth

A espécie *Platycyamus regnellii* Benth, conhecida popularmente como pau pereira, folha de bolo ou pereiro, pertencente à família Leguminosae-Papilionoideae (Fabaceae), é uma espécie que atinge 20 metros de altura, com tronco de até 60 cm de diâmetro. Ocorre desde o sul do estado da Bahia, Espírito Santo, Minas Gerais, Goiás e São Paulo, e está presente principalmente na floresta semidecídua de altitude. Suas folhas são compostas trifolioladas, com folíolos glabros na face superior e ferrugíneo-tomentosas na inferior (LORENZI, 2002).

Sua madeira possui coloração róseo-pálida ao vermelho-rosado, às vezes com reflexo rosado. Apresenta superfície irregularmente lustrosa, de aspecto um tanto fibroso. A espécie possui importância econômica, sendo muito utilizada para atender ao setor mobiliário e paisagístico (RIZZINI, 1971; LORENZI, 2002).

No Brasil a espécie é muito pouco cultivada, devido principalmente à quantidade limitada de informações sobre a silvicultura da espécie. Alguns estudos foram realizados para melhor conhecer as suas características; como em Ferreira et al. (2015) que verificaram que a espécie apresenta rápido crescimento e suporta ambientes de altos índices de luminosidade, constatando que essa espécie é ótima para uso de reflorestamentos mistos destinados ao repovoamento de áreas degradadas de preservação permanente. Por outro lado, Scalon (1993) observou que a espécie mostrou na fase inicial de desenvolvimento uma relativa capacidade de tolerância ao sombreamento - devido, sobretudo a sua plasticidade fenotípica - presume-se, assim, que o Pau Pereira possa ser indicado também para plantios sob intensidades luminosas reduzidas.

A busca por tecnologias que propiciem a produção de mudas de espécies florestais visando alto retorno econômico e com menor impacto

ambiental é crescente. E faz-se necessário o estudo acerca da fertilização das espécies com potencial de produção, uma vez que a prática de adubação tem sido fundamental não só para a produção de mudas de boa qualidade silvicultural, mas também para que as plantações florestais alcancem níveis adequados de crescimento no campo (GONÇALVES et al., 2000).

Neste contexto, o estudo dos aspectos silviculturais da espécie se mostram muito relevantes. As informações oriundas dos trabalhos científicos serão base para a utilização da espécie em projetos de reflorestamento, seja para fins comerciais ou conservacionistas.

2.3.7 Sucupira – *Bowdichia virgilioides* H. B. K.

A sucupira-preta ou sucupira-do-cerrado (*Bowdichia virgilioides* H.B.K.) é uma espécie arbórea pertencente à família Fabaceae com ampla dispersão pelo Brasil, ocorrendo desde o Pará até São Paulo. Apesar de ter uma distribuição uniforme, ocorre com baixa densidade populacional. Apresenta características de planta pioneira, seletiva xerófita, adaptada a terrenos secos e pobres (BRANDÃO; FERREIRA, 1991; LORENZI, 1992).

A madeira da *B. virgilioides*, por ser de alta densidade (densidade 0,91 g/cm³) e de longa durabilidade natural, é empregada na construção civil, carpintaria, laminados, móveis e dormentes, entre outros. É utilizada em programas de reflorestamento e na recuperação de áreas degradadas de preservação permanente (RIZZINI, 1971; LORENZI, 1992). Além disso, é utilizada na medicina popular para combater diabetes, reumatismos e inflamações em geral.

A árvore atinge até 20 metros de altura e 50 cm de diâmetro, possui folhas compostas, pinadas com folíolos pubescentes. É uma planta decídua, heliófita e xerófita, característica em regiões de cerrado e na sua transição para floresta semidecídua. Ocorre tanto em formações primárias como secundárias,

sempre em terrenos altos e de rápida drenagem. Sua floração apresenta coloração violeta e ocorre entre os meses de agosto e setembro, com a planta quase totalmente despida da folhagem. Os frutos são legumes, indeiscentes, achatados, contendo pequenas sementes com 3 a 5 mm de comprimento, de coloração avermelhada, que amadurecem de outubro a dezembro e com várias sementes que apresentam comportamento ortodoxo quanto ao armazenamento (LORENZI, 1992; RIZZINI, 1990).

A sucupira-preta vem sofrendo redução no número de indivíduos em seu ambiente natural, devido à exploração comercial desordenada. Um agravante à esta situação é o fato de que a formação de mudas pode ser dificultada em função das condições de germinação (TAO, 1992) pois a sucupira preta possui limitações quanto ao processo de formação de mudas devido à ocorrência de dormência tegumentar. Faz-se necessária, portanto, a utilização de métodos de superação de dormência e refinamento do lote de sementes para favorecer a germinação das sementes dessa espécie; neste aspecto alguns estudos foram desenvolvidos (ANDRADE et al, 1997; ALBUQUERQUE et al. 2009; ALBUQUERQUE, GUIMARÃES, 2008; ALMEIDA, 2012).

2.4 Métodos de avaliação da qualidade das mudas

A avaliação da qualidade das mudas é de suma importância para a atividade silvicultural. Essa avaliação permite verificar por meio de características morfológicas ou fisiológicas se a muda terá condições de sobreviver e se desenvolver após o plantio em campo. A avaliação da muda no processo de produção deve ser baseada em características que determinam as suas reais qualidades, uma vez que a variação destas características é grande, pois depende de fatores genéticos e dos tratamentos silviculturais utilizados no processo de produção (DAVIDE; FARIA, 2008).

Para a classificação da muda quanto à qualidade é recomendada a utilização de parâmetros morfológicos e fisiológicos conjugados, mesmo porque é difícil de separar a influência da morfologia e fisiologia sobre o seu desempenho (HUNT, 1990).

Devido a enorme diversidade taxonômica no Brasil, muitas espécies florestais nativas ainda carecem de informações sobre as condições ideais de produção de mudas (DUTRA et al., 2012; SANTOS et al., 2013; REIS et al., 2012, LOPES et al., 2013).

2.4.1 Métodos biométricos ou morfológicos

Os principais parâmetros morfológicos utilizados para a classificação quanto à qualidade de mudas são a altura da parte aérea, o diâmetro do coleto, a relação entre o diâmetro do coleto e a altura da parte aérea, o peso de matéria seca total, o peso da matéria seca da parte aérea, o peso da matéria seca da raiz e suas relações (CARNEIRO, 1995). Além desses parâmetros, também é muito usual o índice de qualidade de Dickson (IQD) (DICKSON, 1960). O IQD considera a robustez e o equilíbrio de distribuição de biomassa da muda e por isso tem sido muito utilizado como indicador da qualidade de mudas florestais (SANTOS et al., 2013).

A altura da parte aérea é de fácil mensuração, porém deve ser utilizada com critério, pois, muitas vezes, as mudas de maior altura não representam as melhores taxas de sobrevivência em campo, pois podem estar estioladas. Por isso, Gomes et al. (2002), recomendaram que os valores de altura devem ser analisados combinados com outros parâmetros tais como: diâmetro do coleto, peso seco, relação peso das raízes/peso da parte aérea para maior eficácia da classificação quanto à qualidade.

Um dos principais parâmetros utilizados para estimar a sobrevivência das mudas após o plantio é o diâmetro do coleto, além disso, na fase de muda o

diâmetro do coleto é um parâmetro muito importante para avaliar a rusticidade da espécie (ROSA et al., 2009). Sabe-se que mudas com baixo diâmetro do coleto apresentam dificuldades de se manterem eretas após o plantio, ocorrendo o tombamento que pode resultar em morte ou deformações e comprometer o sucesso do plantio (CUNHA et al., 2005).

A relação entre a altura e o diâmetro do coleto constitui o índice de robustez que é um dos mais importantes parâmetros morfológicos para estimar o crescimento das mudas após o plantio definitivo no campo (CARNEIRO, 1995). Quanto menor for o valor obtido, maior será a capacidade da muda sobreviver e se estabelecer no campo (FERRAZ; ENGEL, 2011).

A massa seca, apesar de ser um método destrutivo, tem sido utilizada por que representa a habilidade de sobrevivências das mudas após o plantio; uma vez que a massa seca total da muda é resultado da atividade fotossintética, da habilidade da muda em armazenar fotoassimilados e absorver nutrientes minerais (LOPES et al., 2013). Uma maior massa seca radicular indica um maior número de raízes que permite maior exploração do solo/substrato que resulta em melhor aquisição de nutrientes e água (AZEVEDO et al., 2010).

O Índice de qualidade de mudas de Dickson (IQD) para espécies florestais nativas é muito variável em função das especificidades de cada uma, manejo da produção no viveiro, tipo e proporção do substrato, volume do recipiente e idade em que a muda é avaliada (CALDEIRA et al., 2013). De acordo com Hunt (1990), quanto maior o IQD, melhor será o padrão das mudas e que esse índice deve ser de no mínimo 0,20.

A aferição dos parâmetros morfológicos é muito mais prática, rápida e fácil e por isso tem sido mais usual do que a avaliação fisiológica (ELOY et al., 2013).

2.4.2 Métodos fisiológicos

Considerados de maior complexidade e de difícil interpretação, os parâmetros fisiológicos têm sido utilizados com certa parcimônia e mais voltados para os setores de pesquisa. No entanto, equipamentos com avaliação rápida e não destrutiva tem favorecido a utilização de variáveis fisiológicas nos laboratórios e até mesmo no campo.

Um dos instrumentos com recente inserção e crescente utilização é o IRGA (*infra red gas analyzer*). Consiste em um equipamento de análise de trocas gasosas por infravermelho que permite quantificar os efeitos das mudanças no ambiente de produção com a finalidade de observar a produtividade instantânea de uma planta (NORMAN, GARCIA, VERMA, 1992).

Sistemas de trocas gasosas, quando devidamente projetados podem fornecer uma medição do fluxo de CO₂ que se aproxima das condições naturais na qual a planta é submetida (VOURLITIS et al. 1993). Estas máquinas controlam com precisão a concentração de CO₂ e vapor de água em torno da folha; o fluxo de gases através da folha, a temperatura da folha e o nível incidente de luz sobre a folha (LONG, 1986). Este grau de controle permite a medição precisa de respostas a uma gama de parâmetros ambientais, mesmo em difíceis situações de campo.

Medições das trocas gasosas em plantios florestais de regiões com diferentes características de clima e solo têm sido utilizadas como ferramenta para avaliar, em nível pontual, as respostas da produtividade primária de espécies florestais diante das variações diurnas e/ou sazonais (OLIVEIRA et al., 2002; LIMA et al. 2003).

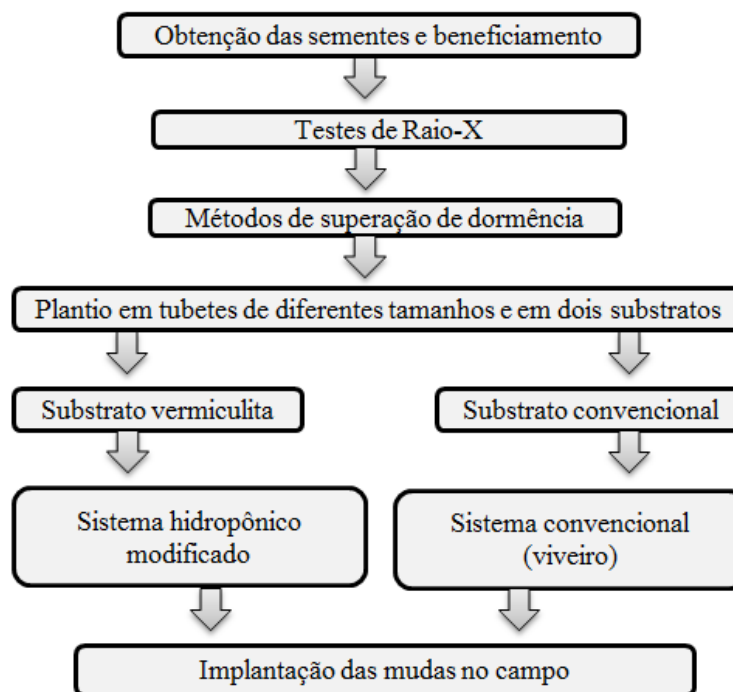
Faz-se necessário uma melhor caracterização das relações fisiológicas das mudas aos efeitos do meio ambiente, descobrindo os elementos críticos ou

mesmo os limitantes de uma boa produtividade. Esse embasamento, posteriormente, permitirá a tomada de decisões que levem a uma maior produção, reduções de custo, maior eficiência no uso da água e racionalização de insumos e recursos naturais.

3 MATERIAL E MÉTODOS

Serão descritos a seguir todos os procedimentos de implantação e condução dos experimentos, sendo que a sequência de atividades ocorreu de acordo com o fluxograma apresentado na Figura 2.

Figura 2 Fluxograma da metodologia utilizada na realização deste estudo.



Fonte: Do autor (2017).

3.1 Local de coleta, beneficiamento das sementes e obtenção das plântulas

Foram selecionadas espécies com relativo interesse científico, devido a sua importância econômica e ambiental. Os locais de coleta dos frutos e sementes de cada espécie estão apresentados na Tabela 1. Foi observado o grau de maturidade dos frutos, visando a coleta das sementes em estado fisiológico propício à germinação.

Tabela 1 Locais de coleta das sementes das espécies florestais utilizadas.

Espécie	Cidade da coleta	Estado
Acrocarpo	Lavras	Minas Gerais
Cedro	Lavras	Minas Gerais
Garapa	Birigui	São Paulo
Jacarandá branco	Lavras	Minas Gerais
Paricá	Alta Floresta	Mato Grosso
Pau pereira	Itutinga	Minas Gerais
Sucupira	Itumirim	Minas Gerais

Fonte: Do autor (2017).

Os frutos contendo as sementes foram transportados ao Viveiro Florestal da UFLA. Foi realizado o beneficiamento para individualização das sementes. Em seguida os lotes de sementes foram refinados e tratados para superação de dormência conforme metodologias descritas a seguir.

3.1.1 Análise radiográfica

Com o objetivo de identificar sementes danificadas, cheias, vazias ou com má formação, foi utilizado o equipamento Faxition X-Ray MX-20 na análise da morfologia interna das sementes. Para o procedimento as sementes foram fixadas com fita adesiva dupla face em lâminas transparentes e submetidas à radiação de 15kv de intensidade por 18 segundos. Este procedimento permitiu o refinamento dos lotes de sementes.

3.1.2 Quebra de dormência

As sementes cheias de cada espécie, identificadas pelo teste de Raios-X foram tratadas, quando necessário, para a superação de dormência, de acordo com metodologias que constam na Tabela 2.

Tabela 2 Metodologia de quebra de dormência de sementes das sete espécies florestais utilizadas no experimento.

Espécie	Tipo de dormência	Método de quebra de dormência	Referência
Acrocarpo	tegumentar	Ác. sulfúrico concentrado por 10 min	Rai (1976)
Cedro	n.a.	n.a.	n.a.
Garapa	tegumentar	ácido sulfúrico concentrado (98%), por 30 min.	Souza et al. (1994)
Jacarandá branco	pericarpo rígido	Corte longitudinal no pericarpo	Pacheco et al. (2007)
Paricá	tegumentar	Escarificação mecânica no lado oposto ao hilo	Rosa et al. 2009
Pau pereira	n.a.	n.a.	n.a.
Sucupira	tegumentar	Ác. sulfúrico concentrado (98,4%) por 10 min.	Albuquerque et al. (2007)

n.a.: não se aplica por não possuir dormência.

Fonte: Do autor (2017).

Imediatamente após terem sido submetidas aos tratamentos para superação da dormência, uma amostra do lote de sementes foi utilizada em testes de germinação.

3.1.3 Testes de germinação

Foram realizados testes de germinação de acordo com Regras para Análises de Sementes - RAS (BRASIL, 2009) Estes testes foram determinantes para a seleção das espécies utilizadas e para descartar os lotes de sementes inviáveis.

A taxa de germinação (Tabela 3) também foi utilizada na determinação da quantidade de sementes a ser utilizada para obtenção do número de mudas desejado.

Tabela 3 Umidade, percentual de germinação e dias após a semeadura das espécies utilizadas no experimento.

Espécie	Umidade (%)	Germinação (%)	Dias após semeadura
Acrocarpo	7,14	98	7
Cedro	11,23	80	16
Garapa	9,37	72	20
Jacarandá branco	12,40	60	22
Paricá	4,67	95	10
Pau pereira	15,30	80	9
Sucupira	8,52	64	23

Fonte: Do autor (2017).

3.1.4 Obtenção das plântulas

A produção das mudas foi realizada em tubetes de diferentes tamanhos: tubetes pequenos (P) de 115 cm³, tubetes médios (M) de 180 cm³ e tubetes grandes (G) de 280 cm³, as especificações estão contidas na Tabela 4.

Tabela 4 Características dos tubetes utilizados para a produção das mudas.

Característica	Tipo de tubete		
	P	M	G
Peso (gramas)	17	21	40
Dimensões externas (mm – diâmetro)	47	63	63
Dimensões internas (mm – diâmetro)	38	52	52
Furo (mm – diâmetro)	15	9	13
Altura (mm)	145	131	190
Capacidade (cm ³)	115	180	280
Número de estrias	8	8	8

Fonte: www.mecprec.com.br

Os tubetes utilizados no experimento foram lavados e esterilizados com solução aquosa de hipoclorito de sódio (NaClO) a 1%. As sementes foram dispostas nos substratos de forma a se obter duas mudas em cada recipiente, com base na porcentagem de germinação obtida para cada espécie no teste de

germinação. O preenchimento dos tubetes foi realizado manualmente, assim como a inserção das sementes.

Os tubetes com as sementes foram colocados em bancadas suspensas da casa de sombra do Viveiro Florestal da UFLA. O teto e as laterais da casa de sombra foram constituídos de sombrite 50% e as mudas receberam irrigação periódica, regulada por um temporizador, sendo o período de irrigação pelos microaspersores de 2 minutos nos seguintes horários do período diurno: 8:30; 11:30; 14:00 e 17:00. Além da irrigação periódica também incidiu sobre os tubetes a água oriunda das chuvas precipitadas no período.

Aos 15 dias após a germinação foi efetuado o desbaste, ocasião em que foram eliminadas as plântulas excedentes em cada recipiente. Permaneceu apenas uma muda por tubete, sendo selecionada a mais vigorosa e/ou mais centralizada. A densidade de plantio foi de 60 mudas/m², permanecendo assim até o final do experimento.

Aos 35 dias após a semeadura (DAS) os tubetes de diferentes tamanhos contendo as plântulas foram transferidos para o sistema hidropônico modificado ou viveiro, respectivamente, de acordo com o substrato utilizado.

3.1.5 Substrato das plântulas para o sistema hidropônico

O substrato utilizado para obtenção das plântulas que foram cultivadas no sistema hidropônico modificado foi a vermiculita de granulometria média.

3.1.6 Substrato das plântulas para o sistema convencional/viveiro

O substrato utilizado no sistema convencional foi o rotineiramente aplicado para produção de mudas florestais nativas no viveiro do Departamento de Engenharia Florestal da UFLA, sendo um composto formado por fibra de coco, vermiculita e casca de arroz carbonizada, na proporção volumétrica de 1:1:1, adicionando-se 4 kg m⁻³ do fertilizante Osmocote® Plus 15-9-12 de

liberação lenta, com as seguintes garantias mínimas: 15% de nitrogênio (N), 9% de fósforo (P_2O_5), 12% de potássio (K_2O), 3,5% de cálcio (Ca), 1,3% de magnésio (mg), 5,9% de enxofre (S), 0,02% de boro (B), 0,05% de cobre (Cu), 0,46% de ferro, 0,06% de manganês (Mn), 0,002% de molibdênio (Mo) e 0,05% de zinco (Zn).

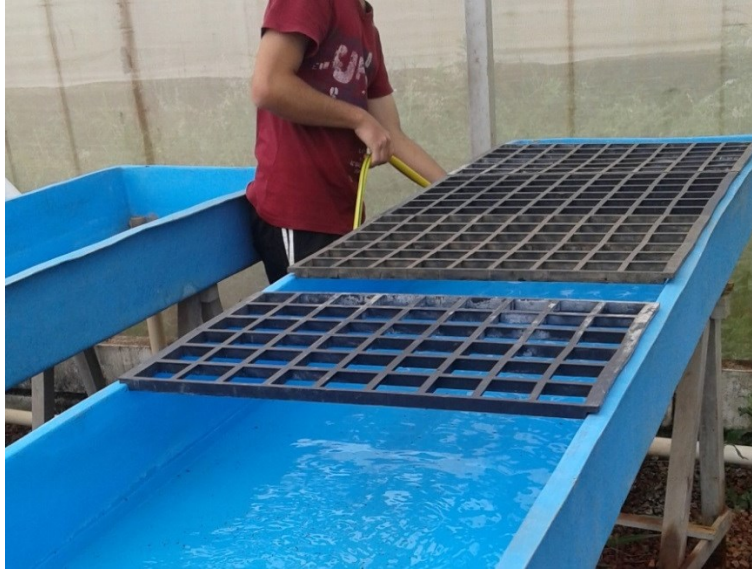
3.2 Produção das mudas de espécies florestais em dois sistemas

São apresentados a seguir as especificações dos dois sistemas de produção de mudas utilizados neste estudo.

3.2.1 EXPERIMENTO 01: Produção de mudas de espécies florestais no sistema hidropônico

O sistema hidropônico utilizado foi composto por um reservatório de cinco mil litros, um conjunto motor-bomba, um temporizador e doze piscinas de fibra de vidro com dimensões de 2,2 m de comprimento x 0,64 m de largura x 0,22 m de profundidade, niveladas sobre bancadas de madeira, todas interligadas por meio de tubulação própria (Figura 3). Sobre cada piscina foram encaixadas sete bandejas de polietileno. As bandejas foram cobertas por uma lona plástica dupla face com a função de evitar a entrada de luz e a consequente proliferação de algas, como as do gênero *Chlorella* - que tornam as raízes esverdeadas e acarretam sérios problemas, pois além de liberarem toxinas no meio, elas competem em nutrientes e O_2 .

Figura 3 Bandejas de polietileno dispostas nas piscinas da estrutura hidropônica. Lavras, 2015.



Fonte: Do autor (2017).

Os tubetes com as plantas foram inseridos nos orifícios com as medidas específicas contidas nas bandejas, sendo que cada bandeja possuía capacidade de suporte de 54 tubetes/mudas, assim cada piscina poderia comportar 378 mudas; no entanto foi padronizado um espaçamento único para todas as bandejas e diferentes tamanhos de tubete, sendo que foram cultivadas apenas 15 mudas em cada bandeja, totalizando 105 mudas por piscina.

A parte inferior dos tubetes permaneceu imersa a uma lâmina de cerca de 5 cm de solução nutritiva. Assim, a irrigação e a nutrição das plantas foram realizadas por capilaridade da própria vermiculita.

A solução nutritiva utilizada no experimento foi a proposta por Faquin e Chalfun (2008). A circulação da solução foi acionada pelo temporizador a intervalos de 15 minutos, assim a entrada de solução ao sistema ocorreu durante 15 minutos, sendo que a inserção da solução sob pressão realizou a aeração da solução; e durante 15 minutos a solução contida na piscina ficou em repouso. O

excesso de solução nutritiva da solução retornou ao reservatório por gravidade, assim que ultrapassava o limite de 7cm de solução no fundo da piscina, sendo esse limite controlado por um sifão.

Foi realizado o processo de adaptação das mudas às condições hidropônicas de cultivo nos primeiros 15 dias, período em que a solução nutritiva utilizada apresentou 50% da força iônica da solução padrão. A reposição de nutrientes na solução nutritiva do reservatório foi efetuada por meio da condutividade elétrica, usando-se um condutivímetro digital do fabricante Hanna, modelo HI 99301, ajustando-se diariamente seu valor para 1,56 mS/cm, pela adição de solução estoque de macro e micronutrientes, preparada de acordo com os autores supracitados (Anexo 01). O pH da solução nutritiva foi mensurado semanalmente em três pontos de cada piscina (nas extremidades e no meio) e mantido entre 5,5 e 6,5 (Tabela 5). A troca da solução nutritiva foi realizada mensalmente.

Tabela 5 Comportamento do pH e da condutividade elétrica (C.E.) da solução hidropônica utilizada no experimento.

Estatística descritiva	pH	C.E. (mS/cm)
Média	6,35	1,29
Máximo	6,53	1,45
Mínimo	6,01	1,10
Desvio Padrão	0,17	0,10
CV (%)	2,65%	8,14%

Fonte: Do autor (2017).

3.2.2 EXPERIMENTO 02: Produção de mudas de espécies florestais no sistema convencional

O experimento foi implantado nas dependências do Viveiro Florestal do Departamento de Ciências Florestais da UFLA, situado no município de Lavras, no sul do estado de Minas Gerais (21° 13' 14,033" S e 44° 58' 0,232" O); o clima da região é do tipo Cwb de acordo com a classificação proposta por Köppen (ALVARES et al., 2013). A temperatura média anual é de 19,6°C, variando entre 14,8°C e 26,5°C nos meses mais frio e mais quente, respectivamente. A precipitação média anual de 1511 mm, variando de 16,9 mm no mês mais seco a 293,9 mm no mês mais úmido. A umidade relativa média anual é de 76,2% e a evaporação total anual de 901,1mm (INMET, 2014).

Além dos nutrientes fornecidos pela liberação lenta do fertilizante Osmocote® Plus 15-9-12 incorporado ao substrato, foi realizada a adubação de cobertura, conforme Davide e Silva (2008), com 1000g de MAP e 100g de KCl diluídos em 100 L de água para irrigação, em duas aplicações: aos 15 e 30 dias após a instalação das mudas no viveiro.

A irrigação das mudas foi realizada três vezes durante o período diurno, por meio de microaspersores, com duração de dez minutos para cada irrigação.

3.2.3 Delineamento experimental

As mudas foram produzidas de forma a compor três tratamentos, conduzidos em delineamento inteiramente casualizado (DIC), com cinco parcelas, sendo cada parcela formada por doze plantas de cada espécie.

Os tratamentos consistiram na produção das mudas em tubetes de diferentes tamanhos: tubetes P: 115 cm³, tubetes M: 180 cm³ e tubetes G: 280 cm³.

3.2.4 Avaliação das características morfológicas

A obtenção dos dados biométricos foi iniciada aos 30 dias após instalação das mudas no sistema hidropônico e convencional. Foram realizadas duas medições, com periodicidade mensal, até os 60 dias após implantação nos sistemas de produção.

A altura (H) foi obtida por meio de régua milimetrada, a partir do nível do substrato até a inserção do último par de folhas. O diâmetro do coleto (D) foi obtido ao nível do substrato por meio de paquímetro digital da marca Eccofer® com precisão de 0,01 mm.

Após finalização e desmontagem do experimento, a parte aérea e raízes das mudas foram lavadas em água deionizada, para eliminação de resíduos de substrato e fertilizantes. Em seguida, foram acondicionadas separadamente em sacos de papel, devidamente identificados e colocados para secar em estufa de circulação de ar, da marca ETHIK, modelo 410-TDR, a temperatura variando de 65°C a 70°C, até atingir massa constante. As massas secas, em gramas, foram determinadas por meio de balança digital, da marca SHIMADZU, modelo BL 3200H, de precisão 0,01 grama (g). As massas secas da parte aérea (MSPA) e a massa seca radicular (MSR) de cada amostra foram obtidas em quatro mudas para cada espécie em cada tamanho de tubete, sendo considerados os valores médios como valores finais. A soma da MSPA com a MSR resultou na quantidade de massa seca total (MST).

As características biométricas e suas relações, consideradas para avaliação das mudas foram os dados de morfologia: relação entre a altura da parte aérea e o diâmetro do coleto (H/D); relação entre o peso de massa seca radicular e o peso de massa seca da parte aérea (MSSR/MSPA); e o índice de qualidade de Dickson (IQD) (DICKSON et al., 1960). O IQD foi calculado pela fórmula:

$$IQD = \frac{MST}{\left(\frac{H}{D}\right) + \left(\frac{MSPA}{MSSR}\right)}$$

Em que:

IQD: índice de qualidade de Dickson

MST: Massa seca total (MSPA+MSSR)

H: Altura da parte aérea

D: Diâmetro do coleto

MSPA: Massa seca da parte aérea

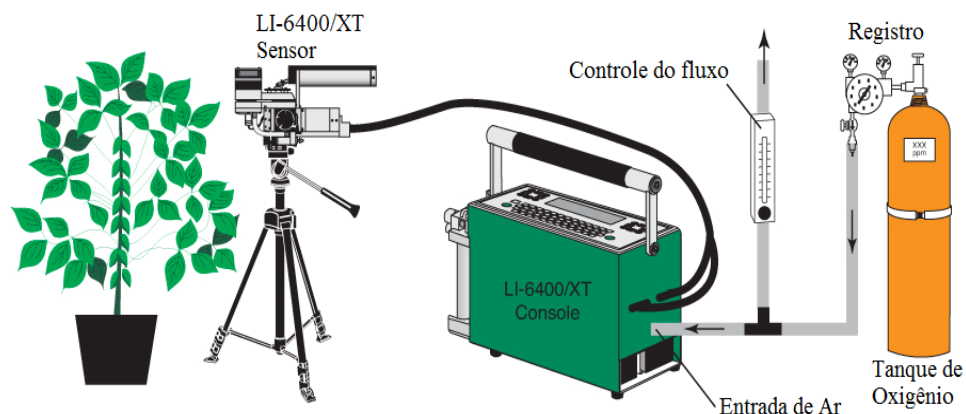
MSSR: Massa seca do sistema radicular

3.2.5 Avaliação das características fisiológicas com IRGA

As medidas de trocas gasosas foram realizadas seguindo as especificações de David (2007), com sistema aberto portátil de fotossíntese e analisador de CO₂ por radiação infra-vermelha (“Infra Red Gas Analyser-IRGA”, Modelo Li-6400 XT, LI-COR, Lincoln NE, USA), utilizando uma fonte luminosa fixa em 1000 $\mu\text{molm}^{-2}\text{s}^{-1}$ de intensidade de radiação fotossinteticamente ativa (Figura 4).

Salienta-se que dentre os modelos e marcas de analisadores de gases, o modelo LI-COR 6400 XT é o aparelho mais usado por pesquisadores no mundo inteiro (BARROS, 2015).

Figura 4 Esquema de utilização do equipamento analisador de gases no infravermelho – LI-6400 XT



Fonte: www.licor.com

As avaliações de radiação fotossinteticamente ativa, temperatura foliar, condutância estomática, fotossíntese líquida, transpiração e concentração interna de carbono (Tabela 6) foram feitas em 4 repetições por tratamento.

Tabela 6 Variáveis medidas no experimento de desenvolvimento de mudas de sete espécies florestais em sistema hidropônico modificado, sua descrição, codificação e referentes unidades.

Medidas	Código	Unidades
Fotossíntese líquida	[FOTLQ]	$\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$
Condutância estomática	[CNDEST]	$\text{molCO}_2 \text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$
Concentração de CO_2	[CCO ₂]	$\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$
Transpiração	[TRANS]	$\text{mmol m}^{-2} \text{s}^{-1}$

Fonte: Do autor (2017).

Todas as espécies analisadas apresentaram estômatos na parte abaxial da folha, parâmetro utilizado para configuração do aparelho IRGA. As medidas foram feitas sempre na região mediana do limbo completamente estendido das folhas expostas à radiação no período das de 8 h às 9 h 30 min (Tabela 7). Essas avaliações foram feitas obedecendo à mesma orientação cardinal.

Tabela 7 Posição na planta e na folha do limbo vegetal utilizado para mensuração dos parâmetros fisiológicos com o IRGA.

Espécie	Folha	Posição na folha
<i>Acrocarpus flaxinifolius</i>	3ª folha	3º folíolo
<i>Cedrella fissilis</i>	4ª folha	2º folíolo
<i>Apuleia leiocarpa</i>	3ª folha	folíolo terminal
<i>Platypodium elegans</i>	5ª folha	penúltimo foliólulo
<i>Schizolobium amazonicum</i>	3ª folha	foliólulo terminal
<i>Platycyamus regnelli Benth</i>	2ª folha	folíolo terminal
<i>Bowdichia virgilioides H. B. K.</i>	3ª folha	folíolo terminal

Fonte: Do autor (2017).

3.2.6 Análise dos dados

Os dados levantados foram digitalizados e organizados em planilhas do programa Microsoft Office Excel 2010[®]. Os recursos do software foram utilizados para o cálculo das relações, análises descritivas e confecção de gráficos.

Foi avaliada a ocorrência de observações atípicas graficamente, com gráficos do tipo box-plot por meio do software livre R[®], (R CORE TEAM, 2017).

Foram verificadas as pressuposições da análise de variância e as variáveis que apresentaram valores de F significativo, no mínimo, a 5% de probabilidade na análise de variância foram submetidas ao teste de agrupamento de médias de Scott Knott a um nível de 5% de significância. Estas análises foram realizadas por meio do software livre R[®].

3.2.7 Análise Conjunta

Após obtenção dos dados e análise estatística dos dados obtidos nos dois sistemas de produção, de acordo com a metodologia supracitada, foi analisada a possibilidade de realização de análise conjunta.

Procedeu-se às análises de variância individuais de cada experimento, para obtenção das conclusões locais. A seguir, foi realizado o agrupamento desses experimentos para proceder à análise conjunta, de acordo com Banzatto e Kronka (2006). O agrupamento foi realizado adotando-se o critério da ordem de grandeza dos quadrados médios residuais das análises individuais. Neste critério são considerados em um mesmo grupo ensaios com variâncias residuais uniformes, isto é, cujos quadrados médios residuais não ultrapassem uma relação aproximada de 7:1. Os graus de liberdade do Resíduo Médio foram obtidos pela soma dos números de graus de liberdade dos resíduos das análises individuais.

Foram atendidas as pressuposições de utilização da análise conjunta. A aplicação desta análise permitiu comparações entre os sistemas hidropônico e convencional.

A análise de variância foi realizada utilizando a função *lm* do pacote *stats* do programa estatístico R[®] (R CORE TEAM, 2017). O teste de médias Tukey foi obtido com a função *HSD.test* do pacote *agricolae* do software R[®]. Na análise conjunta os testes F foram realizados com base na interação tripla: tubetes *versus* espécies *versus* locais.

3.3 EXPERIMENTO 03: Implantação no campo das mudas produzidas no sistema hidropônico e convencional

Os detalhes do plantio e condução no campo das mudas oriundas dos dois sistemas de produção são apresentados a seguir. Destaca-se que foram plantadas apenas as espécies com desenvolvimento satisfatório no sistema hidropônico: acrocarpo, cedro, pau pereira e paricá. Por carência de uma metodologia específica para as mudas produzidas no sistema hidropônico não foi realizada nenhuma técnica de aclimação das mesmas. As mudas foram retiradas dos sistemas de produção (hidroponia e viveiro) e plantadas no mesmo dia no campo.

3.3.1 Localização e caracterização da área de estudo

O experimento foi conduzido entre dezembro de 2015 a dezembro de 2016, em área experimental localizada no Viveiro Florestal do Departamento de Engenharia Florestal da Universidade Federal de Lavras (UFLA), em Lavras, Minas Gerais. O clima do município é do tipo Cwb - subtropical, mesotérmico com verões brandos e inverno seco, conforme classificação climática de Köeppen (ALVARES et al. 2013). Um resumo das condições climáticas no período é apresentado na Tabela 8.

Tabela 8 Resumo das variáveis climatológicas do município de Lavras no período de dezembro de 2015 a dezembro de 2016.

Variável	Mínima	Máxima	Média
Precipitação total (mm)	0,00	400,60	113,35
Temperatura Máxima Média (°C)	23,38	30,68	28,09
Umidade Relativa Média (U%)	58,63	79,23	71,48

Fonte: INMET 2017

3.3.2 Caracterização do solo

Para caracterização do solo da área de estudo, foram coletadas amostras conforme as recomendações do Laboratório de Análises de Solos do Departamento de Ciência do Solo, da UFLA. A profundidade amostrada foi de 0-20 cm. Estas amostras foram destorroadas e homogeneizadas, sendo enviados 300 g para análise no referido laboratório para realização das análises físicas e químicas do solo (Tabela 9).

Tabela 9 Resultado de análise física e química de solo coletado na UFLA.

Atributos	Resultado	Atributos	Resultado
pH (H ₂ O)	4,80	m (%)	0,00
P (mg/dm ³)	1,71	MO (g/kg)	8,60
K (mg/dm ³)	0,06	Zn (mg/dm ³)	0,30
Ca ²⁺ (cmolc/dm ³)	0,40	Fe (mg/dm ³)	17,17
Mg ²⁺ (cmolc/dm ³)	0,10	Mn (mg/dm ³)	1,80
Al ³⁺ (cmolc/dm ³)	0,00	Cu (mg/dm ³)	1,43
H + Al (cmolc/dm ³)	5,05	B (mg/dm ³)	0,38
SB (cmolc/dm ³)	0,55	S (mg/dm ³)	20,70
(t) (cmolc/dm ³)	0,55	Areia (g/kg)	160
(T) (cmolc/dm ³)	5,60	Silte (g/kg)	200
V (%)	10,00	Argila (g/kg)	640

Fonte: Do autor (2017).

3.3.3 Delineamento experimental e condução do experimento

Foi utilizado o delineamento inteiramente casualizado, com cinco parcelas, com número de repetições variando de uma (para o sistema hidropônico sem a raiz externa ao tubete) a duas plantas por parcela (sistema hidropônico com raízes completas e sistema convencional). Sendo uma área de uso contínuo em experimentos e rotineiramente manejada para produção não se

considerou o efeito de blocos na montagem das parcelas e as técnicas silviculturais foram restritas à parte de plantio e condução das mudas.

Nas vésperas do plantio, o solo foi sulcado em nível até a profundidade de 40 cm, em seguida foi realizado o coveamento por meio de uma motocoveadora. O arranjo utilizado foi de 1,00m entre plantas e 1,50m entre linhas. Utilizou-se 150g de NPK (8-28-16) e 5g de sulfato de zinco por cova no ato do plantio. Aplicou-se também calcário dolomítico para suprimento de Ca e Mg na proporção de 750 kg/ha de calcário (PRNT de 70%) ajustada para a área do experimento.

Foram plantadas as mudas oriundas do sistema convencional e as provenientes do sistema hidropônico. As mudas do sistema hidropônico foram plantadas de duas formas: as com sistema radicular completo, com as raízes contidas dentro do tubete + as raízes que saíram do tubete para a solução hidropônica e as plantas com sistema radicular seccionado de forma a manter apenas as raízes contidas dentro do tubete.

Foi realizada irrigação apenas nos dois primeiros dias após o plantio, devido à elevada incidência de chuvas no período da implantação.

A adubação de cobertura, aplicada aos 30 e 60 dias após o plantio, seguiu a proporção recomendada por Gonçalves et al. (1995) de 200 g de N e 150 g de K₂O.

Ao longo do período experimental, foram tomadas as precauções para que as plantas pudessem se desenvolver, evitando principalmente a ocorrência de incêndios e o ataque de formigas cortadeiras.

3.3.4 Variáveis analisadas

Durante o período experimental foram realizadas medições das características biométricas (diâmetro ao nível do solo – DAS; e altura das plantas - H) nas plantas das quatro espécies florestais estudadas. O DAS foi

medido com auxílio de um paquímetro e a altura foi obtida com auxílio de uma vara com 3 metros de comprimento e graduada em centímetros. As medições foram realizadas mensalmente durante o período total de 12 meses. E no último mês foi contado também o número de folhas (NF). Essas medições foram realizadas ao nível de plantas individuais.

Não foi calculado o volume de madeira das plantas devido à baixa idade das mesmas durante o período do experimento.

3.3.5 Análise estatística

Foram verificadas as pressuposições da análise de variância e as variáveis que apresentaram valores de F significativo, no mínimo, a 5% de significância na análise de variância foram submetidas ao teste de agrupamento de médias de Scott Knott a nível de 5% de significância. Estas análises foram realizadas por meio do software livre R[©].

3.3.6 Análise Conjunta

Foram verificadas as pressuposições de utilização da análise conjunta, de acordo com Banzatto e Kronka (2006).

A análise de variância foi realizada utilizando a função *lm* do pacote *stats* do programa estatístico R[©] (R CORE TEAM, 2017). O teste de médias Tukey foi obtido com a função *HSD.test* do pacote *agricolae* do software R[©]. Também, nessa fase, não se comparou as diferentes espécies; o foco das análises foi direcionado aos efeitos dos dois sistemas de produção e nos diferentes tamanhos de recipientes que foram utilizados na produção das mudas.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 EXPERIMENTO 01: Mudanças produzidas no sistema hidropônico modificado

Das sete espécies florestais estudadas, três não se adaptaram às condições hidropônicas: sucupira, jacarandá-branco e garapa (Figura 5). Essas espécies apresentaram sinais visíveis de deficiência ou toxidez de nutrientes, evidenciadas em manchas cloróticas generalizadas pelo limbo foliar, em alguns casos evoluindo para manchas necróticas nas folhas, baixo crescimento e produção de biomassa. Para a espécie sucupira o crescimento em altura e diâmetro foi ínfimo, a ponto de inviabilizar as medições, pois as mudas quebravam e perdiam folhas ao menor manuseio. De acordo com Blamey et al. (1991), em estudos hidropônicos resultados diferentes para diferentes espécies e em uma mesma espécie têm sido observados, em função de variações na composição química da solução nutritiva. As possíveis causas são eventos relacionados aos efeitos específicos dos íons, da força iônica na solução e modificações na atividade do alumínio (Al).

Figura 5 Muda de garapa (*Apuleia leiocarpa*) cultivada em hidroponia. Clorose generalizada do limbo foliar e baixo crescimento. Lavras, 2015.



Fonte: Do autor (2017).

Normalmente os problemas observados em plantas cultivadas em solução nutritiva estão associados à toxicidade (excesso) e não à deficiência nutricional, pois a concentração dos sais na solução nutritiva é alta, fazendo com que a probabilidade de se ter o acúmulo de sal ou fitotoxicidade de algum nutriente seja muito maior que a falta dele (SILVEIRA et al., 2001).

As demais espécies: acrocarpo, cedro, paricá e pau pereira; apresentaram elevados valores para as variáveis analisadas, conforme apresentado a seguir.

4.1.1 Crescimento das plantas

O sistema hidropônico conferiu condições favoráveis ao crescimento das mudas de cinco espécies testadas (Tabela 10). Para a variável diâmetro do coleto (D) pode-se observar que as mudas tiveram excelente desempenho, com alto incremento em curto período de tempo.

A altura das mudas (H) aos 30 e 60 dias após implantação no sistema hidropônico seguiu a mesma significância estatística, sendo superior para o tubete M (180 cm³) para cedro e para o tubete G (280 cm³) para as espécies: acrocarpo e paricá e sem diferença significativa entre tubete M e G para a espécie pau pereira.

Considerando o padrão de qualidade adotado por José et al. (2005), de mudas com 3 mm de diâmetro do coleto e 25 cm de altura da parte aérea, aos 60 dias na hidroponia apenas as espécies que não se adaptaram bem ao sistema: garapa e jacarandá-branco, não alcançaram esses valores. Sendo que as duas espécies com maior desempenho: acrocarpo e paricá superaram esses valores - até mesmo para o tubete menor em, no mínimo, 100%.

O índice de robustez se mostrou maior para o acrocarpo (10,68) em tubete de 115 cm³, para o cedro em tubete M (7,99) e para o paricá em tubete G (9,31). De acordo com Barroso et al. (1999), mudas com alta relação H/DC podem apresentar estiolamento e menor índice de sobrevivência no campo,

sendo que o tombamento decorrente dessa característica pode resultar em morte ou deformações das plantas após o plantio.

Tabela 10 Diâmetro de coleto (D) em mm, altura da parte aérea (H) em cm e índice de robustez (H/D) das mudas de espécies florestais, aos 30 e 60 dias após a implantação no sistema hidropônico.

Tubete	D30	H30	D60	H60	H/D 60
<i>Acrocarpo - Acrocarpus fraxinifolius</i>					
P	1,76 b	11,35 a	5,91 c	62,86 a	10,68 a
M	1,72 b	12,13 a	7,08 b	65,85 a	9,34 b
G	2,12 a	11,03 a	7,66 a	66,97 a	8,76 b
<i>Cedro - Cedrella fissilis</i>					
P	3,06 a	9,09 b	8,34 a	51,13 b	6,16 b
M	3,25 a	9,95 b	7,41 b	58,83 a	7,99 a
G	-	-	-	-	-
<i>Paricá - Schizolobium amazonicum</i>					
P	4,56 b	34,38 B	11,60 a	79,00 b	6,97 b
M	4,89 a	45,28 A	13,28 a	104,13 a	7,97 b
G	4,47 b	45,62 A	12,04 a	110,70 a	9,31 a
<i>Pau pereira - Platycyamus regnelli</i>					
P	3,15 a	9,57 b	3,32 b	13,19 a	3,97 a
M	3,33 a	11,56 a	3,58 b	15,01 a	4,21 a
G	2,97 a	12,37 a	3,97 a	16,87 a	4,23 a

*Médias seguidas de mesma letra na coluna, para cada espécie, pertencem ao mesmo grupo pelo teste de Scott-Knott (1974) a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2017).

4.1.2 Produção de biomassa seca e índice de Dickson

Quanto à produção de biomassa, suas relações e o índice de Dickson (Tabela 11), o acrocarpo nos tubetes maiores (180 e 280 cm³) apresentou melhor desempenho para o sistema radicular (12,00 e 14,10 g respectivamente) e relação entre a massa seca de raízes e da parte aérea (0,22 e 0,19) que o tubete menor (115 cm³). Não houve diferença na produção de biomassa para as demais espécies em função dos diferentes tubetes.

Tabela 11 Massa seca da parte aérea (MSPA), massa seca radicular (MSR), massa seca total (MST), relação massa seca da raiz e da parte aérea (MSR/MSPA) e Índice de qualidade de mudas de Dickson (IQD) para as espécies florestais em diferentes tubetes cultivados em hidroponia aos 60 dias.

Tubete	MSPA (g)	MSR (g)	MST (g)	MSR/MSPA	IQD
<i>Acrocarpo - Acrocarpus fraxinifolius</i>					
P	52,69 a	7,37 b	60,05 a	0,14 b	3,91 a
M	54,14 a	12,00 a	66,13 a	0,22 a	5,10 a
G	72,92 a	14,10 a	87,02 a	0,19 a	5,67 a
<i>Cedro - Cedrella fissilis</i>					
P	87,32 a	23,67 a	110,98 a	0,28 a	14,22 a
M	71,50 a	20,03 a	91,53 a	0,29 a	10,53 a
G	-	-	-	-	-
<i>Paricá - Schizolobium amazonicum</i>					
P	100,10 a	44,73 a	144,83 a	0,47 a	15,60 a
M	160,60 a	59,78 a	220,39 a	0,38 a	22,23 a
G	160,80 a	59,15 a	219,95 a	0,40 a	20,93 a
<i>Pau Pereira - Platycyamus regnellii</i>					
P	5,12 a	1,79 a	6,91 a	0,38 a	0,91 a
M	3,87 a	1,55 a	5,43 a	0,41 a	0,85 a
G	4,73 a	1,40 a	6,12 a	0,33 a	0,81 a

*Médias seguidas de mesma letra na coluna, para cada espécie, pertencem ao mesmo grupo pelo teste de Scott-Knott (1974) a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2017).

As pesquisas visando avaliar a influência do volume do recipiente no crescimento de mudas florestais têm comprovado que, em geral, o uso de recipientes maiores, formam mudas maiores e de melhor qualidade morfológica, sendo o fato da maior disponibilidade de nutrientes o argumento para justificar o ocorrido, (JOSÉ et al., 2005; MALAVASI; MALAVASI, 2006).

Em contrapartida, Davide e Faria (2008) recomendam que se evite a utilização de tubetes maiores que 180 cm³. Pelo alto custo, alto consumo de substrato e produção de mudas com um sistema radicular muito comprido, o que

pode acarretar aumento de custos no coveamento e problemas de dobramento das raízes no ato do plantio.

4.1.3 Variáveis fisiológicas das mudas

Os dados fisiológicos obtidos por meio do equipamento de estimativa de trocas gasosas por infravermelho são apresentados na Tabela 12.

Para as seis espécies analisadas nos três tamanhos de tubetes houve diferença significativa apenas para a fotossíntese líquida nas mudas de pau-pereira cultivadas em tubete médio (180 cm³).

Tabela 12 Dados fisiológicos: fotossíntese líquida (FotLiq), condutância estomática (CondEst), carbono interno (CarbInt), transpiração (Trans) e eficiência do uso da água (EUA) das mudas florestais em difentes tubetes no sistema hidropônico.

Tubete	FotLiq $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$		CondEst $\text{molCO}_2 \text{m}^{-2} \text{s}^{-1}$		CarbInt $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$		Trans $\text{mmol m}^{-2} \text{s}^{-1}$		EUA $\mu\text{mol mmol}^{-1}$	
<i>Acrocarpo - Acrocarpus fraxinifolius</i>										
P	5,90	a	0,06	a	-216,25	a	1,29	a	10,77	a
M	7,23	a	0,08	a	35,88	a	1,70	a	4,73	a
G	6,67	a	0,08	a	53,33	a	1,66	a	4,39	a
<i>Cedro - Cedrella fissilis</i>										
P	8,08	a	0,12	a	80,95	a	2,58	a	3,19	a
M	8,24	a	0,13	a	49,64	a	2,52	a	4,07	a
G	-		-		-		-		-	
<i>Paricá - Schizolobium amazonicum</i>										
P	12,48	a	0,10	a	-202,96	a	2,42	a	9,58	a
M	14,70	a	0,15	a	28,79	a	3,55	a	4,24	a
G	16,36	a	0,29	a	100,26	a	5,93	a	2,79	a
<i>Pau pereira - Platycyamus regnellii</i>										
P	5,31	b	0,11	a	126,26	a	2,13	a	2,51	a
M	6,52	a	0,09	a	69,23	a	1,66	a	4,23	a
G	5,15	b	0,06	a	3,67	a	1,11	a	6,25	a

*Médias seguidas de mesma letra na coluna, para cada espécie, pertencem ao mesmo grupo pelo teste de Scott-Knott (1974) a 5% de significância. Fonte: Do autor (2017).

Kozłowski e Pallardy (1996) afirmam que o crescimento e a produtividade florestal são dependentes da interceptação da radiação solar e da alocação dos compostos de carbono, formados durante o processo fotossintético nos diferentes órgãos da planta e que, nas plantas sob condições ambientais controladas, muitas vezes verifica-se uma associação entre as taxas de fotossíntese líquida e de crescimento. Assim a taxa fotossintética mais baixa promovida pelo tubete P ao pau-pereira significaria dizer, que este recipiente é inadequado para a espécie, estando associado à menor potencial de crescimento das mudas.

Em contrapartida, Marrichi (2009) não encontrou relação entre o crescimento das árvores de eucalipto e as taxas fotossintéticas, revelando que nem sempre os processos estudados em nível de folha isoladamente são suficientes para explicar a produtividade das árvores. Portanto, a relação entre fotossíntese e produtividade pode apresentar resultados diferentes entre as espécies ou materiais genéticos estudados, uma vez que a maior produtividade pode estar relacionada a outros fatores como: à maior área foliar, ao próprio potencial fotossintético e à eficiência do uso da luz (RYAN et al., 2010).

4.2 EXPERIMENTO 02: Mudanças produzidas no sistema convencional

Os resultados para as espécies florestais cultivadas no viveiro são apresentados a seguir.

Destaca-se que as mudas de sucupira e jacarandá-branco levaram muito tempo para sair da casa de sombra, devido à germinação das sementes mais lenta e taxa de crescimento inicial muito baixa, a disparidade de tempo em relação às outras espécies foi de 30 dias.

4.2.1 Crescimento das mudas no sistema convencional

Na Tabela 13 são apresentados os resultados para as variáveis de crescimento utilizadas para avaliar as mudas produzidas no viveiro.

Houve efeito dos tubetes para as variáveis de crescimento aos 30 e aos 60 dias após implantação no viveiro para todas as espécies estudadas, à exceção da altura aos 30 dias para a espécie cedro. Em geral, a tendência observada quanto ao melhor tubete para o diâmetro e altura das mudas foi mantida entre a avaliação aos 30 dias e aos 60 dias.

Na avaliação final das mudas, os melhores resultados para altura das espécies foram: tubetes 180 cm³ ou 280 cm³ para acrocarpo e garapa; tubetes 280 cm³ para cedro, jacarandá-branco, paricá e pau pereira e tubete 180 cm³ para sucupira. E para diâmetro do coleto das mudas: tubetes 180 cm³ ou 280 cm³ para acrocarpo, garapa e jacarandá-branco; tubetes 280 cm³ para pau-pereira e tubetes 180 cm³ para cedro e sucupira.

O índice H/D aos 60 dias para todas as espécies foi menor que 10, padrão recomendado por Birchler et al. (1998), sendo os menores valores observados para pau pereira (entre 2,34 e 3,51) e os maiores valores para acrocarpo (5,50 e 6,27). Não houve distinção entre os tubetes M e G para a espécie garapa.

Tabela 13 Diâmetro de coleto (D) em mm, altura da parte aérea (H) em cm e índice de robustez (H/D) das mudas de espécies florestais, aos 30 e 60 dias após a implantação no sistema hidropônico.

Tube	D30	H30	D60	H60	H/D 60
<i>Acrocarpo - Acrocarpus fraxinifolius</i>					
P	2,01 b	10,68 a	2,91 b	18,15 b	6,27 a
M	2,12 b	9,57 b	3,68 a	20,12 a	5,50 b
G	2,25 a	10,51 a	3,62 a	21,05 a	5,84 b
<i>Cedro - Cedrella fissilis</i>					
P	3,01 b	8,23 a	5,68 c	17,46 b	3,13 b
M	3,21 a	8,18 a	7,76 a	18,27 b	2,55 c
G	2,98 b	9,62 a	6,64 b	22,73 a	3,48 a
<i>Garapa - Apuleia leiocarpa</i>					
P					
M	1,26 a	6,49 a	2,31 a	16,56 a	6,64 a
G	0,00 b	0,00 b	2,59 a	19,44 a	7,39 a
<i>Jacarandá-branco - Platypodium elegans</i>					
P	2,09 b	9,33 b	-	-	-
M	2,51 a	11,23 b	-	-	-
G	2,40 a	17,18 a	-	-	-
<i>Paricá - Schizolobium amazonicum</i>					
P	3,75 b	16,50 c	5,19 b	24,30 c	4,76 b
M	4,54 a	19,31 b	6,29 a	30,86 b	4,96 b
G	4,25 a	22,47 a	5,97 a	33,65 a	5,71 a
<i>Pau pereira - Platycyamus regnelli</i>					
P	3,01 c	8,70 b	3,72 c	9,81 c	2,65 b
M	3,69 b	9,09 b	4,96 b	11,44 b	2,34 c
G	3,95 a	11,74 a	5,35 a	18,78 a	3,51 a
<i>Sucupira - Bowdichia virgilioides</i>					
P	2,03 b	6,63 a	-	-	-
M	2,60 a	6,50 a	-	-	-
G	0,00 c	0,00 b	-	-	-

*Médias seguidas de mesma letra na coluna, para cada espécie, pertencem ao mesmo grupo pelo teste de Scott-Knott (1974) a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2017).

Considerando o padrão de qualidade adotado por José et al. (2005), de mudas com 3 mm de diâmetro do coleto e 25 cm de altura da parte aérea, aos 60 dias no viveiro as espécies: acrocarpo, cedro, paricá e pau-pereira alcançaram esses valores para diâmetro e somente o paricá alcançou também o critério de altura para os tubetes 180 e 280 cm³.

Malavasi e Malavasi (2006), testando tubetes de diferentes capacidades volumétricas para a produção de mudas de *Cordia trichotoma* e *Jacaranda micranta*, também observaram que as mudas crescidas nos tubetes de maiores volumes apresentaram maiores dimensões morfológicas no final da fase de viveiro e atribuíram tal fato ao maior espaço e substrato disponível e à menor limitação de restrição radicular.

José et al. (2005) em estudo testando os tamanhos de tubetes 50 e 150 cm³ para produção de mudas de *Schinus terebinthifolius* (aroeira pimenteira), utilizando como substrato composto orgânico, constataram que, aos 90 dias após a repicagem das plântulas nos tubetes, as mudas produzidas nos tubetes de 150 cm³ apresentaram características morfológicas e índice de qualidade de Dickson significativamente superiores às produzidas nos tubetes de 50 cm³. Esses resultados evidenciaram que para os valores médios de peso de matéria seca de raízes e de peso de matéria seca total das mudas produzidas no tubete de 150 cm³, foram duas vezes superior às produzidas nos tubetes menores.

Uma provável explicação para esses resultados é apontada por Leles et al. (2006), ao alegarem que o comportamento de maior crescimento das mudas em tubetes maiores está provavelmente relacionado com o maior espaço para o crescimento radicular e o maior volume de substrato, que oferece maior quantidade de nutrientes e água retida.

4.2.2 Produção de biomassa seca e índice de Dickson

Os valores obtidos para a produção de biomassa, suas relações e o índice de Dickson são apresentados na Tabela 14.

O acrocarpo nos tubetes maiores (180 e 280 cm³) apresentou melhor desempenho para a parte aérea (2,39 e 2,22 g respectivamente), para o sistema radicular (3,44 e 3,76 g), massa seca total (5,83 e 5,97) e índice de Dickson (1,1 e 1,02) que o tubete menor (115 cm³).

Não houve diferença na produção de biomassa para a garapa nos tubetes M e G.

O melhor desempenho geral para o jacarandá-branco foi obtido no tubete grande (1,03 g MSPA; 3,41 g MSR; 4,43 g MST e 0,66 de IQD). Mesmo comportamento geral quanto ao tamanho do tubete foi observado para cedro, paricá e pau-pereira, com as mudas produzidas no tubete de 280 cm³ se mostrando muito superiores na produção de biomassa e IQD.

Para as espécies cedro, garapa, jacarandá-branco e paricá, a relação massa seca radicular e massa seca da parte aérea (MSR/MSSA) não apresentaram diferenças significativas, apesar de terem ocorrido diferenças significativas no peso de matéria seca da parte aérea e do sistema radicular das mudas produzidas nos diferentes tamanhos de tubetes. Este comportamento também foi observado por José et al. (2005) e Leles et al. (2006) para espécies florestais; e pode ser explicado, de acordo com Reis et al. (1989), pelo ajuste de crescimento das mudas, no qual a restrição imposta pelo recipiente promove o crescimento balanceado entre as partes, sem alteração na distribuição relativa de matéria seca com a variação do volume do tubete.

Tabela 14 Massa seca da parte aérea (MSPA), massa seca radicular (MSR), massa seca total (MST), relação massa seca da raiz e da parte aérea (MSR/MSPA) e Índice de qualidade de mudas de Dickson (IQD) para as espécies florestais em tubetes variados no sistema convencional aos 60 dias.

Tubete	MSPA(g)	MSR (g)	MST (g)	MSR/MSPA	IQD
<i>Acrocarpo - Acrocarpus fraxinifolius</i>					
P	0,78 b	2,23 b	3,01 b	3,09 a	0,45 b
M	2,39 a	3,44 a	5,83 a	1,75 b	1,10 a
G	2,22 a	3,76 a	5,97 a	1,69 b	1,02 a
<i>Cedro - Cedrella fissilis</i>					
P	0,39 a	2,13 b	2,52 b	5,84 a	0,88 b
M	0,89 a	2,73 b	3,62 b	4,37 a	2,16 a
G	0,76 a	4,45 a	5,21 a	6,73 a	1,87 a
<i>Garapa - Apuleia leiocarpa</i>					
P	-	-	-	-	-
M	1,53 a	1,79 a	3,31 a	1,19 a	0,52 a
G	1,61 a	2,89 a	4,50 a	1,83 a	0,61 a
<i>Jacarandá-branco - Platypodium elegans</i>					
P	0,27 c	1,12 b	1,39 b	4,58 a	0,24 b
M	0,55 b	1,53 b	2,08 b	2,70 a	0,38 b
G	1,03 a	3,41 a	4,43 a	3,43 a	0,66 a
<i>Paricá - Schizolobium amazonicum</i>					
P	0,79 c	3,13 b	3,91 b	3,98 a	0,64 b
M	1,38 b	4,01 b	5,39 b	3,27 a	0,93 a
G	1,99 a	5,61 a	7,61 a	2,88 a	1,11 a
<i>Pau pereira - Platycyamus regnellii</i>					
P	0,78 b	3,36 b	4,14 b	5,10 b	1,68 a
M	0,53 b	4,59 b	5,12 b	8,84 a	2,24 a
G	1,71 a	6,53 a	8,24 a	4,05 b	2,43 a

*Médias seguidas de mesma letra na coluna, para cada espécie, pertencem ao mesmo grupo pelo teste de Scott-Knott (1974) a 5% de significância.

Fonte: Do autor (2017).

Verifica-se, também na Tabela 14, que as mudas produzidas nos tubetes de maiores volumes apresentaram maiores valores de índice de qualidade de

Dickson (IQD). Malavasi e Malavasi (2006) verificaram que mudas de *Cordia trichotoma* e *Jacaranda micranta* produzidas em tubetes com capacidade volumétrica de 120, 180 e 300 cm³, apresentaram valores médios de IQD estatisticamente iguais, e superiores aos das mudas nos tubetes produzidas no tubete de 55 cm³.

Ao avaliar a qualidade de mudas de *Pseudotsuga menziessi* e *Picea abies*, Hunt (1990), concluiu que as que obtiveram o índice de qualidade de Dickson com valores superiores a 0,20 foram consideradas de boa qualidade. No entanto, foi observado que para as espécies utilizadas neste trabalho, as mudas produzidas nos tubetes de 115 cm³ podem ser consideradas de qualidade inferior, mas apresentaram índice de qualidade de Dickson muito superiores a 0,20; evidenciando que este índice necessita ser utilizado com critério, melhor estudado e obtidos limites numéricos para a classificação da qualidade de mudas de espécies florestais.

4.2.3 Variáveis fisiológicas das mudas

Os resultados da estimativa de trocas gasosas realizadas com o IRGA para as mudas do sistema convencional são apresentados na Tabela 15.

Houve diferença estatística apenas para a variável “carbono interno” das mudas de garapa. Mostrando diferença estatística entre os tubetes 180 cm³ (122,80 μmol m⁻² s⁻¹) e os tubetes 280 cm³ (97,34 μmol m⁻² s⁻¹). Essa diferença na concentração intercelular de CO₂ para o tubete médio sugere uma limitação do aparelho fotossintético dessas mudas na assimilação de CO₂.

Segundo Larcher (2006), o movimento estomático obedece principalmente ao controle dos circuitos do CO₂ e da H₂O. Quando a pressão parcial de CO₂ nos espaços intercelulares diminui devido ao consumo de CO₂ pelo processo de fotossíntese, os estômatos se abrem. Restrições estomáticas diminuem a concentração intercelular de CO₂ e caso haja restrições devido ao

mesofilo essa concentração aumenta (LONG, 1986). Esse comportamento do mesofilo diminui as trocas gasosas e reflete uma baixa taxa de conversão do carbono assimilado em carboidratos.

Tabela 15 Dados fisiológicos: fotossíntese líquida (FotLiq), condutância estomática (CondEst), carbono interno (CarbInt), transpiração (Trans) e eficiência do uso da água (EUA) das mudas florestais em diferentes tubetes no sistema convencional.

Tubete	FotLiq $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$		CondEst $\text{molCO}_2 \text{ m}^{-2}\text{s}^{-1}$		CarbInt $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$		Trans $\text{Mmol m}^{-2}\text{s}^{-1}$		EUA $\mu\text{mol mmol}^{-1}$	
<i>Acrocarpo - Acrocarpus fraxinifolius</i>										
P	2,91	a	0,05	a	118,60	a	1,27	a	2,31	a
M	4,00	a	0,11	a	124,83	a	2,11	a	2,32	a
G	2,88	a	0,05	a	120,04	a	1,16	a	2,49	a
<i>Cedro - Cedrella fissilis</i>										
P	2,58	a	0,15	a	178,97	a	2,54	a	1,09	a
M	2,45	a	0,12	a	175,47	a	2,21	a	1,17	a
G	3,00	a	0,24	a	186,06	a	3,52	a	0,89	a
<i>Garapa - Apuleia leiocarpa</i>										
P	-		-		-		-		-	
M	3,85	a	0,08	a	122,80	a	1,90	a	2,04	a
G	5,10	a	0,07	a	97,34	b	1,51	a	3,52	a
<i>Jacarandá-branco - Platypodium elegans</i>										
P	3,13	a	0,04	a	89,00	a	1,13	a	2,88	a
M	2,99	a	0,05	a	105,21	a	1,27	a	2,37	a
G	4,24	a	0,07	a	108,92	a	1,80	a	2,38	a
<i>Paricá - Schizolobium amazonicum</i>										
P	5,56	a	0,28	a	175,04	a	4,08	a	1,38	a
M	5,52	a	0,37	a	183,89	a	4,69	a	1,16	a
G	5,50	a	0,34	a	180,44	a	4,47	a	1,28	a
<i>Pau pereira - Platycyamus regnellii</i>										
P	3,32	a	0,15	a	167,96	a	2,83	a	1,18	a
M	3,57	a	0,14	a	165,62	a	2,84	a	1,26	a
G	2,67	a	0,13	a	163,90	a	2,42	a	1,34	a

*Médias seguidas de mesma letra na coluna, para cada espécie, pertencem ao mesmo grupo pelo teste de Scott-Knott (1974) a 5% de significância. Fonte: Do autor (2017).

Ressalta-se que o valor elevado para a concentração de carbono interno no tubete médio da garapa ($122,80 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) é muito inferior a valores obtidos por Silva et al. (2011) ao trabalhar com mudas de pessegueiro (*Prunus persica*) em diferentes locais no estado de São Paulo (valores entre 276,67 e 307,87 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) e por Janani (2011) em mudas de *Lippia alba* ao longo de cinco épocas de colheita (valores entre 297,7 e 358,0 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$).

4.3 Análise conjunta das mudas produzidas nos dois sistemas de produção

Os resultados da análise conjunta, para comparar as variáveis das mudas obtidas nos dois sistemas de produção de mudas, são apresentados a seguir. Salienta-se que a análise conjunta permitiu o desdobramento das seguintes interações: “sistema de produção (locais) *versus* tamanhos de tubetes”; “sistema de produção *versus* espécies” e a interação tripla: “sistema de produção *versus* espécies *versus* tamanho de tubetes”. No entanto as interações que comparavam as espécies foram desconsideradas, uma vez que esse tipo de análise não possui interesse prático, por se tratarem de espécies florestais muito diferentes e com aplicações distintas. De forma que as análises foram focadas no efeito dos diferentes recipientes e dos sistemas de produção.

4.3.1 Análise conjunta das variáveis morfológicas

Foi realizada a análise simultânea entre todos os tamanhos de tubete e espécies florestais utilizadas, cujas fontes de variação e respectivos valores de quadrados médios da análise de variância podem ser verificados na Tabela 16.

Tabela 16 Resultados da ANAVA referentes à análise conjunta dos dados de crescimento das mudas produzidas nos dois sistemas. H: altura; D: diâmetro do coleto; H/D: índice de robustez e NF: número de folhas.

Fontes de Variação	G.L.	Quadrados Médios			
		H	D	H/D	NF
Tubetes (T)	2	28007,0 *	202,8 *	530,7 *	21,5 ^{ns}
Espécies (E)	5	124093,0 *	2859,0 *	1607,3 *	868,1 *
Sistemas (S)	1	480950,0 *	3127,0 *	3978,4 *	9773,9 *
Int T x E	10	2391,2 ^{ns}	7,8 ^{ns}	64,7 ^{ns}	27,4 ^{ns}
Int T x S	2	843,0 ^{ns}	80,7 *	42,7 ^{ns}	19,9 ^{ns}
Int E x S	5	55933,0 *	943,8 *	431,9 *	285,7 *
Int E x T x S	10	828,5 *	6,4 *	38,8 *	24,4 *
Erro	918	131,0	2,6	3,9	3,9
Total	953				
CV (%)		23,48	22,86	26,26	28,87

G.L.: grau de liberdade; “ns” e “*”: não-significativo e significativo, respectivamente, a 5% de significância, pelo teste F.

Fonte: Do autor (2017).

Os testes de média entre a altura, diâmetro do coleto, a relação altura/diâmetro do coleto e número de folhas para cada espécie nos dois sistemas de produção (considerando todos os tubetes juntos) são apresentados na Tabela 17.

Houve diferença estatística entre os dois sistemas para todas as variáveis de crescimento analisadas, à exceção do índice de robustez (H/D) e da altura para o pau-pereira e H/D para o paricá.

Tabela 17 Valores médios para a altura (H), diâmetro do coleto (D), relação altura e diâmetro do coleto (H/D) e número de folhas (NF), para cada espécie nos dois sistemas de produção de mudas (locais).

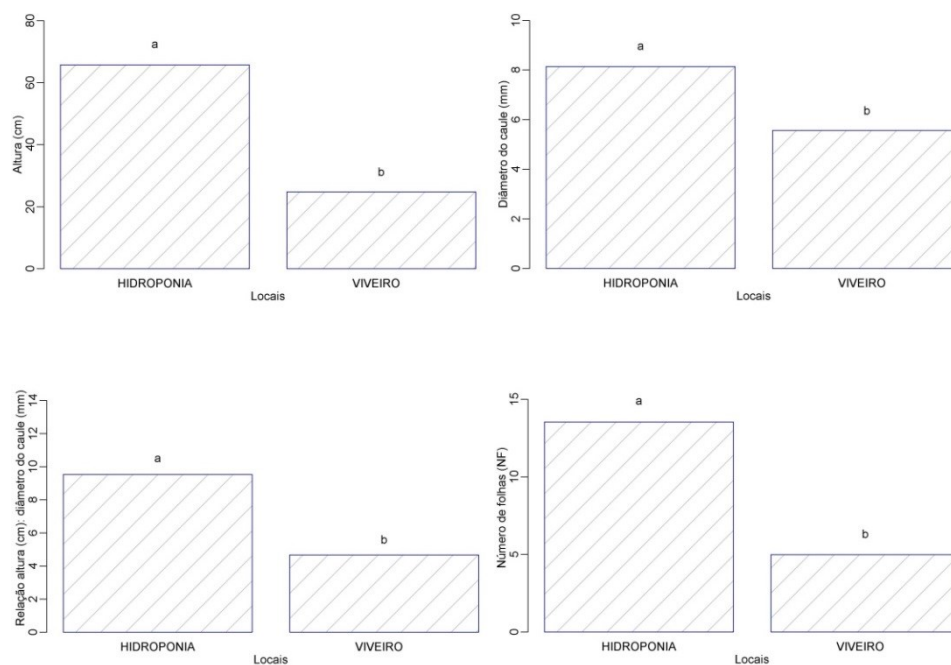
Variável	Sistema	Espécies			
		AC	CD	PA	PP
H (cm)	Hidr	129,00a*	85,37a	115,40a	18,24a
	Viv	27,69b	20,26b	43,70b	14,24a
D (mm)	Hidr	13,62a	17,11a	15,86a	4,29b
	Viv	4,82b	8,76b	7,55b	5,18a
H/D	Hidr	9,80a	5,19a	7,53a	4,21a
	Viv	5,84b	2,39b	5,82a	2,69a
NF	Hidr	15,11a	17,42a	7,18a	14,04a
	Viv	4,74b	4,40b	3,07b	5,05b

* Médias seguidas de letras minúsculas nas colunas, para cada variável, são diferentes estatisticamente pelo teste Tukey ($P < 0,05$). Ac: acrocarpo, CD: cedro, PA: paricá e PP: pau-pereira.

Fonte: Do autor (2017).

Pode-se verificar que em média o sistema hidropônico conferiu valores significativamente superiores ao sistema convencional para todas as variáveis analisadas (Figura 6).

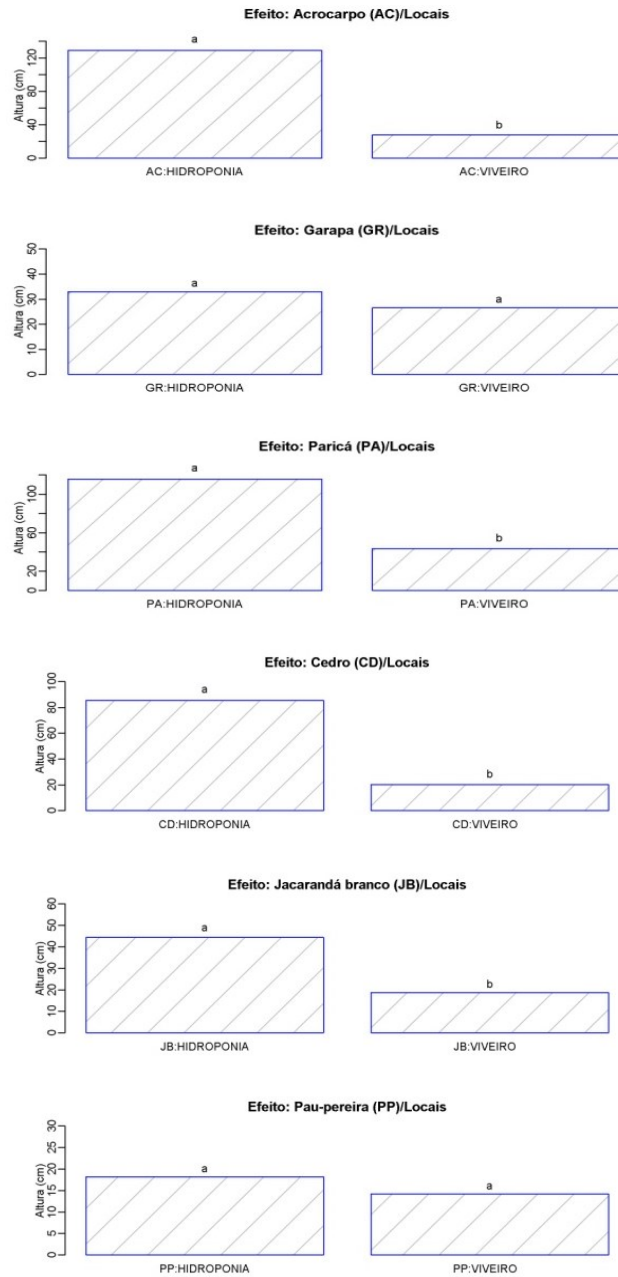
Figura 6 Análise simultânea para variáveis morfológicas de mudas oriundas dos dois sistemas de produção de mudas (locais). Letras distintas indicam médias com diferença significativa pelo teste de Tukey a 5% de significância.



Fonte: Do autor (2017).

Para a variável altura, os valores apresentados na Tabela 17, do desdobramento de sistema de produção dentro de cada espécie (considerando a média para todos os tamanhos de tubetes juntos), indicam que dentro das espécies: acrocarpo, cedro, jacarandá branco e paricá, o sistema de produção hidropônico obteve maiores valores em altura (cm) em comparação ao local viveiro. E para as espécies: garapa e pau-pereira, a hidroponia conferiu valores semelhantes ao local viveiro (Figura 7).

Figura 7 Valores médios de altura (cm) para os diferentes locais dentro de cada espécie pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).



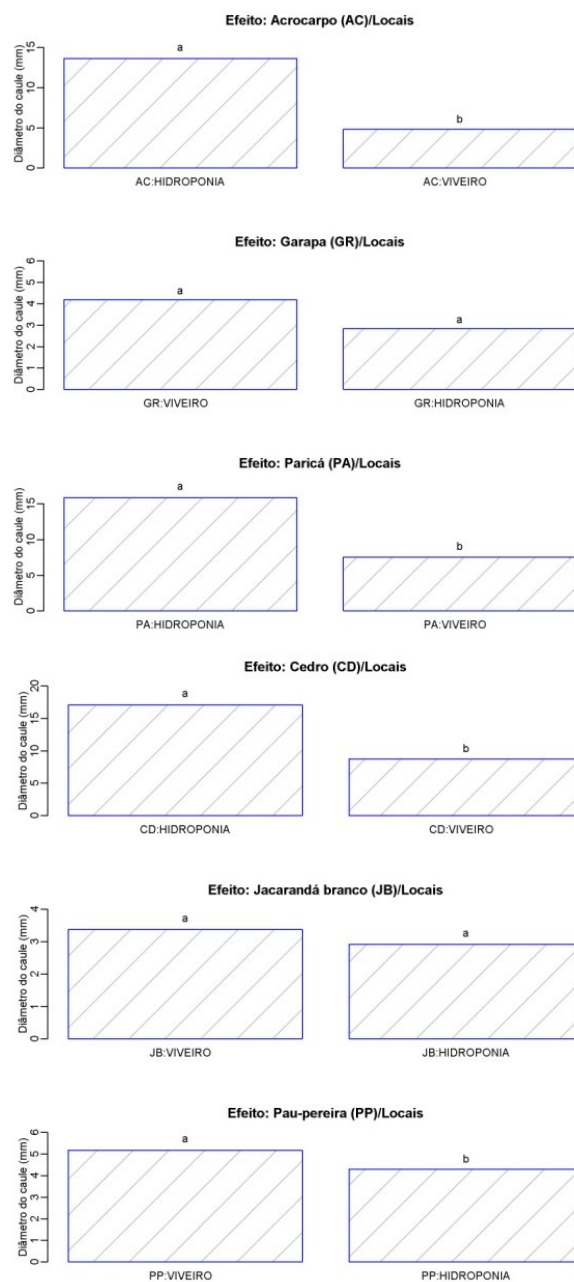
Fonte: Do autor (2017).

Para a variável diâmetro do coleto (D), as espécies acrocarpo, cedro e paricá obtiveram maiores valores no sistema hidropônico em comparação ao sistema convencional (Figura 8). Para o pau-pereira o sistema convencional conferiu às mudas um maior valor de diâmetro do coleto em comparação às mudas obtidas no sistema hidropônico. E para a garapa e jacarandá-branco não houve diferença significativa entre os dois sistemas.

O índice de robustez, expresso pela relação H/D, não apresentou diferença estatística entre os dois sistemas para as espécies paricá e pau pereira. Para as demais espécies o teste de média resultou em diferença significativa, demonstrando assim que o sistema convencional confere menores valores para este índice. De acordo com Carneiro (1983), esse índice de qualidade de mudas é muito importante e quanto menor for seu valor, maior será a capacidade de sobrevivência e estabelecimento das mudas após seu plantio definitivo no campo.

Para o número de folhas, para as quatro espécies: acrocarpo, cedro, paricá e pau pereira; o sistema hidropônico foi superior, com diferença mínima superior a 100% (para a espécie paricá) chegando a ser 400% maior (para a espécie cedro). Segundo Faria et al. (2002), o processo fotossintético ocorre principalmente nas folhas, assim, pode-se inferir que o sistema hidropônico apresenta condições que permitem às plantas possuírem maior número de folhas, o que confere maior disponibilidade de fotoassimilados e, conseqüentemente, permite um maior crescimento das espécies.

Figura 8 Valores médios de diâmetro do caule para os diferentes locais dentro de cada espécie pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).



Fonte: Do autor (2017).

De acordo com Sturion e Antunes (2000), a relação H/D é uma variável indicada para avaliar a qualidade de mudas florestais, pois além de refletir o acúmulo de reservas, assegura à planta maior resistência e melhor fixação das raízes no solo. Mudas com baixo diâmetro do colo apresentam dificuldades de se manterem eretas após o plantio. O tombamento decorrente dessa característica pode resultar em morte ou deformações que comprometem o valor silvicultural dos indivíduos. Moreira e Moreira (1996) afirmam que a relação H/D é reconhecida como um dos melhores indicadores do padrão de qualidade das mudas; sendo em geral, de acordo com Daniel et al. (1997), o mais indicado para determinar a capacidade de sobrevivência de mudas no campo.

Consoante aos dados biométricos apresentados percebe-se que as condições hidropônicas permitem a obtenção de mudas em curto período de tempo e com valores muito elevados em comparação ao sistema convencional. Uma análise visual das mudas produzidas nos dois sistemas pode ser realizada na Figura 9.

Figura 9 Mudas de acrocarpo (A), cedro (B), paricá (C) e pau-pereira (D) aos 60 dias após implantação no sistema hidropônico (à esquerda de cada imagem) e no sistema convencional (à direita), tubetes de 180 cm³. Lavras, 2015.



Fonte: Do autor (2017).

4.3.2 Análise conjunta da produção de biomassa e IQD das mudas

Foi realizada a análise simultânea entre todos os tamanhos de tubetes e espécies florestais utilizadas quanto à produção de biomassa e índice de qualidade de Dickson, cujas fontes de variação e respectivos valores de quadrados médios da análise de variância podem ser verificados na Tabela 18.

Tabela 18 Resultados da ANAVA referentes à análise conjunta dos dados fisiológicos das mudas produzidas nos dois sistemas. C.E.: Condutância estomática; C.I.: Carbono interno; E.U.A.: eficiência do uso da água; F.L.: fotossíntese líquida; Tr.: transpiração.

Fontes de Variação	G.L.	Quadrados Médios				
		MSPA	MSR	MST	MSR/MSPA	IQD
Tubetes (T)	2	681 ^{ns}	51 ^{ns}	1085 ^{ns}	6 ^{ns}	6 ^{ns}
Espécies (E)	3	19034 [*]	3195 [*]	37051 [*]	17 ^{ns}	373 [*]
Sistemas (S)	1	105000 [*]	7570 [*]	168957 [*]	311 [*]	1349 [*]
T*E	6	672 ^{ns}	54 ^{ns}	1035 ^{ns}	4 ^{ns}	9 ^{ns}
T*S	2	518 ^{ns}	17 ^{ns}	550 ^{ns}	6 ^{ns}	3 ^{ns}
E*S	3	18900 [*]	3189 [*]	37170 [*]	15 ^{ns}	440 [*]
E*T*S	6	673 ^{ns}	48 [*]	1037 ^{ns}	4 [*]	12 ^{ns}
Erro	64	432	20	597	2	8
Total	87					
CV (%)		57,1	34,1	49,2	56,7	53,8

G.L.: graus de liberdade; “ns” e “*”: não-significativo e significativo, respectivamente, a 5% de significância, pelo teste F.

Fonte: Do autor (2017).

A análise simultânea entre todos os tamanhos de tubetes e espécies florestais utilizadas conforme Tabela 19, permite verificar que em média o sistema hidropônico conferiu valores significativamente superiores ao sistema convencional para todas as variáveis de produção de biomassa analisadas.

Tabela 19 Valores médios para MSPA: massa seca da parte aérea; MSR: massa seca radicular; MST: massa seca total e IQD: índice de qualidade de mudas de Dickson para cada espécie nos dois sistemas de produção de mudas (locais).

Variável	Locais	Espécies			
		AC	CD	PA	PP
MSPA (g)	Hidr.	59,91a	79,41a	140,50a	4,57a
	Viv.	1,79b	0,64b	1,39b	1,01a
MSR (g)	Hidr.	11,15a	21,85a	54,55a	1,58a
	Viv.	3,14b	2,43b	4,250b	4,82a
MST (g)	Hidr.	71,07a	101,30a	195,10a	6,15a
	Viv.	4,94b	3,07b	5,67b	5,83a
MSR/MSPA ^{ns}	Hidr.	0,20	0,28	0,41	0,37
	Viv.	2,18	5,10	3,38	6,00
IQD	Hidr.	4,89a	12,38a	19,59a	0,86a
	Viv.	0,85b	1,52b	0,89b	2,11a

^{ns} não significativa a 5 % de significância pelo teste F. * Médias seguidas de letras minúsculas nas colunas, para cada variável, são diferentes estatisticamente pelo teste Tukey (P<0,05). Em que, AC: acrocarpo; CD: Cedro; GR: garapa; JB: jacarandá-branco; PA: paricá e PP: pau pereira.

Fonte: Do autor (2017).

4.3.3 Análise conjunta das variáveis fisiológicas

Na Tabela 20 são apresentadas as fontes de variação e respectivos valores de quadrados médios da análise de variância para as variáveis fisiológicas utilizadas.

Tabela 20 Resultados da ANAVA referentes à análise conjunta dos dados fisiológicos das mudas produzidas nos dois sistemas. C.E.: Condutância estomática; C.I.: Carbono interno; E.U.A.: eficiência do uso da água; F.L.: fotossíntese líquida; Tr.: transpiração.

Fontes de Variação	G.L.	Quadrados Médios				
		C.E.	C.I.	E.U.A.	F.L.	Tr.
Tubetes (T)	2	0,006 ^{ns}	22058 ^{ns}	10,48 ^{ns}	2,37 ^{ns}	1,19 ^{ns}
Espécies (E)	5	0,066 [*]	18922 ^{ns}	11,99 ^{ns}	72,38 [*]	14,19 [*]
Sistemas (S)	1	0,001 ^{ns}	205270 [*]	125,39 [*]	519,07 [*]	5,30 [*]
T*E	10	0,006 ^{ns}	14179 ^{ns}	8,59 ^{ns}	1,41 ^{ns}	1,77 ^{ns}
T*S	2	0,007 ^{ns}	33496 ^{ns}	17,32 ^{ns}	0,91 ^{ns}	2,03 ^{ns}
E*S	5	0,047 [*]	29647 ^{ns}	15,78 ^{ns}	28,63 [*]	6,90 [*]
E*T*S	10	0,003 ^{ns}	10765 ^{ns}	6,70 ^{ns}	1,29 ^{ns}	0,94 ^{ns}
Resíduo	63	0,004	11506	7,08	1,58	1,04
Total	98					
CV (%)		44,22	109,78	85,49	20,13	38,01

G.L.: graus de liberdade; “ns” e “*”: não-significativo e significativo, respectivamente, a 5% de significância, pelo teste F.

Fonte: Do autor (2017).

Ao analisar as variáveis fisiológicas dos dois sistemas conjuntamente, considerando todos os tubetes simultaneamente (Tabela 21), percebe-se que não houve significância estatística para o desdobramento de “carbono interno” e “eficiência do uso da água”. Sendo que o sistema hidropônico apresentou valores superiores para todas as variáveis, à exceção da condutância estomática das mudas de garapa e da transpiração para as mudas de pau-pereira.

Tabela 21 Análise conjunta das variáveis fisiológicas das mudas obtidas nos dois sistemas de produção de mudas.

Variável	Espécies						
	AC	CD	GR	JB	PA	PP	
C.E.	Hidr.	0,07a*	0,12a	0,20a	0,19a	0,18b	0,09a
	Viv.	0,07a	0,13a	0,07b	0,06b	0,33a	0,14a
C.I. n.s.	Hidr.	-42,35	65,29	137,88	109,96	-24,64	66,38
	Viv.	121,16	177,22	110,07	101,04	179,79	165,82
E.U.A. n.s.	Hidr.	6,63	3,63	1,87	2,59	5,54	4,33
	Viv.	2,37	1,13	2,78	2,54	1,27	1,26
F.L.	Hidr.	6,60a	8,16a	6,48a	8,24a	14,51a	5,66a
	Viv.	3,26b	2,52b	4,47b	3,54b	5,53b	3,19b
Tr.	Hidr.	1,55a	2,55a	3,74a	3,57a	3,97a	1,63b
	Viv.	1,51a	2,37a	1,70b	1,40b	4,41a	2,69a

“n.s.”: não significativo; * Médias seguidas de letras minúsculas nas colunas, para cada variável, são diferentes estatisticamente pelo teste Tukey ($P < 0,05$). Em que, AC: acrocarpo; CD: Cedro; GR: garapa; JB: jacarandá-branco; PA: paricá e PP: pau pereira. Fonte: Do autor (2017).

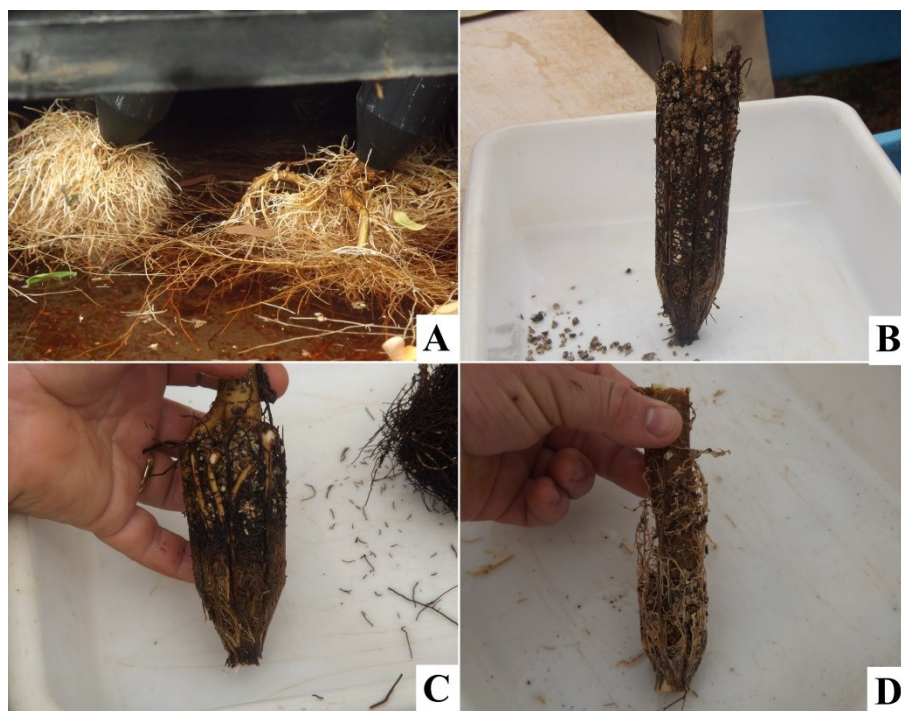
4.3.4 Observações sobre a produção de raízes no sistema hidropônico

Observou-se que as mudas cultivadas no sistema hidropônico produzem uma grande quantidade de raízes. Devido às características do sistema adotado – irrigação permanente do sistema radicular e a utilização de tubetes vazados no fundo – as raízes saíram do tubete se espalhando pela solução nutritiva formando um grande emaranhado (Figura 10-A). Esse comportamento das raízes não ocorre no sistema convencional, devido à “poda natural” ao entrarem em contato com o ar e luz quando atingem o orifício inferior do tubete (DAVIDE; FARIA; 2008). Segundo os mesmos autores, a poda constante das raízes resulta em constante brotação de novas raízes no interior do tubete promovendo um fenômeno denominado de fibrosidade do sistema radicular que irá permitir a retirada da muda do tubete e o seu plantio, sem que o sistema radicular se

desmanche, além de ser fundamental para o pegamento e desenvolvimento da muda no campo.

Quando, ao final dos experimentos, as mudas foram separadas em suas diferentes partes, foi possível observar o comportamento do sistema radicular internamente aos tubetes de diferentes tamanhos. Apesar de não ocorrer a “poda natural” no sistema hidropônico, as condições extremamente favoráveis à produção vegetal desse ambiente permitem que a planta invista em raízes externas aos tubetes e também em raízes novas no interior (Figura 10- B a D), formando - nos tubetes de maiores dimensões - um sistema radicular conciso e resistente, capaz de permitir a condução das mudas ao campo.

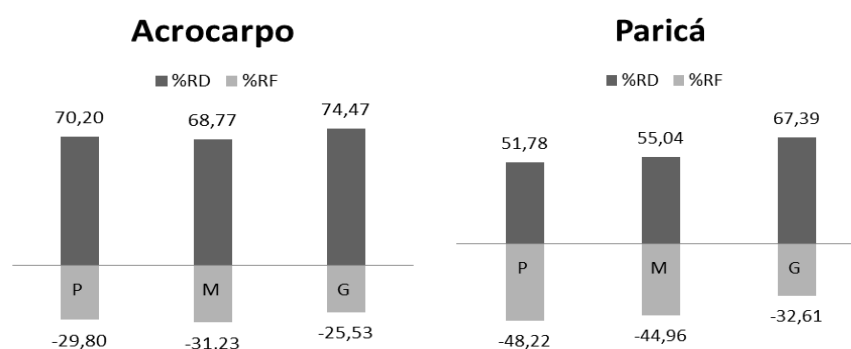
Figura 10 Sistema radicular no sistema hidropônico (A). Raízes internas de *Acrocarpo* em tubetes 280 cm³ (B); 180 cm³ (C) e 115 cm³ (D).



Fonte: Do autor (2017).

A produção de raízes internas e externas ao tubete variou em função da espécie. Sendo apresentada na Figura 11 a proporção de produção de raízes pelas duas espécies de maior desempenho na hidroponia.

Figura 11 Investimento em sistema radicular das duas espécies com melhor desempenho no sistema hidropônico. %RD: percentual de raízes dentro do tubete; %RF: percentual de raízes externas ao tubete.



Fonte: Do autor (2017).

Para o silvicultor caberia a indagação de plantar as mudas hidropônicas com as raízes completas (raízes internas + externas ao tubete) ou somente com as raízes internas (realizando a poda manual das raízes externas). O embasamento deste questionamento seria se para a muda faria diferença o sistema radicular emaranhado e sem direcionamento na vertical ou se seria mais prejudicial ao seu “pegamento” e crescimento no campo o stress causado pela poda de grande parte das suas raízes. Pensando nessas opções foram idealizadas as metodologias de plantio das mudas na próxima fase deste estudo, que tratou da implantação das mudas no campo.

4.4 EXPERIMENTO 03: Implantação das mudas no campo

São apresentados a seguir os resultados das variáveis utilizadas para avaliar o desempenho no campo, das mudas das quatro espécies florestais produzidas em dois sistemas distintos de produção de mudas e três tamanhos de tubetes.

4.4.1 Sobrevivência das mudas

Na Tabela 22 são apresentados os valores de sobrevivência das mudas, Salienta-se que durante o período experimental não foi realizado o replantio de nenhuma muda.

Tabela 22 Sobrevivência das mudas oriundas do sistema hidropônico e convencional após 30 e 360 dias no campo. Lavras, 2016.

Sistema de produção	Tubete	Sobrevivência (%)							
		AC		CD		PA		PP	
		30 d	360 d	30 d	360 d	30 d	360 d	30 d	360 d
Hidroponia	P	90	90	90	80	100	100	70	60
	M	100	100	90	90	100	80	90	60
	G	100	100	100	100	100	100	70	70
Hidroponia SR	P	100	80	100	100	100	80	100	60
	M	100	100	100	80	100	100	100	80
	G	100	80	90	60	80	80	100	80
Viveiro	P	100	80	100	40	100	100	100	-
	M	100	100	100	60	100	80	100	50
	G	100	80	90	90	90	90	100	100

AC: acrocarpo; CD: cedro; PA: paricá; PP: pau-pereira; 30 d: 30 dias. Hidroponia SR: mudas hidropônicas sem a raiz externa ao tubete.

Fonte: Do autor (2017).

Aos 30 e 360 dias após o plantio no campo, a maior parte das mudas do sistema hidropônico se encontravam vivas. Sendo que as espécies acrocarpo e paricá apresentaram os maiores valores de sobrevivência (entre 80 e 100%).

Esse resultado comprova que as mudas hidropônicas, apesar de serem produzidas em ambiente com alto nível de umidade e fornecimento de água às raízes em período integral são capazes de sobreviver às condições de campo, muito mais adversas e em situação muito mais acirrada de competição por água e nutrientes do solo (Figura 12). São escassos na literatura, trabalhos com implantação de mudas florestais hidropônicas em condições de campo e estes resultados de sobrevivência das mudas são de grande relevância, pois existia a dúvida quanto ao pegamento das mudas hidropônicas no solo e também se o alto turgor do material vegetal subsistiria às condições de déficit hídrico do campo relativo à hidroponia.

Figura 12 Mudas hidropônicas de espécies florestais produzidas em tubetes de 180 cm³ aos 12 meses de implantação no campo. A: Acrocarpo, B: Cedro, C: paricá e D: pau-pereira.



Fonte: Do autor (2017).

4.4.2 Crescimento das mudas no campo

Os dados morfológicos utilizados para avaliação das mudas no campo são apresentados na Tabela 23.

Para o acrocarpo as mudas oriundas da hidroponia em tubete de 180 cm³ se desenvolveram melhor em altura e diâmetro, não apresentando diferença para a relação H/D e número de folhas. Para o sistema hidropônico sem as raízes externas os diferentes tamanhos de tubetes não resultaram em diferenças para nenhuma das variáveis e para as mudas do sistema convencional o tubete de 115cm³ resultou em menores valores de altura e diâmetro.

Para o cedro o tubete de 115 cm³ no sistema hidropônico resultou em menores valores, cerca de 40% e 90% significativamente inferiores para altura e diâmetro, respectivamente. E nos sistemas hidropônico sem as raízes externas e viveiro o tubete G se mostrou o mais indicado, considerando as quatro variáveis simultaneamente. Para o paricá não há diferença na utilização dos tubetes em qualquer metodologia de produção, e o pau-pereira também se mostrou indiferente aos tipos de tubetes, desde que não se utilize os tubetes de 115 cm³ que resultaram em 100% de mortalidade aos 12 meses após o plantio no viveiro.

Tabela 23 Diâmetro à altura do solo (DAS), altura da parte aérea (H), relação H/DAS e número de folhas (NF) aos 360 dias após o plantio, das quatro espécies arbóreas originárias de mudas produzidas em tubetes de diferentes volumes.

Sistema de produção	Tubete	DAS (mm)	H (cm)	H/D	NF
<i>Acrocarpo - Acrocarpus flaxinifolius</i>					
Hidroponia	P	28,58	b 158,0	b 5,5	a 20
	M	41,64	a 257,5	a 6,2	a 23
	G	33,24	b 192,3	b 5,8	a 21
Hidroponia SR	P	18,50	a 84,9	a 4,6	a 14
	M	21,66	a 103,1	a 4,8	a 17
	G	19,70	a 95,4	a 4,8	a 14

Tabela 23, continua...

Tabela 23, continuação...

Sistema de produção	Tube	DAS (mm)	H (cm)	H/D	NF
Viveiro	P	16,46	b 101,5	b 6,2	a 11
	M	31,73	a 186,0	a 5,9	a 17
	G	24,75	a 144,6	a 5,8	a 13
<i>Cedro - Cedrella fissilis</i>					
Hidroponia	P	28,93	b 61,8	b 2,1	a 15
	M	41,19	a 105,5	a 2,6	a 18
	G	46,00	a 106,0	a 2,3	a 19
Hidroponia SR	P	12,50	b 45,2	a 3,6	a 8
	M	22,96	b 70,0	a 3,0	a 12
	G	36,62	a 100,7	a 2,7	a 16
Viveiro	P	20,18	a 30,0	a 1,5	a 5
	M	23,22	a 49,9	a 2,1	a 8
	G	26,58	a 74,3	a 2,8	a 17
<i>Paricá - Schizolobium amazonicum</i>					
Hidroponia	P	32,47	a 164,3	a 5,1	a 8
	M	32,18	a 175,3	a 5,4	a 8
	G	35,78	a 181,4	a 5,1	a 9
Hidroponia SR	P	27,44	a 131,4	a 4,8	a 7
	M	34,52	a 170,9	a 5,0	a 9
	G	33,50	a 163,3	a 4,9	a 8
Viveiro	P	19,09	a 78,3	a 4,1	a 5
	M	23,31	a 94,9	a 4,1	a 5
	G	27,59	a 124,5	a 4,5	a 8
<i>Pau pereira - Platycyamus regnelli Benth</i>					
Hidroponia	P	11,07	a 51,8	a 4,7	b 8
	M	12,23	a 59,0	a 4,8	b 8
	G	10,39	a 62,1	a 6,0	a 8
Hidroponia SR	P	15,53	a 72,7	a 4,7	a 7
	M	10,13	a 43,8	a 4,3	a 5
	G	11,83	a 51,2	a 4,3	a 4
Viveiro	P	-	-	-	-
	M	11,22	a 48,0	a 4,3	a 6
	G	11,05	a 57,2	a 5,2	a 7

* Médias seguidas de letras diferentes na coluna: distintas pelo teste de Scott Knott (P<0,05). Fonte: Do autor (2017).

O número de folhas apresentou diferença significativa somente entre os tubetes para as mudas produzidas no sistema convencional; para as espécies cedro, com o tubete 280 cm³ resultando em 17 folhas, e pau-pereira, que apresentou diferença significativa entre os tubetes em decorrência da morte de 100% dos indivíduos aos 12 meses após o plantio para o tubete de 115 cm³. De acordo com Campos et al. (2008), quanto maior a quantidade de folhas nas mudas, mais intensa será a atividade fotossintética e, conseqüentemente, maior será o crescimento em altura e diâmetro das plantas. Câmara e Endres (2008) acrescentam que o número de folhas é um excelente indicador de qualidades de mudas, pois atua diretamente sobre o acúmulo de biomassa.

4.4.3 Análise conjunta da implantação no campo das mudas produzidas nos dois sistemas de produção

Na Tabela 24 são apresentadas as médias das variáveis morfológicas: altura, diâmetro ao nível do solo, relação altura/diâmetro e número de folhas; do desdobramento de locais dentro de espécies da análise conjunta.

Para a variável diâmetro ao nível do solo (DNS), a espécie pau-pereira não apresentou diferença estatística entre os sistemas de produção considerando todos os tamanhos de tubetes agrupados. Houve efeito do ambiente para o diâmetro das mudas de acrocarpo, cedro e paricá. Sendo que o sistema hidropônico foi superior para o acrocarpo e cedro, distintamente das mudas hidropônicas sem as raízes externas. Esse fato indica que o corte do sistema radicular promove um “atraso” nas mudas dessas espécies, provavelmente relacionado à diminuição da área superficial das raízes que exploram o solo. Para o paricá não houve diferença para as mudas hidropônicas com o sistema radicular completo ou sem as raízes externas.

Tabela 24 Médias da variável diâmetro à altura do solo (DAS) do desdobramento de locais dentro de espécies.

Espécies	Hidroponia	Hidroponia SR	Viveiro
Diâmetro ao nível do solo (mm)			
Acrocarpo	35,68 a	21,38 b	28,05 b
Cedro	43,01 a	30,03 b	29,87 b
Paricá	35,87 a	34,09 a	25,54 b
Pau-pereira	11,18 a	12,55 a	11,11 a
Altura (cm)			
Acrocarpo	209,60 a	93,09 c	166,20 b
Cedro	101,20 a	89,93 a	81,16 a
Paricá	186,10 a	166,30 a	110,20 b
Pau-pereira	57,87 a	56,30 a	54,11 a
Relação altura/diâmetro			
Acrocarpo	5,81 a	4,41 b	6,01 a
Cedro	2,36 b	3,10 a	2,78 ab
Paricá	5,14 a	4,90 ab	4,28 b
Pau-pereira	5,07 a	4,38 a	4,80 a
Número de folhas			
Acrocarpo	22,00 a	17,38 b	15,81 b
Cedro	19,56 a	15,17 b	15,84 b
Paricá	8,93 a	8,71 ab	6,63 b
Pau-pereira	8,05 a	6,45 a	6,60 a

* Médias seguidas de letras diferentes na linha pertencem a grupos diferentes pelo teste de Scott Knott ($P < 0,05$).

Fonte: Do autor (2017).

Para a altura das mudas os resultados indicam que dentro das espécies cedro e pau-pereira os sistemas de produção obtiveram valores de altura (cm) semelhantes. Dentro da espécie acrocarpo a hidroponia com raiz permitiu a obtenção de valores de altura superiores aos demais locais e para o paricá a hidroponia com raiz e hidroponia sem raiz obtiveram valores de altura superiores ao local viveiro, indicando que para esta espécie não faz diferença, para altura, a remoção das raízes externas ao tubete.

Para o índice de robustez das mudas, o desdobramento de local dentro de cada espécie, indica que para o acrocarpo a hidroponia com raiz e o viveiro obtiveram maiores valores que em comparação ao local hidroponia sem raiz. Para o cedro a hidroponia sem raiz obteve valores semelhantes ao local viveiro e superior ao local hidroponia com raiz. Para o paricá o local hidroponia com raiz obteve valores semelhantes ao local hidroponia sem raiz e superior ao local viveiro e dentro da espécie pau-pereira os diferentes locais são semelhantes na relação H/D.

É possível observar que as mudas produzidas no viveiro, considerando todos os tamanhos de tubetes simultaneamente, tiveram um desempenho inferior no campo para a maioria das espécies. Para o acrocarpo o corte das raízes externas compromete muito o crescimento das mudas. As demais espécies estudadas são indiferentes ao corte das raízes externas ao tubete.

5 CONCLUSÕES

O sistema hidropônico permitiu a obtenção de mudas de qualidade para acrocarpo, cedro, paricá e pau-pereira em menos de 60 dias após implantação no sistema. O mesmo período de tempo é muito curto para formação das mudas no sistema convencional.

As espécies florestais: garapa, jacarandá-branco e sucupira não se adaptaram às condições de cultivo do sistema hidropônico utilizado.

O melhor tamanho de tubete para a produção das mudas variou em função do sistema de produção e da espécie, sendo no sistema hidropônico: 280 cm³ para acrocarpo e pau-pereira; 180 cm³ para cedro e paricá; e no sistema convencional: 280 cm³ para cedro, jacarandá-branco, paricá e pau pereira; e 180 cm³ para acrocarpo e garapa.

As variáveis morfológicas se mostraram eficientes na avaliação do crescimento e desempenho das mudas, enquanto que as variáveis fisiológicas obtidas pela estimativa de trocas gasosas por infravermelho apresentaram pouco poder de distinção entre os tratamentos.

As mudas produzidas no sistema hidropônico foram implantadas com sucesso no campo, com taxas de mortalidade similares ao do sistema convencional e crescimento superior.

O plantio das mudas florestais obtidas no sistema hidropônico modificado com o corte das raízes externas aos tubetes compromete muito o crescimento das mudas de acrocarpo. As demais espécies estudadas: cedro, pau pereira e paricá são indiferentes à secção das raízes externas ao tubete.

REFERÊNCIAS

- ALBUQUERQUE, K. S. et al. Alterações fisiológicas e bioquímicas durante a embebição de sementes de sucupira-preta (*Bowdichia virgilioides* Kunth.). **Revista Brasileira de Sementes**, vol. 31, nº 1, p.012-019, 2009.
- ALBUQUERQUE, K. S. et al. Métodos para a superação da dormência em sementes de sucupira-preta (*Bowdichia virgilioides* Kunth.). **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 31, n. 6, p. 1716-1721, nov./dez., 2007.
- ALBUQUERQUE, K. S.; GUIMARAES, R. M. Avaliação da qualidade de sementes de sucupira-preta (*Bowdichia virgilioides* Kunth.) pelo teste de raios x. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 32, n. 6, p. 1713-1718, nov./dez., 2008.
- ALMEIDA, J. O. **Germinação e crescimento de mudas de sucupira - preta** (*Bowdichia virgilioides* kunth.). 2012. 72 p. Dissertação (Mestrado) – Programa de Pós-Graduação em Ciência Florestal, Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri, Diamantina, 2012.
- ALMEIDA, S. P. de. et al. **Cerrado**: espécies vegetais úteis. EMBRAPA-CPAC, Planaltina, DF, 1998.
- ALVARES, C. A. et al. Köppen's climate classification map for Brazil. **Meteorologische Zeitschrift**, v. 22, n. 6, p. 711-728, 2013.
- ALVINO, F. de O. et al. O semeio direto do paricá como alternativa para a implementação de sistemas agroflorestais no Estado do Pará. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE SISTEMAS AGROFLORESTAIS, 5., 2004, Curitiba. **Anais...** Colombo: Embrapa Florestas, 2004. 619p. (Embrapa Florestas. Documentos, 98).
- ALVINO, F. de O. **Semeadura direta de *Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke sob diferentes espaçamentos e consorciado com leguminosas de cobertura, em áreas de pastagens degradadas**. 2006. 77p. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais)- Universidade Federal Rural da Amazônia, Belém, 2006.
- ANDRADE, A. C. S. et al. Quebra de dormência de sementes de sucupira-preta. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.32, 5, p.465-469, maio 1997.
- AUGSPURGER, C. K. Morphology and Aerodynamics of Wind-dispersed legumes. In: STIRTON, C.H.; ZARUCCHI, J.L. (eds.). *Advances in Legume*

Biology. **Monograph Systematics Botanical Missouri Botanic Garden**, v. 29, p. 451-466, 1989.

AUGSPURGER, C. K. Seed dispersal of the tropical tree, *Platypodium elegans*, and the escape of its seedlings from fungal pathogens. **Journal of Ecology**, v. 71, p. 759-771, 1983.

AZEVEDO, I. M. G. et al. Estudo do crescimento e qualidade de mudas de marupá (*Simarouba amara* Aubl.) em viveiro. **Acta Amazonica**, v. 40, n. 1, 2010.

BANZATTO, D. A.; KRONKA, S. N. **Experimentação agrícola**. 4ª Ed. Jaboticabal: Funep, 2006. 239 p.. ISBN 85-87632-71-X

BARBEDO, C. J.; FILHO, J. M.; NOVEMBRE, A. D. L. C. Condicionamento osmótico e armazenamento de sementes de cedro-rosa (*Cedrela fissilis* Vell.). **Revista Brasileira de Sementes**, v.19, n.2, p.354-360, 1997.

BARNEBY, R. C. Neotropical fabales at NY: asides and oversights. **Brittonia**, v.42, n.2, p. 174-187, 1996.

BARROS, T. H. S. **Eficiência do uso da água em cana-de-açúcar irrigada por gotejamento com base em medições de trocas gasosas IRGA: fotossíntese e transpiração**. 2015. 109 p. Dissertação (Mestrado) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz". Piracicaba, 2015.

BARROSO, G. M. et al. **Frutos e sementes: Morfologia aplicada à sistemática de dicotiledôneas**. Viçosa: UFV, 1999. 443p.

BELLOTE, A. F. J.; DEDECEK, R. A. Atributos físicos e químicos do solo e suas relações com o crescimento e a produtividade do *Pinus taeda*. **Boletim de Pesquisa Florestal**, v.53, p.21-38, 2006.

BEWLEY, J. D.; BLACK, M. **Seeds: physiology of development and germination**. 2. ed. New York: Plenum Press, 1994. 445 p.

BIERNASKI, F. A. **Eficiência da amostragem de matrizes de *Cedrela fissilis* Vell. para melhoramento e conservação genética baseada em caracteres juvenis**. 2010. 87f. Dissertação, Pós-graduação em Engenharia Florestal - Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2010.

- BIRCHLER, T. et al. La planta ideal: revision del concepto, parametros definitorios e implementacion practica. **Investigacion Agraria, Sistemas y Recursos Forestales**, Madrid, v. 7, n. 1/2, p. 109-121, 1998.
- BLAMEY, F. P. C. et al. Evaluation of solution culture techniques for studying aluminium toxicity in plants. **Plant-soil interaction at low pH**. Wright R. J. (Eds.). p. 905-912, 1991.
- BORGES, E. E. de L. et al. Alterações fisiológicas em sementes de *Tachigalia multijuga* (Benth.) relacionadas aos métodos para a superação da dormência. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 28, n. 3, p. 317-325, maio/jun. 2004.
- BRANDÃO, M.; FERREIRA, P. B. D. Flora apícola do cerrado. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 15, n. 168, p. 4-8, 1991.
- BRASIL. **Lista de Espécies da Flora do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/>>. Acesso em: 03 Fev. 2015
- BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Regras para análise de sementes** / Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Secretaria de Defesa Agropecuária. Brasília : Mapa/ACS, 2009. 399 p. ISBN 978-85-99851-70-8
- CABRERA, R. I. Propriedades, uso y manejo de sustratos de cultivo para la producción de plantas en maceta. **Revista Chapingo - Serie Horticultura**, v.1, p.5-11, 1999.
- CALDEIRA, M. V. W. et al. Substratos alternativos na produção de mudas de *Chamaecrista desvauxii*. **Revista Árvore**, v. 37, n. 1, p. 31-39, 2013.
- CÂMARA, C. A.; ENDRES, L. Desenvolvimento de mudas de duas espécies arbóreas: *Mimosa caesalpinifolia* Benth. e *Sterculia foetida* L. sob diferentes níveis de sombreamento em viveiro. **Floresta**, Curitiba, v.38, n.1, p.43-51, jan./mar. 2008.
- CAMPINHOS, J. E.; IKEMORI, Y. Nova técnica para produção de mudas de essências florestais. **IPEF**, Piracicaba, n.23, p.47-52, 1983.
- CAMPOS, M. C. C. et al. Crescimento de porta-enxerto de gravioleira (*Annona muricata* L.) em substratos contendo doses crescentes de rejeitos de caulim.

Revista de Biologia e Ciência da Terra, Campina Grande, v.8, n.1, p.61-66, jan./jun. 2008.

CARDOSO, V. J. M.; BELTRTI, C. M.; PAOLI, A. A. S. Estudos comparativos de sementes aéreas e subterrâneas de *Commelina virginica* (Commelinaceae). **Revista Brasileira de Biologia**, Rio de Janeiro, v. 54, n. 3, p. 403-412, ago. 1994.

CARLOS, L. **Crescimento inicial de *Dalbergia nigra* sob calagem e adubação com N, P e K em condições controladas e em campo**. 2013. 124p. Tese (Doutorado em Engenharia Florestal), Universidade Federal de Lavras, UFLA. 2013.

CARMELLO, Q. A. C.; FURLANI, P. R. **Hidroponia**: cultivo de plantas sem solo. Piracicaba: ESALQ/SEBRAE, 1994. 41 p.

CARMO JUNIOR, R. R. **Produção de alface (*Lactuca sativa* L.) em cultivo hidropônico utilizando atmosfera modificada no interior de casa de vegetação**. 2000, 93p. Dissertação (Mestrado em Engenharia Agrícola). FEAGRI, UNICAMP, Campinas, SP, 2000.

CARNEIRO, J. G. A. **Efeito da densidade sobre o desenvolvimento de alguns parâmetros morfofisiológicos de mudas de *Pinus taeda* L. em viveiro e após o plantio**. Curitiba: UFPR, 1985.140 p.

CARNEIRO, J. G. A. **Produção e controle de qualidade de mudas florestais**. 1.ed. Curitiba: UFPR/FUPEF; 1995. 451p.

CARNEIRO, J. G. A. **Variações na metodologia de produção de mudas florestais afetam os parâmetros morfofisiológicos que indicam a sua qualidade**. Série Técnica FUPEF, n.12, p.1-40, 1983.

CARVALHO, N. M.; NAKAGAWA, J. **Sementes: ciência, tecnologia e produção**. Jaboticabal: FUNEP, 2000. 588 p.

CARVALHO, P. E. R. **Espécies arbóreas brasileiras**. Colombo: EMBRAPA/CNPR, Brasília: EMBRAPA-SPI, 2003, v.1, 1039 p.

CARVALHO, P. E. R. **Espécies florestais brasileiras: recomendações silviculturais potencialidades e uso da madeira**. Colombo: Embrapa Florestas, 1994. 640p

- CASTRO, L. B. F. de; PAROLIN, M. Distribuição populacional de *Cedrela Fissilis* Vell. em área de preservação ambiental de Campo Mourão/PR. **Rev. Saúde e Biol.**, v. 1, n.1, p.15-22, 2006.
- CORRÊA, A. Z. Essências madeiras de reflorestamento: oito madeiras nativas da Amazônia. **Acta Amazônica**, v.15, n.3/4, p.371- 402, 1985.
- COUTINHO, C. J.; CARVALHO, C. M. O uso da vermiculita na produção de mudas florestais. In: ENCONTRO NACIONAL DE REFLORESTADORES, 7., 1983, Curitiba. **Anais...** p. 54-63. 1983.
- CROCOMO, J. **Cultivo fora do solo**: hidroponia. In: MAGALHÃES, A.; BORDINI, M. E. (Ed). Grande manual globo de agricultura, pecuária e receituário industrial. Porto Alegre: Globo, 1986. v. 3, p. 209-220.
- CRUZ, E. D.; CARVALHO, J. E. U.; QUEIROZ, R. J. B. Escarificação com ácido sulfúrico em sementes de *Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke – Fabaceae. **Scientia Agricola**, v.64, n.3, p.308-313, Maio/Junho, 2007.
- CUNHA, A. O. et al. Efeitos de substratos e das dimensões dos recipientes na qualidade das mudas de *Tabebuia impetiginosa* (Mart. ex D.C.) Standl. **Revista Árvore**, Viçosa-MG, v.29, n.4, p.507-516, 2005.
- DANIEL, O. et al. Aplicação de fósforo em mudas de *Acacia mangium* Willd. **Árvore**, Viçosa-MG, v.21, n.2. p. 163-168 , 1997.
- DANIEL, T.; HELMS, J.; BACKER, F. **Princípios de silvicultura**. 2ª ed. México: McGraw - Hill, 1982. 492p .
- DAVID, E. F. S. **Desenvolvimento, trocas gasosas, rendimento e composição de óleo essencial de *Mentha piperita* L cultivada em solução nutritiva com variação dos níveis de N, P, K e Mg**. 2007. 131 f. Tese (Doutorado em Agronomia/Horticultura) - Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2007.
- DAVIDE, A. C.; FARIA, J. M. R. **Viveiros florestais**. In: DAVIDE, A. C.; SILVA, E. A. A. Produção de sementes e mudas de espécies florestais. Lavras: Universidade Federal de Lavras, 2008. p.83-124.
- DICKSON, A.; LEAF, A. L.; HOSNER, J. F. Quality appraisal of white spruce and white pine seedling stock in nurseries. **Forest Chronicle**, v. 36, p. 10-13, 1960.

DUCKE, A. Notas sobre a flora neotrópica: 2- as leguminosas da Amazônia brasileira. **Boletim Técnico IAN**, Belém, n.18, p.1-248, 1949.

DUTRA, T. R. et al. Desenvolvimento inicial de mudas de copaíba sob diferentes níveis de sombreamento e substratos. **Revista Ciência Agronômica**, v. 43, n. 2, p. 321-329, 2012.

ELOY, E. et al. Determinação do período de permanência de mudas de *Eucalyptus grandis* W. Hill ex Maiden em casa de vegetação. **Comunicata Scientiae**, v. 5, n. 1, p. 44-50, 2013.

EPSTEIN, E.; BLOOM, A. J. **Nutrição mineral de plantas: Princípios e perspectivas**. 2.ed. Londrina: Planta, 2006. 403p.

FACHINELLO, J. C. et al. **Propagação de plantas frutíferas de clima temperado**. 2. ed. Pelotas: UFPel, 1995. 178 p.

FAGUNDES, N. B.; FIALHO, A. A. Problemática de produção de mudas em essências florestais. **Série Técnica IPEF**, Piracicaba, v.4, n.13, p 25-27, 1987.

FAQUIN, V.; CHALFUN, N. N. J. **Hidromudas: processo de produção de porta-enxertos de mudas frutíferas, florestais e ornamentais enxertadas em hidroponia**. Rio de Janeiro: INPI, 2008.

FAQUIN, V.; FURLANI NETO, A. E.; VILELA, L. A. A. **Produção de alface em hidroponia**. Lavras: UFLA/FAEPE, 1996. 50 p.

FARIA, W. S. de; GAIVA, I. X.; PEREIRA, W. E. Comportamento de cinco genótipos de coqueiro (*Cocos nucifera* L.) na fase de germinação e de crescimento de mudas, sob diferentes sistemas de produção. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 24, p. 458-462, 2002.

FERNANDEZ, R. E. et al. Forest Plantations in North América. **XXI Session of the North American Forest Comission (NAFC)**. 2002, 33p.

FERRAZ, A. V.; ENGEL, V. L. Efeito do tamanho de tubetes na qualidade de mudas de jatobá (*Hymenaea courbaril* L. var. *stilbocarpa* (Hayne) Lee et Lang.), ipê-amarelo (*Tabebuia chrysotricha* (Mart. ex DC.) Sandl.) e guarucaia (*Paraptadenia rigida* (Benth.) Brenan). **Revista Árvore**, Viçosa-MG, v.35, n.3, p.413-423, 2011.

- FERREIRA, F. T. **Produção de videira pelos sistemas hidropônico e convencional.** 2013. 69p. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Fitotecnia). Universidade Federal de Lavras, UFLA, Lavras, MG. 2013.
- FURLANI, P. R. **Cultivo hidropônico de plantas.** Campinas: IAC, 1999. 52 p. (IAC. Boletim técnico, 180).
- GOMES, J. M. et al. Crescimento de mudas de *Eucalyptus grandis* em diferentes tamanhos de tubetes e fertilização N-P-K. **Revista Árvore**, v.27, n.2, p.113-127, 2003.
- GOMES, J. M. et al. Efeitos de diferentes substratos na produção de mudas de *Eucalyptus grandis* Hill ex Maidem, Win-strip. **Árvore**, Viçosa, v.15, n.1, p. 35-42, 1991.
- GOMES, J. M. et al. Influência do tamanho da embalagem plástica na produção de mudas de Ipê, Copaiba e Angico Vermelho. **Árvore**, Viçosa, v.14, n.1, p.26-34, 1990.
- GOMES, J. M. et al. Parâmetros morfológicos na avaliação da qualidade de mudas de *Eucalyptus grandis*. **Revista Árvore**, Viçosa-MG, v.26, n.6, p.655-664, 2002.
- GOMES, W. A. **Produção de mudas de porta-enxertos e sistemas de condução de plantas borbulheiras cítricas em hidroponia.** 2013. 93 p. Tese (Doutorado em Agronomia/Fitotecnia). Universidade Federal de Lavras, UFLA, Lavras, MG. 2013.
- GONÇALVES, J. L. M. et al. **Produção de mudas de espécies nativas: substrato, nutrição, sombreamento e fertilização.** In: GONÇALVES, J. L. M.; BENEDETTI, V. (Orgs.). Nutrição e fertilização florestal. Piracicaba: Instituto de Pesquisas e Estudos Florestais, 2000. p.310-350.
- GONÇALVES, J. L. M. **Recomendações de adubação para Eucaliptus, Pinus e espécies típicas da Mata Atlântica.** Piracicaba: ESALQ, 1995. 23 p. (Documentos Florestais, 15).
- GUSMÃO, O. E. **Cedros y Paulownias – Cedro-Rosado de la Índia:** elarbol mágico. Lima, Peru, 2006.
- HARPER, J. L. **Population biology of plants.** London: Academic Press. 1977.

HERINGER, E.P., FERREIRA, M.B. Árvores úteis da Região Geo-Econômica do Distrito Federal. **Cerrado**, Brasília, v. 19, p. 20-24, 1973.

HUNT, G. A. Effect of stryrblock design and Cooper treatment on morphologhogy of conifer seedlings. **In: TARGET SEEDLINGS SYMPOSIUM MEETING OF THE WESTERN FOREST NURSERY ASSOCIATIONS**, 1990, Rosenberg. Proceedings... Fort Collins: United States Department of Agriculture, Forest Service, p.218-222. 1990.

INMET. Instituto Nacional de Metereologia. **Normais Climatológicas do Brasil 1961-2013**. Disponível em <<http://www.inmet.gov.br/portal/index.php?r=clima/normaisClimatologicas>> Acesso em: 17/11/2014.

INOUE, M. T.; RODERJAN, V. C.; KUNIYOSHI, Y. S. **Projeto madeira do Paraná**. Curitiba: Fundação de Pesquisas Florestais do Paraná, 1984. p. 86- 91.

JANANI, J. K. **Análise de crescimento e trocas gasosas de erva cidreira (*Lippia alba* (Mill.) N.e Br. Ex Britt & Wilson) cultivada em solução nutritiva**. 2011. 74 f. Dissertação (Mestrado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrônômicas, Botucatu, 2011.

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.

KÄMPF, A. N. **Produção comercial de plantas ornamentais**. Guaíba: Agrolivros, 2.ed., 2005. 254p.

KOSLOWSKI, T. T.; PALLARDY, S. G. **Physiology of woody plants**, 2ª ed. San Diego, 1996, 411p.

KRATZ, D. et al. Propriedades físicas e químicas de substratos renováveis. **Revista Árvore**, v.37, p.1103-1113, 2013.

LARCHER, W. **Ecofisiologia vegetal**. São Carlos: RiMa, 2006. 550 p.

LE COINTE, P. **Árvores e plantas úteis**: indígenas e aclimatadas. São Paulo: Nacional, 1947. p. 389-390. (Série Brasileira, 251).

LEÃO, N. V. M.; CARVALHO, J. E. U de. Métodos para superação da dormência de sementes de paricá, *Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke. **Informativo ABRATES**, v.5, n.2, p.168, 1995

- LELES, P. S. dos S. et al. Qualidade de mudas de quatro espécies florestais produzidas em diferentes tubetes. **Floresta e Ambiente**. V.13, n.1, p. 69 - 78, 2006
- LELES, P. S. S. et al. Qualidade de mudas de *Eucalyptus* spp produzidas em blocos prensados e em tubetes. **Revista Árvore**, v.24, n.1, p.13-20, 2000.
- LIMA, W. P.; JARVIS, P.; RHIZOPOULOU, S. Stomatal responses of *Eucalyptus* species to elevated CO₂ concentration and drought stress. **Scientia Agricola**, Piracicaba, v.60, n.2, p.231-238, 2003.
- LOCARNO, M. **Propagação de roseiras em sistema hidropônico**. Tese (Doutorado em Agronomia/Fitotecnia). 2011. 75 p. Universidade Federal de Lavras, UFLA. Lavras, MG. 2011.
- LONG, S. P. Instrumentation for the measurement of CO₂ assimilation by crop leaves. In: GENSLE, W. G. (Ed.). **Advanced agricultural instrumentation**. Dordrecht: Martinus Nijhoff, 1986. p. 39-91.
- LOPES, J. L. W. et al. Influência dos fatores bióticos e abióticos na sobrevivência de eucalipto em função do solo e do manejo de viveiro. **Biotemas**, v. 22, n. 2, p. 29-38, 2013.
- LORENZI, H. **Árvores brasileiras**: Manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil, vol. 1/Nova Odessa, SP: Instituto Plantarum, 2002. 368p.
- LORENZI, H. **Árvores brasileiras**: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas do Brasil. 5. ed. São Paulo: Plantarum, 1998.
- LORENZI, H. **Árvores brasileiras**: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas no Brasil. Nova Odessa: Plantarum, 1992. 368 p.
- LORENZI, Harri et al. **Árvores exóticas no Brasil**: madeireiras, ornamentais e aromáticas. Nova Odessa, SP: Instituto Plantarum, 2003. 385 p. ISBN 85-86714-19-4
- MALAVASI U. C.; MALAVASI M. M. Efeito do volume do tubete no crescimento inicial de plântulas de *Cordia trichotoma* (Vell.) Arrab. ex Steud e *Jacaranda micranta* Cham. **Ciência Florestal**, v.16, n. 1, 2006.

MARQUES, L. C. T. **Comportamento inicial de paricá, tatajuba e eucalipto, em plantio consorciado com milho e capim-marandu, em Paragominas, Pará.** 1990. 92p. Dissertação (Mestrado em Ciência Florestal) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 1990.

MARQUES, T. C. L. L. S. M. et al. Exigências nutricionais do Paricá (*Schizolobium amazonicum* Herb.) na fase de muda. **Cerne**, Lavras, v. 10, n. 2, p. 167-183, jul./dez. 2004.

MARRICHI, A. H. C. **Caracterização da capacidade fotossintética e da condutância estomática em sete clones comerciais de *Eucalyptus* e seus padrões de resposta ao déficit de pressão de vapor.** 2009. 104f. Dissertação (Mestrado em Recursos Florestais) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2009.

MARTÍNEZ, P. E.; GARCIA, J. M. Evaluación de cinco tratamientos fitossanitários em la producción de plántulas de Cedro Rosado (*Acrocarpus fraxinifolius* Wight & Arn) en Etapa de Semillero em Tuxpan, Veracruz, México, **Revista UDO Agrícola**, v. 4, n. 1, p. 27-30, 2004.

MARTÍNEZ, P. E. et al. Cultivo intercalado de cedro rosado y su efecto sobre el contenido de matéria orgânica em suelo. **Revista UDO Agrícola**, v. 6, n. 1, p. 109-113, 2006.

MATTOS, N. F., GUARANHA, J. **Contribuições ao estudo da Grápia.** Porto Alegre: Boletim do Instituto de Pesquisa de Recursos Naturais Renováveis, 1983. 27 p.

MELO, J. T. de, et al. **Coleta, propagação e desenvolvimento inicial de espécies do cerrado.** In: SANO, S. M.; ALMEIDA, S. P. de. (ed). Cerrado: ambiente e flora. Planaltina; EMBRAPA-CPAC, 1998. 556P. Cap.5. p.195-231.

MENEZES, T. P. **Crescimento de porta-enxertos cítricos em sistema hidropônico.** 2010. 63p. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Fitotecnia). Universidade Federal de Lavras, UFLA, Lavras, MG. 2010.

MOLLER, K. Technical note on the performance of four species of popularized by the FAFIALA Centre in its agroforestry programme. **Akon'ny-Ala**. n°. 9, 18-26. 1992.

MOREIRA, F. M. S.; MOREIRA, F. W. Característica de germinação de espécies de leguminosas florestais nativas da Amazônia, em condições de viveiro. **Acta Amazônica**, Manaus, v. 26, n. 1/2, p. 3- 16, 1996.

NEIL, P. E. Notes on *Acrocarpus fraxinifolius*. **Forestry Research and Information Centre. Kathmandu**. Nepal. Banko-Janakari. 2: 4, 391-394. 1990.

NORMAN, J. M.; GARCIA, R.; VERMA, S. B. Soil surface CO₂ fluxes and the carbon budget of a grassland. **Journal of Geophysical Research**, Oklahoma, v. 97, p.18845-18853, 1992.

OLIVEIRA, A. J. et al. Fotossíntese, condutância e Transpiração em pupunheira sob deficiência hídrica. **Scientia Agrícola**, Piracicaba, v.59, n.1, p.59-63. 2002.

PACHECO, M. V. et al. Germinação de sementes de *Platypodium elegans* Vog. submetidas a diferentes tratamentos pré-germinativos e substratos. **R. Bras. Eng. Agríc. Ambiental**, v.11, n.5, p.497-501, 2007.

PAULA, J. E.; ALVES, J. L. H. **Madeiras nativas: anatomia, dendrologia, dendrometria, produção e uso**. Brasília, DF: Fundação Mokiti Okada, 1997. 543 p.

PECHE, P. M. **Produção de mudas de goiabeira em sistema hidropônico e convencional**. 2012. 53p. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Fitotecnia). Universidade Federal de Lavras, UFLA, Lavras, MG. 2012.

PEIXOTO, M. C. et al. **1ª nota técnica de sementes florestais: *Cedrella fissilis* Vellozo**. RIOESBA, Rio de Janeiro, n.01, 4p. 2008.

PEREIRA, A. P; MELO, C. F. M. de; ALVES, S. M. O paricá (*Schizolobium amazonicum*), características gerais da espécie e suas possibilidades de aproveitamento na indústria de celulose e papel. **Revista do Instituto Florestal**, v.16, n.2, p.1340-1344, 1982.

POKHRIYAL, T. C. et al. Identification of some fast growing leguminous tree species for nitrogen fixation studies. **Indian Forester**. 116: 6, 504-507. 1990.

PRADO, C. de A. et al. Características físicas e químicas da madeira de *Acrocarpus fraxinifolius* Wight & Arn. Colombo, PR: Embrapa Florestas, 2003. 14 p. (**Embrapa Florestas. Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento. 14**).

PRIETO, P. V. Avaliação de risco de extinção da espécie *Cedrela fissilis*, **Centro Nacional de Conservação da Flora**, Instituto de Pesquisas do Jardim Botânico do Rio de Janeiro, Disponível em: <http://cncflora.jbrj.gov.br/portal/pt-br/profile/Cedrela%20fissilis> Acesso em 07 de dezembro de 2015.

QUISEN, R. C.; ROSSI, L. B. M.; VIEIRA, A. H. Utilização de bandarra (*Schizolobium amazonicum*) em sistemas agroflorestais. Porto Velho: EMBRAPA-CPAF Rondônia, 1999. 13 p. (**EMBRAPA-CPAF Rondônia. Circular Técnica, 42**).

R CORE TEAM. R: A Language and Environment for Statistical Computing. Vienna, Austria: **R Foundation for Statistical Computing**. 2017. Disponível em: <<http://www.R-project.org/>>. Acesso em: 10 de janeiro de 2017.

RAI, S. N. **Gap regeneration in wet evergreen forest of Karnataka**. Research Paper, Karnataka Forest Department. KFD-2, 16 pp. 1979.

RAI, S. N. Pre-treatment of *Acrocarpus fraxinifolius* seeds. **Indian-Forester**. 1976, 102 : 8,488-491.

REIS, B. E. dos, et al. Crescimento e qualidade de mudas de jacarandá-da-bahia (*Dalbergia nigra* (Vell.) Allemão ex Benth.) em resposta à adubação com potássio e enxofre. **Ciência Florestal**, v. 22, n. 2, 2012.

REIS, G. G. et al. Crescimento de *Eucalyptus camaldulensis*, *Eucalyptus grandis*, e *Eucalyptus cloeziana* sob diferentes níveis de restrição radicular. **Revista Árvore**. V.13, (1), p.1-18, 1989.

RESH, H. M. **Cultivos hidropônicos: nuevas técnicas de producción**. 4. ed. Madrid: Mundi-Prensa, 1997. 509 p.

REZENDE, S. W. **Produção de mudas de *Cordia superba* em sistemas hidropônico e convencional com diferentes substratos**. 2014. 71p. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Fitotecnia). Universidade Federal de Lavras, UFLA, Lavras, MG. 2014.

RIBEIRO, G. D. **Avaliação preliminar de sistemas agroflorestais no projeto Água-verde, ALBRÁS, Barcarena, PA**. 1997. 100p. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais) – Faculdade de Ciências Agrárias do Pará, Belém, 1997.

RIZZINI, C. T. **Árvores e madeiras úteis do Brasil**. 2ª ed. São Paulo: Edgard Blucher, 1990. 296 p.

- RIZZINI, C. T. **Árvores e madeiras úteis do Brasil**: manual de dendrologia brasileira. Rio de Janeiro: E. Blucher, 1971. p. 127-130.
- RIZZINI, C. T. Sobre as principais unidades de dispersão do Cerrado. In: III **Simpósio sobre o Cerrado**. Coordenador Ferri, M.G.. Ed. da Universidade de São Paulo. p. 117-133, 1971.
- ROSA, L. S. Características botânicas, anatômicas e tecnológicas do paricá (*Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke). **Revista de Ciências Agrárias**, n. 46, p. 107- 146, 2006a.
- ROSA, L. S. Ecologia e silvicultura do paricá (*Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke) na Amazônia Brasileira. **Revista de Ciências Agrárias**, n. 45, p. 107-146, 2006b.
- ROSA, L. S. et al. Emergência, crescimento e padrão de qualidade de mudas de *Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke sob diferentes níveis de sombreamento e profundidades de semeadura. **Revista Ciências Agrárias**, Belém, n. 52, n. 1, p. 87-98, jul./dez. 2009.
- ROSA, L. S.; PINHEIRO, K. A. O. Propagação vegetativa de estacas de paricá (*Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke), obtidas de material juvenil e imersas em ácido indol-3-butírico. **Revista de Ciências Agrárias**, n. 35, p.79-88, 2001.
- RYAN, M. G. et al. Factors controlling *Eucalyptus* productivity: how water availability and stand structure alter production and carbon allocation. **Forest Ecology and Management**, v.259, n.9, p.1695-1703, 2010.
- SAIDELLES, F. L. F. et al. Casca de arroz carbonizada como substrato para produção de mudas de tamboril-da-mata e garapeira. **Ciências Agrárias**, v.30, p.173-1186. 2009.
- SANTOS, A. F.; MEDEIROS, A. C. S.; SANTANA, D. L. Fungos associados a sementes de espécies arbóreas da mata atlântica. Colombo: EMBRAPA/CNPF, p.51-60. (**Boletim de Pesquisa Florestal**, 42), 2001.
- SANTOS, F. E. V. et al. Características químicas de substratos formulados com lodo de esgoto para produção de mudas florestais. **Rev. bras. eng. agríc. ambient.** vol.18, n.9, pp. 971-979 . 2014.

SANTOS, L. W. dos; COELHO, M. de F. B.; DE AZEVEDO, R. A. B.. Qualidade de mudas de pau-ferro produzidas em diferentes substratos e condições de luz. **Pesquisa Florestal Brasileira**, v. 33, n. 74, p. 151-158, 2013.

SCALON, S. P. Q; ALVARENGA, A. A. Efeito do sombreamento sobre a formação de mudas de pau-pereira (*Platycyamus regnellii* Benth). **Revista Árvore**, Viçosa, v.17, n.3, p.265-270, 1993.

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, p.937-944, 2002.

SILVA, A. C. et al. Fotossíntese, condutância estomática e eficiência do uso da água em genótipos de pessegueiro. **XVII Congresso Brasileiro de Agrometeorologia**. 18-21 de jul de 2011. SESC Centro de Turismo de Guarapari, Guarapari, ES.

SILVA, D. S. N. et al. Growth and mineral nutrition of baru (*Dypteryx alata* Vogel) in nutrient solution. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v.20, n.12, p.1101-1106, 2016.

SILVEIRA, R. L. V. A. et al. Seja doutor do seu eucalipto. **Arquivo do agrônomo n° 12 – Potafós**, 2001. 32 p.

SORREANO, M. C. M. **Avaliação da exigência nutricional na fase inicial do crescimento de espécies florestais nativas**. 2006. 296 p. Tese de doutorado. ESALQ e CENA, 2006. Piracicaba.

SORREANO, M. C. M.; RODRIGUES, R. R.; BOARETTO, A. E. **Guia de nutrição para espécies florestais nativas**. Editora Oficina de Textos, São Paulo, SP. 254p. 2012.

SOUZA, A. das G. et al. Production of peach grafts under hydroponic conditions. **Ciênc. agrotec.**, Lavras, v. 35, n. 2, p. 322-326, mar./abr., 2011b.

SOUZA, A. das G. et al. Production of pear trees grafted under hydroponic conditions. **Scientia Agraria**, Curitiba, v.12, n.1, p.035-040, Jan/Feb. 2011a.

SOUZA, A. das G. et al. Produção de mudas de tangerineira ‘Ponkan’ em sistema hidropônico. **Revista Ciência Agronômica**, v. 44, n. 4, p. 902-909, out-dez, 2013.

SOUZA, A. das G. et al. Massa seca e acúmulo de nutrientes em mudas enxertadas de pereira em sistema hidropônico. **Rev. Bras. Frutic.**, Jaboticabal - SP, v. 37, n. 1, p. 240-246, 2015.

SOUZA, C. A. M. et al. Crescimento em campo de espécies florestais em diferentes condições de adubações. **Ciência Florestal**, Vol. 16, Nº. 3, pp. 243-249, 2006.

SOUZA, L. A. et al. Uso de raios-x na avaliação da qualidade de sementes de *Platypodium elegans* Vog. **Rev. Ciência Agronômica**, Fortaleza, v. 39, n. 02, p. 343-347, Abr.- Jun., 2008.

SOUZA, L. A. G. de; VARELA, V. P.; BATALHA, L. F. P. Tratamentos pré-germinativos em sementes florestais da Amazônia: VI – muirajuba *Apuleia leiocarpa* (VOG.) MACBRIDE VAR. *molaris* SPR. Ex BENTH. (LEGUMINOSAE). **Acta Amazônica**, Manaus, v.24, n.1, p.81-89, 1994.

STURION, J. A., ANTUNES, B. M. A. Produção de Mudanças Florestais. In: Galvão, A. P. M. Reflorestamento de Propriedades Rurais para fins de produtivos ambientais, Colombo, p. 38. 2000.

TAO, K. L. Genetic alteration and germoplasm conservation. In: FU, J.; KHAN, A. A. (Ed.) **Advanced in the science and technology of seeds**. Beijing: Science Press, 1992. p. 137-149.

TRAZZI, P. A. et al. Qualidade de mudas de *Murraya paniculata* produzidas em diferentes substratos. **Floresta**, v.42, p.621-630. 2012.

TRIANOSKI, R. **Avaliação do potencial de espécies florestais alternativas, de rápido crescimento, para produção de painéis de madeira aglomerada**. 2010. 260 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Florestal) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2010.

TRINDADE, D. R. et al. Black crust (*Phyllachora schizolobiicola* subsp. *schizolobiicola*) on *Schizolobium amazonicum* in Brazil. **Fitopatologia Brasileira**, v.24, n.2, p.194, jun. 1999.

VENTURA, V. J.; RAMBELLI, A. M. **Legislação federal sobre o meio ambiente: leis, decreto-leis, decretos, portarias e resoluções anotados para uso prático e imediato**. 2. ed. Taubaté: Vana, 1996. 1148p.

VIBRANS, A. C. Ensaio de espaçamento de *Schizolobium amazonicum* (pinho Cuiabano, paricá) em Jurema-MT. In: CONGRESSO INTERNACIONAL DE COMPENSADO E MADEIRA TROPICAL, 2. 1994, Belém. **Anais...** Rio de Janeiro, SENAI/DN, 1996. p. 317.

VOURLITIS, G. L. et al. System for measuring in situ CO₂ and CH₄ flux in unmanaged ecosystems. *Atmospheric Environment*, Berkeley, v. 7, p. 369-379, 1993.

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.

YAMADA, M.; GOLHZ, H. L., Growth and yield of some indigenous trees in an Amazonian agroforestry systems: a rural history-based analysis. **Agroforestry Systems**, v.55, p.17-26, 2002.

ZAIDAN, L. B. P.; BARBEDO, C. J. **Quebra de dormência em sementes**. In: FERREIRA, A. G.; BORGHETTI, F. (Org.). *Germinação: do básico ao aplicado*. Porto Alegre: Artmed, 2004. p. 135-146.