

UNIVERSIDADE FEDERAL DO ESPÍRITO SANTO
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E ENGENHARIAS
DEPARTAMENTO DE CIÊNCIAS FLORESTAIS E DA MADEIRA

JOÃO VITOR SPALA VIANA

DOSES DE FÓSFORO NA PRODUTIVIDADE DE MINICEPAS E
ENRAIZAMENTO DE *Paratecoma peroba*

JERÔNIMO MONTEIRO
ESPÍRITO SANTO

2020

JOÃO VITOR SPALA VIANA

DOSES DE FÓSFORO NA PRODUTIVIDADE DE MINICEPAS E
ENRAIZAMENTO DE *Paratecoma peroba*

Monografia apresentada ao
Departamento de Ciências
Florestais e da Madeira da
Universidade Federal do Espírito
Santo, como requisito parcial para
obtenção do título de Engenheiro
Florestal.

JERÔNIMO MONTEIRO

ESPÍRITO SANTO

2020

JOÃO VITOR SPALA VIANA

DOSES DE FÓSFORO NA PRODUTIVIDADE DE MINICEPAS E
ENRAIZAMENTO DE *Paratecoma peroba*

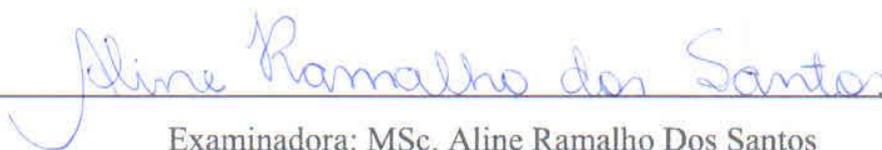
Monografia apresentada ao Departamento de Ciências Florestais e da Madeira da Universidade Federal do Espírito Santo, como requisito parcial para obtenção do título de Engenheiro Florestal.

Aprovada em 03 de julho de 2020.

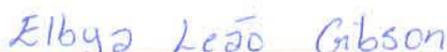
COMISSÃO EXAMINADORA



Orientadora: Prof^a. Dr^a. Elzimar De Oliveira Gonçalves
Universidade Federal do Espírito Santo (UFES)



Examinadora: MSc. Aline Ramalho Dos Santos
Universidade Federal do Espírito Santo (UFES)



Examinadora: MSc. Elbya Leão Gibson
Universidade Federal do Espírito Santo (UFES)

À minha família e amigos,

Dedico com eterna gratidão.

“Acerte em tudo que puder acertar. Mas não se torture com seus erros.”

Paulo Coelho.

AGRADECIMENTOS

A Deus e a Nossa Senhora, por me fortalecerem durante a minha trajetória acadêmica e não me deixarem desistir.

Ao meu aparato familiar, por todo amor, carinho e compreensão.

A minha instituição de ensino, Universidade Federal do Espírito Santo, por todos os investimentos fornecidos.

A minha orientadora, Prof^a. Dr^a Elzimar de Oliveira Gonçalves, por toda ajuda e comprometimento não só durante o TCC, mas também nos projetos desenvolvidos durante a minha graduação.

Ao Prof. Dr. Nilton Cesar Fiedler, gratidão pelas oportunidades oferecidas e por ter acreditado no meu potencial.

A minha turma de 2015/1, obrigado pelos cinco anos ao lado de vocês, com toda certeza aprendi a lidar com diversas personalidades.

Aos meus amigos Amanda Grillo, Amanda Milheiros, Thales e Ana Paula, gratidão pela nossa amizade! Além da sala de aula, nos tornamos amigos para a vida!

A Amanda Oliveira, Aline Ramalho, Emanuel e Otávio, obrigado por me ajudarem com meu experimento, sem vocês seria impossível ter tirado o mesmo do papel e o levado até o fim.

Aos meus amigos fora da instituição, Aline e Luiz Junior, obrigado pela ajuda, seja na implantação bem como em algumas das avaliações durante o decorrer do experimento.

A todos aqueles que direta ou indiretamente me ajudaram de alguma forma ou torceram por mim, desejo somente coisas boas a vocês.

RESUMO

A supressão de espécies nativas da Mata Atlântica fez com que inúmeros estudos focassem na melhor e mais viável forma de propagação de uma determinada espécie. O objetivo deste trabalho foi avaliar a produtividade de minicepas e o enraizamento de miniestacas de *Paratecoma peroba* em função de doses de fósforo e método de propagação. O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado (DIC), em esquema fatorial 2x5, dois métodos de propagação (seminal e miniestaquia) e cinco doses de fósforo (0, 40, 80, 120 e 160 mg L⁻¹) com quatro repetições por tratamento, sendo cada unidade amostral constituída por quatro minicepas. Para o enraizamento, a unidade amostral foi constituída por 7 miniestacas. Semanalmente, os minijardins receberam fertirrigações de adubação base e variações de fósforo. Concomitante, foram feitas podas nas brotações das minicepas e, na última coleta, as miniestacas foram postas para enraizar. O índice de produtividade de minicepas (IP) e as variáveis de enraizamento (porcentagem de enraizamento (E); número de raízes (NR); comprimento radicial (CR); área superficial (AS); volume radicial (VR) e massa seca da raiz (MSR)) foram influenciadas significativamente pelo método de propagação, com resultados superiores para o material de origem vegetativa. Para as variáveis (produção total por minicepa (PT); produtividade por coleta (PC); produtividade por mês (PM) e incremento de diâmetro (ID)) as melhores médias foram observadas em minicepas obtidas por semente. Os dois métodos de propagação podem ser utilizados na multiplicação da espécie *P. peroba*. O minijardim de origem vegetativa apresenta o melhor resultado para o índice de produtividade e enraizamento de miniestacas de *P. peroba*. A adubação com fósforo (P) não promove melhoria na produtividade de minicepas e enraizamento de miniestacas de *P. peroba*. Compreende-se que o fósforo pode ter ficado indisponível para as plantas (minicepas). Dessa forma, sugere-se estudos com outras concentrações de fósforo, bem como de outros elementos essenciais a fim de que se obtenha embasamento mais assertivo sobre o manejo da espécie.

Palavras-chave: Silvicultura, propagação, nutrição florestal, espécies nativas.

SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS.....	VIII
LISTA DE FIGURAS.....	IX
1. INTRODUÇÃO.....	1
1.1 O problema e sua importância.....	1
1.2 Objetivos	2
1.2.1 Objetivo geral	2
1.2.2 Objetivos específicos	2
2. REVISÃO DE LITERATURA.....	4
2.1 Características gerais da <i>Paratecoma peroba</i> (Record) Kuhlm.....	4
2.2 Propagação de espécies florestais	6
2.2.1 Propagação sexuada.....	6
2.2.2 Propagação assexuada via miniestaquia	7
2.3 Nutrição mineral aplicada à propagação de espécies florestais	8
2.3.1 Fósforo	10
3. METODOLOGIA.....	12
3.1 Local do estudo	12
3.2 Delineamento experimental	12
3.3 Produção das mudas.....	13
3.3.1 Mudas de origem sexuada	13
3.3.2 Mudas de origem assexuada	14
3.4 Estabelecimento e condução dos minijardins	15
3.5 Obtenção e estaqueamento de miniestacas	18
3.6 Avaliações	19
3.6.1 Sobrevivência e produção das minicepas	19
3.6.2 Enraizamento de miniestacas.....	20
3.7 Análise estatística.....	22
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	23

4.1 Sobrevivência e produção das minicepas.....	23
4.2 Enraizamento de miniestacas	26
5. CONCLUSÃO.....	32
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	33

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Análise química do solo utilizado nos minijardins de <i>P. peroba</i>	16
Tabela 2 - Resumo da análise de variância das variáveis de produtividade de minicepas de <i>P. peroba</i> , submetidas a doses de fósforo e métodos de propagação. Jerônimo Monteiro, ES.....	24
Tabela 3 - Produção total por minicepas (PT), produtividade por coleta (PC), produtividade por mês (PM), índice de produtividade (IP) e incremento de diâmetro (ID) de minicepas de <i>P. peroba</i> sob efeito de doses de fósforo e métodos de propagação. Jerônimo Monteiro, ES.....	24
Tabela 4 - Resumo da análise de variância das variáveis de enraizamento de miniestacas de <i>P. peroba</i> , aos 75 dias pós estaqueamento, submetidas a doses de fósforo e métodos de propagação. Jerônimo Monteiro, ES.	27
Tabela 5 - Enraizamento (E), calos (C), número de raízes (NR) e comprimento radicial (CR) de miniestacas de <i>P. peroba</i> aos 75 dias pós estaqueamento em função do método de propagação. Jerônimo Monteiro, ES.	27
Tabela 6 - Área superficial (AS), volume radicial (VR) e massa seca da raiz (MSR) de miniestacas de <i>P. peroba</i> aos 75 dias pós estaqueamento em função do método de propagação. Jerônimo Monteiro, ES.	28

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Características dendrológicas da espécie <i>Paratecoma peroba</i> (Record) Kuhl. A: Indivíduo adulto isolado em campo; B: Floração; C: Frutos em maturação; D: Semente; E: Caule representativo de um indivíduo; F: Madeira desdobrada. Fonte: LORENZI, 1992.	5
Figura 2 - Etapas simplificadas da produção de mudas via sexuada. Fonte: O autor, 2020.	6
Figura 3 - Etapas simplificadas da produção de mudas via assexuada. A: Corte e retirada do segmento vegetativo; B: Estaqueamento do material em local desejado; C: Emissão de brotação do material estaqueado. Fonte: HM JARDINS, 2017.	7
Figura 4 - Procedimentos necessários para produção de mudas de <i>P. peroba</i> pelo método de propagação sexuada. A: Imersão das sementes em água corrente; B: Semeadura em tubetes cônicos de 180 cm ³ . Fonte: O autor, 2020.	13
Figura 5 - Procedimentos necessários para produção de mudas de <i>P. peroba</i> pelo método de propagação assexuada. A: Miniestacas coletadas e acondicionadas em água corrente; B: Estaqueamento do material coletado em bandejas suspensas. Fonte: O autor, 2020.	14
Figura 6 – A: Visualização da manta revestidora dos canos (recipientes); B: Disposição do minijardim seminal e multiclonal de <i>P. peroba</i> sob canaletão de alvenaria. Fonte: O autor, 2020.	17
Figura 7 - Irrigação por gotejamento em minicepas de <i>P. peroba</i> . Fonte: O autor, 2020.	17
Figura 8 - A: Desinfecção das miniestacas de <i>P. peroba</i> com Captan 0,1%; B: Material estaqueado e mantido em casa de vegetação para enraizamento. Fonte: O autor, 2020.	19
Figura 9 - A: Emissão de brotação em minicepas de <i>P. peroba</i> com 60 dias; B: Medição do diâmetro do coleto em minicepas de <i>P. peroba</i> com 150 dias. Fonte: O autor, 2020.	20
Figura 10 - Presença de calo em miniestacas de <i>P. peroba</i> após enraizamento em casa de vegetação. Fonte: O autor, 2020.	21

Figura 11 - Secção de miniestaca de *P. peroba* para quantificação de massa seca da parte aérea e radicular. Fonte: O autor, 2020.22

1. INTRODUÇÃO

1.1 O problema e sua importância

A destruição acelerada de áreas de vegetação natural subjacente ao uso indiscriminado de madeira como matéria-prima fez que com que algumas espécies nativas da flora brasileira sofressem um declínio de exemplares em escala alarmante.

Paratecoma peroba (Record) Kuhl., popularmente conhecida como peroba amarela, é uma espécie endêmica do Brasil, encontrada nas regiões do Espírito Santo, Minas Gerais e Rio de Janeiro, até 50 m de altitude (GENTRY, 1992). Trata-se de uma das espécies nativas mais importantes do Rio de Janeiro e que foi intensamente explorada devido ao seu enorme potencial madeireiro (SILVA & NASCIMENTO, 2001; BOSCHETTI et al., 2014; MAIA, 2016). O histórico de exploração inseriu-a na lista de espécies ameaçadas de extinção (MARTINELLI & MORAES, 2013; BRASIL, 2014). Nesse contexto, a multiplicação de espécies florestais nativas começou a ser elo chave para o sucesso de programas de recomposição de áreas.

Os principais entraves do uso de algumas espécies nativas em projetos de recomposição florestal estão estritamente ligados a semente, especificamente em relação a quantidade, frequência ou qualidade desta (SILVA, 2019). De acordo com Oliveira et al. (2019) o alto custo, a rápida perda da viabilidade das sementes e a expressão de genes com características indesejáveis tornam a propagação sexuada limitante na maximização da oferta de mudas.

As técnicas de propagação vegetativa, e, dentre elas a miniestaquia, constituem uma alternativa de superação das dificuldades na propagação de espécies nativas, podendo ser utilizadas para fins comerciais, assim como auxiliar no resgate e conservação de recursos genéticos florestais (DIAS et al., 2012). Por meio desta técnica é possível a formação de um banco de matrizes, com fornecimento de material diversificado para a produção de mudas (OLIVEIRA et al., 2016).

A técnica de miniestaquia tem sido amplamente empregada na propagação de espécies nativas, tais como: *Cedrela fissilis* (XAVIER et al., 2003); *Erythrina falcata* (CUNHA et al., 2008b), *Anadenanthera macrocarpa* (DIAS et al., 2015), *Schizolobium*

amazonicum (SOUZA, 2015), *Handroanthus heptaphyllus* (OLIVEIRA et al., 2016); *Ilex paraguariensis* (SÁ et al., 2018).

De acordo com Gonçalves et al. (2013), o manejo das espécies florestais nativas é dificultado, em grande parte, pela carência de informações sobre as exigências nutricionais tanto para a produção de mudas como para o estabelecimento e desenvolvimento das mesmas em campo.

Para que se possa obter mudas de boa qualidade é necessário que o substrato ou o solo contenham nutrientes essenciais que atendam às necessidades da espécie a ser implantada. Os nutrientes, fornecidos para mudas de origem clonal ou seminífera, influenciam diretamente na determinação de respostas morfogenéticas da planta, com a formação de raízes laterais e a modulação do comprimento e densidade das raízes (ASSIS et al., 2004; HARTMANN et al., 2011).

Dentre os nutrientes fornecidos, o fósforo (P) tem sido utilizado principalmente para proporcionar maior crescimento em altura, considerando sua importância na produção de energia (ATP) no metabolismo, na respiração e na fotossíntese. Estudos demonstram que a disponibilidade de fósforo reflete no crescimento das raízes, massa seca das plantas e na intensidade de doenças (BALARDIN et al., 2006).

Sendo assim, o estudo de diferentes métodos de propagação de *P. peroba* contribuirá para ajustes no manejo silvicultural da espécie. Para isso, testou-se a hipótese de que as doses de P exercem influência na produtividade de minicepas e enraizamento de miniestacas.

1.2 Objetivos

1.2.1 Objetivo geral

Avaliar a produtividade de minicepas e o enraizamento de miniestacas de *Paratecoma peroba* em função de doses de fósforo e método de propagação.

1.2.2 Objetivos específicos

- Avaliar a produtividade de minicepas de *P. peroba* entre o método de propagação sexuada e assexuada;

- Analisar a produtividade de minicepas e verificar a dose adequada de fósforo para a produção de miniestacas de *P. peroba*;
- Avaliar o enraizamento e a taxa de sobrevivência das miniestacas de *P. peroba*.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Características gerais da *Paratecoma peroba* (Record) Kuhlm.

Peroba amarela, peroba do campo e ipê-peroba são nomes popularmente conhecidos que remetam à espécie *Paratecoma peroba* (Record) Kuhkm. Trata-se de uma espécie arbórea de grande porte, pertencente à família Bignoniaceae. Endêmica nos estados de Minas Gerais, Espírito Santo, sul da Bahia e no norte do Rio de Janeiro (Nascimento e Lima, 2008), é designada espécie monotípica, ou seja, é a única espécie dentro do gênero a que pertence (GENTRY, 1992).

Encontrada no bioma Mata Atlântica (Martinelli e Moraes, 2013), a espécie ocorre em Florestas Estacionais Semidecíduais (Archanjo et al., 2012; Abreu et al., 2013; Silva et al., 2016) e em Florestas úmidas de terras baixas (Engel e Martins, 2005; Silva e Nascimento, 2001), sendo classificada como secundária tardia (VILLELA et al., 2006; ABREU et al., 2014).

Em condições normais, indivíduos adultos de *P. peroba* apresentam altura de 20-40 m, tronco de 40-80 cm de diâmetro, folhas compostas digitadas com cinco folíolos e dispersão por sementes do tipo anemocórica (LINS e NASCIMENTO, 2007) (Figura 1).

Quanto ao comportamento reprodutivo da espécie, Engel e Martins (2005), observaram a fenologia de espécies arbóreas no município de Linhares, no estado do Espírito Santo. Entre as espécies estudadas, *P. peroba* apresentou floração anual, breve e irregular, ocorrendo no mês de novembro. A frutificação, também anual com longa duração e irregular, ocorre entre os meses de março a abril, contudo, as sementes apresentam curta viabilidade (DIAS, 2011).

Em relação à mudança foliar, a *P. peroba* é classificada como brevenícula e tem sua época de brotação na transição da estação seca para chuvosa, de outubro a novembro e o amarelecimento do fruto tipo cápsula pode ser observado de fevereiro a julho, com dispersão das sementes em agosto (ENGEL, 2001; LINS et al., 2010). Para a produção de mudas aconselha-se coletar as sementes assim que o fruto se abrir naturalmente e, logo em seguida, coloca-las em recipientes para germinarem. Seu crescimento é considerado lento tanto em fase de viveiro quanto após o plantio em campo, levando em torno de 6 a 8 meses para produção das mudas (LORENZI, 2009).

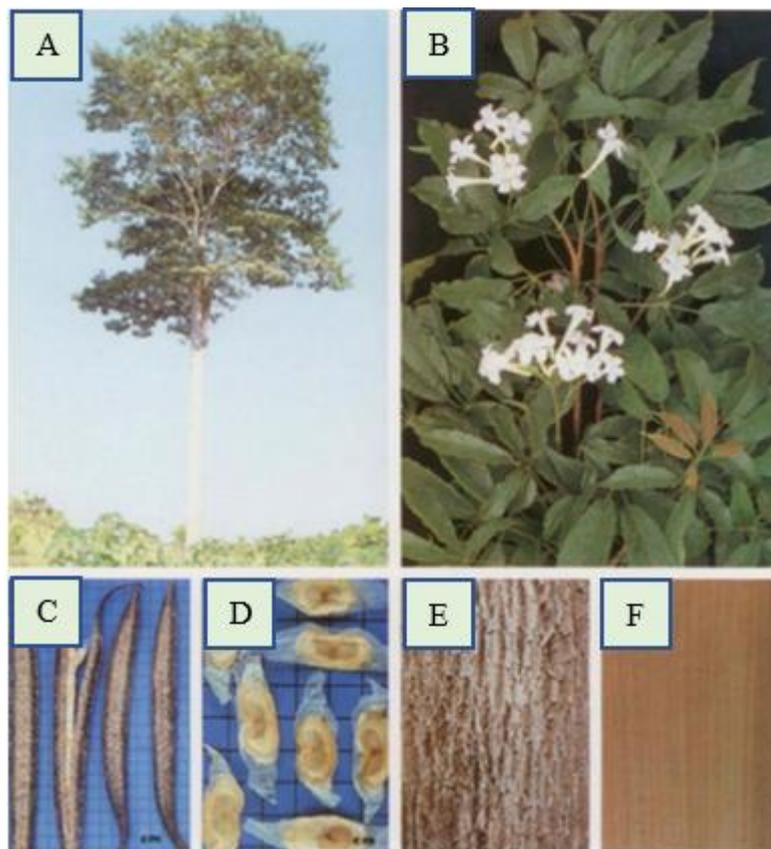


Figura 1 - Características dendrológicas da espécie *Paratecoma peroba* (Record) Kuhl. A: Indivíduo adulto isolado em campo; B: Floração; C: Frutos em maturação; D: Semente; E: Caule representativo de um indivíduo; F: Madeira desdobrada. Fonte: LORENZI, 1992.

Quanto as suas propriedades mecânicas e ao potencial de uso de sua madeira, *P. peroba* é caracterizada como moderadamente pesada, com densidade $0,73 \text{ g cm}^{-3}$, dura, apresentando boa resistência, sendo comumente utilizada para mobiliário de luxo, revestimento decorativos, tacos e tábuas para assoalhos, rodapés e para construção naval (LORENZI, 2009; COSTA et al., 2011).

Em detrimento destas características, *P. peroba* foi intensamente explorada no estado do Rio de Janeiro, desde as décadas de 60 e 70 (Silva & Nascimento, 2001), havendo relatos nos trabalhos de com cortes seletivos ilegais de árvores da espécie na região norte fluminense, e no Sul do estado do Espírito Santo (CARVALHO et al., 2006; VILLELA et al., 2006; LINS & NASCIMENTO, 2007; BOSCHETTI et al., 2014; MAIA, 2016. Por conseguinte, está listada como espécie ameaçada de extinção (CNCFlora, 2018).

2.2 Propagação de espécies florestais

2.2.1 Propagação sexuada

A propagação sexuada consiste em germinar sementes coletadas de plantas no ambiente nativo ou cultivadas, utilizando recipientes e substratos (JORGE, 2011) a fim de promover o desenvolvimento, crescimento e formação de uma nova planta.

Nesse método de propagação, a nova planta resultará da fecundação e do desenvolvimento do óvulo maduro, que compreende o embrião, as substâncias de reserva e o tegumento. Por consequência, determinadas características fenotípicas de interesse serão herdadas para a próxima geração ao mesmo tempo em que a variabilidade genética, característica de cada espécie, esteja presente (HOPPE & BRUN, 2004).

A geração de uma muda via seminal se estende desde a escolha da árvore matriz e/ou na aquisição da semente até a execução dos tratos culturais da espécie (Figura 2). O prosseguimento de cada etapa da propagação sexuada ditará o tipo de indivíduo que será produzido, especialmente quanto ao seu vigor e qualidade.

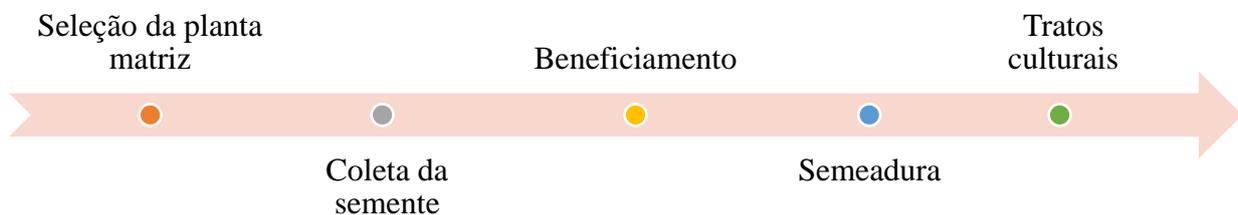


Figura 2 - Etapas simplificadas da produção de mudas via sexuada. Fonte: O autor, 2020.

Devido à escassez de plantas matrizes em quantidade e qualidade necessária, muitos viveiros florestais preferem comprar as sementes pré-selecionadas de uma dada espécie, a fim de agilizar o processo de produção das mudas. A prática da produção de sementes, dependendo da espécie e da característica da própria semente, pode ser demorada, sendo limitada a algumas regiões, além de depender da oferta de indivíduos em campo, mão-de-obra e estrutura física.

Segundo Dias et al. (2012), a maioria dos estudos de propagação de espécies florestais nativas brasileiras estão relacionadas à propagação sexuada, pela própria ausência de informações silviculturais das espécies e pelo maior domínio operacional e menores custos iniciais dessa técnica. Porém, o uso dessa forma de propagação tem

limitado a produção comercial de mudas, visto que as sementes de algumas espécies são recalcitrantes (CARVALHO, 2003), ou apresentam produção irregular ou baixa de sementes ao longo dos anos, dificultando o suprimento adequado no processo de produção de mudas (DIAS et al., 2012). Outros fatores também restringem a propagação sexuada de espécies florestais em viveiros, como a dificuldade na definição da época ideal de colheita das sementes, bem como do ponto de maturidade do fruto compatível com a maturidade da semente (SIMÃO et al., 2007).

2.2.2 Propagação assexuada via miniestaquia

A propagação assexuada ou vegetativa baseia-se na utilização de segmentos vegetativos, como caules, folhas ou raízes de uma planta previamente selecionada a fim de obter-se um novo indivíduo (Figura 3). Nesse método, o novo indivíduo será geneticamente idêntico à planta que o originou, devido a não ocorrência de recombinação gênica (ZUFFELLATO-RIBAS; RODRIGUES, 2001; FERRARI et al., 2004; HARTMANN et al., 2011). Assim, a constituição genética é mantida inalterada nos descendentes (XAVIER et al., 2013).

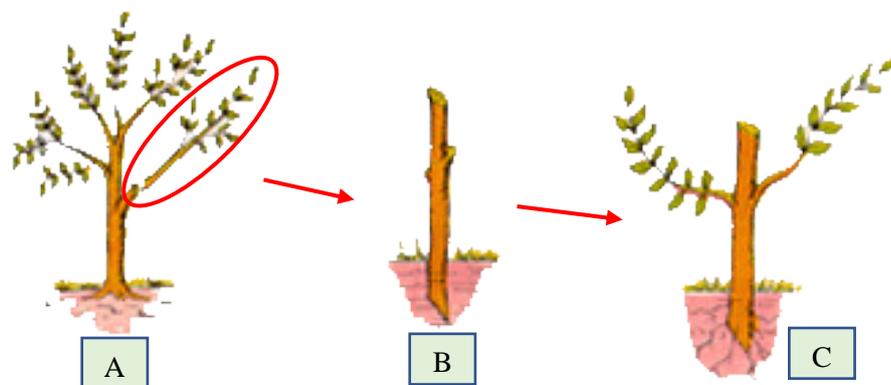


Figura 3 - Etapas simplificadas da produção de mudas via assexuada. A: Corte e retirada do segmento vegetativo; B: Estaqueamento do material em local desejado; C: Emissão de brotação do material estaqueado. Fonte: HM JARDINS, 2017.

A miniestaquia é uma técnica de propagação vegetativa derivada da estaquia convencional (XAVIER et al., 2013), que consiste na utilização de brotações de mudas com cerca de 5-8 cm de comprimento (OLIVEIRA et al., 2016) propagadas por estaquia, miniestaquia, microestaquia, ou a partir de sementes, emitidas após poda apical. Essas novas brotações são seccionadas e utilizadas como propágulos (SILVA, 2019).

A miniestaquia apresenta vantagens em relação à estaquia, como a redução da área produtiva e dos custos com transporte e coleta das brotações, maior eficiência das atividades de manejo no minijardim (irrigação, nutrição, manutenções e controle de pragas e doenças), além de proporcionar maior qualidade, velocidade e percentual de enraizamento das miniestacas, devido ao aproveitamento do potencial juvenil dos propágulos utilizados na miniestaquia (XAVIER et al., 2013).

Segundo Silva (2019), o minijardim clonal pode ser manejado em diferentes sistemas (tubetes, vasos, hidropônia com leito de areia ou inundação temporária, e variações), com tratos culturais que variam com a espécie e condições climáticas. A sobrevivência das minicepas, a produtividade e a qualidade das miniestacas são influenciadas pelo manejo adequado do minijardim, sendo algumas espécies mais sensíveis à restrição do sistema radicular.

Santos (2002) verificou que o minijardim clonal em tubetes de 200 cm³ de capacidade volumétrica, obteve as seguintes produções de miniestacas por minicepa: 1,3 para cedro-rosa; 1,1 para mogno; 1,6 para angico-vermelho e 3,8 para jequitibá-rosa. Dias (2011) obteve, em média, 3,7 miniestacas por minicepa de angico-vermelho em sistema semi-hidropônico, demonstrando a influência do sistema utilizado para manutenção da produtividade das minicepas.

Os valores para produtividade podem ser expressos pela razão entre o número total de brotações e o número de minicepas (FERRIANI et al., 2010). Mas também podem ser representados por área de viveiro, como no trabalho de Oliveira et al. (2015), que obtiveram 185,3 miniestacas de *Handroanthus heptaphyllus* por m² de viveiro, ao longo de cinco ciclos.

2.3 Nutrição mineral aplicada à propagação de espécies florestais

Os nutrientes têm importante função nos diversos processos bioquímicos, moleculares, enzimáticos e fisiológicos que ocorrem na planta (CUNHA et al., 2009a).

Teores adequados de nitrogênio, fósforo, potássio, cálcio, boro e magnésio são importantes no processo de diferenciação e formação do sistema radicular (ALFENAS et al., 2009). Os nutrientes são fundamentais para os processos intrínsecos da planta, uma vez que há uma interação de fatores e da translocação de substâncias sintetizadas

nas folhas e gemas em desenvolvimento, sendo que esse processo ocorre devido ao bom estado nutricional da planta (LOPES et al., 2016).

De acordo com Furtini Neto et al. (2005) a demanda por nutrientes varia entre espécies, estação climática e estágio de crescimento, e é mais intensa na fase inicial de crescimento das plantas, devido a maior capacidade de absorção de nutrientes, característica intimamente relacionada com o potencial de crescimento ou taxa de síntese de biomassa.

Fertilizar o substrato é fornecer nutrientes de forma adequada a cultura a que se deseja produzir, sendo imprescindível quando o objetivo é a produção de mudas de espécies arbóreas em quantidade e qualidade. Geralmente os substratos comerciais nem sempre fornecem quantidades satisfatórias de nutrientes, e quando enriquecidos com fertilizantes, têm sua eficiência aumentada (MORAES NETO et al., 2003; SCHEER et al., 2010).

No cultivo em minijardim, a nutrição mineral mostra-se de extrema importância para o vigor vegetativo da planta matriz (minicepa/cepa) e na produção de brotações, além de atuar no status nutricional do propágulo coletado, influenciando significativamente nos índices de enraizamento e na velocidade de formação das raízes (XAVIER et al., 2013).

Freitas et al. (2017) avaliaram a produtividade de minicepas e o enraizamento de miniestacas de clones híbridos de *Eucalyptus globulus* em resposta a concentrações de N em fertirrigação de minijardim clonal, foi observado efeito significativo das concentrações de N para produtividade mensal das minicepas dos clones. Entretanto, não foi observado efeito das concentrações na percentagem de miniestacas com raízes visíveis na extremidade inferior do tubete, enraizamento e sobrevivência das miniestacas aos trinta dias em casa de vegetação.

Há estreita relação entre a nutrição mineral e o enraizamento, no entanto, a importância dos nutrientes no processo de rizogênese ainda não está totalmente esclarecida (MALAVASI, 1994). Cunha et al. (2009b) objetivando avaliar o grau de associação entre o estado nutricional de minicepas com o enraizamento de miniestacas de clones de *Eucalyptus*, verificaram que a nutrição mineral desempenha papel importante no enraizamento adventício das miniestacas, gerando respostas diferenciadas

de acordo com o nutriente considerado. Para o nitrogênio (N), alguns clones tiveram elevação na taxa de enraizamento com o aumento na concentração desse elemento, enquanto outros foram inibidos. O mesmo ocorreu com outros elementos nutricionais como: P, K e Ca, apresentando correlações positivas, negativas e não significativas, respectivamente.

A nutrição mineral contempla os macros e micronutrientes, sendo que todos os nutrientes são importantes no crescimento e desenvolvimento da planta, porém quando se restringe a formação de raízes alguns nutrientes se destacam, como o nitrogênio, fósforo, potássio, cálcio e boro (CUNHA et al., 2009a).

O nitrogênio (N) é um macronutriente que atua na forma estrutural da planta, fazendo parte da molécula dos compostos orgânicos do carbono, tais como os diversos aminoácidos formadores das proteínas, enzimas e coenzimas, além de ser constituinte das moléculas de clorofila (MALAVOLTA, 1980).

O potássio (K) é um elemento móvel na planta e não constituinte de nenhuma molécula do vegetal, porém atua em diversos eventos bioquímicos sendo ativador de enzimas, regulador da pressão osmótica e controle dos estômatos e transporte de carboidratos, nutriente essencial na fase de indução das raízes adventícias. (MALAVOLTA et al., 1997; XAVIER, 2013)

O cálcio (Ca) tem função constituinte na fotossíntese, movimento citoplasmático, tecidos vegetais e parede celular, garantindo desenvolvimento da parte aérea e do sistema radicular, de modo que sua deficiência pode interferir no processo de iniciação e expressão da raiz (MARSCHNER, 1995).

O boro (B) é um micronutriente que está relacionado diretamente com a rizogênese, ele é requerido na fase de iniciação, atua no processo de divisão celular, regula os níveis endógenos de auxinas, aumenta a atividade da AIA oxidase. Sua deficiência tem como primeiro impacto a interrupção do crescimento da planta bem como o não enraizamento de estacas (SOUZA & PEREIRA, 2007; XAVIER, 2013).

2.3.1 Fósforo

O fósforo (P) é, dos macronutrientes, um dos menos exigidos pelas plantas. Não obstante, trata-se do nutriente mais usado em adubação no Brasil. Nas regiões tropicais

e subtropicais, como acontece no Brasil, é elemento cuja falta no solo mais frequentemente limita a produção (FAQUIN, 2006).

Segundo Marschner et al. (2012), o fósforo é essencial para o desenvolvimento inicial da planta, pois estimula o crescimento radicular, além de ser componente das membranas celulares (fosfolipídios), dos fosfatos-açúcares intermediários da respiração, da fotossíntese e dos polímeros de nucleotídeos (DNA e RNA). Atua ainda na morfologia da raiz lateral, na ramificação das raízes e influencia não apenas o desenvolvimento da raiz, mas também a disponibilidade de outros nutrientes (LÓPEZ-BUCIO et al., 2003; JIN et al., 2005; RAZAQ et al., 2017). Assim, é possível inferir que, a adubação fosfatada influencia diretamente os níveis iniciais de P dentro da porção da miniestaca onde as raízes serão formadas.

O fósforo do solo é dividido em dois grandes grupos, o fósforo inorgânico (Pi) e o fósforo orgânico (Po). A participação destas formas na manutenção da disponibilidade de P para as plantas é dependente de vários fatores, dentre eles, a adubação fosfatada (LEITE, 2016).

O aporte de fertilizantes minerais fosfatados é necessário para garantir o bom desenvolvimento da floresta, porém a disponibilidade desse nutriente tem como complicador a dinâmica do P no sistema solo-planta. A interação com o ambiente se intensifica devido à presença das cargas variáveis, a exemplo dos solos tropicais que apresentam oxihidróxidos de Fe e Al, tornando a fertilização fosfatada um desafio (FOLTRAN, 2017).

Para contornar esse problema, pode-se levar em conta o uso de fontes de alta solubilidade, a exemplo do fosfato monoamônico, superfosfato simples e superfosfato triplo. Tratam-se de alternativas que propiciam a pronta disponibilidade do nutriente, possibilitando a rápida absorção pela planta. Contudo, seu excedente pode ser absorvido pelos colóides do solo tornando-se indisponível e, assim, diminuindo a eficiência do uso do recurso (FOLTRAN, 2017).

Schawambach et al. (2005) constataram em microestacas de *Eucalyptus globulus*, que a deficiência de P nas fases de indução e formação reduziu significativamente o comprimento da maior raiz. Essa tendência foi observada por Bucio et al. (2002), em que a primeira adaptação das plantas à baixa disponibilidade de P foi a mudança no

sistema radicular, com alterações na ramificação, comprimento total, alongamento de pêlos radiculares e formação de raízes laterais. Ainda de acordo com os autores, quando submetidos a mesma condição de fertilidade do solo, é comum encontrar comportamentos contrastantes entre espécies e entre genótipos, quanto à nutrição e crescimento.

Souza et al. (2015) observaram correlação positiva entre a concentração de fósforo e o número de miniestacas de cedro-australiano. Em contrapartida, Cunha et al. (2008a) observaram correlação negativa para um clone de eucalipto no minijardim multiclonal em leito de areia, afirmando a necessidade de diminuir a dose de fósforo para o aumento da produtividade de miniestacas. Carvalho Neto et al. (2011) utilizaram diferentes doses de fósforo (7,5, 15, 30 e 60 mg L⁻¹) na forma de ácido fosfórico, a fim de avaliar a produção de miniestacas de *Eucalyptus urophylla* em solução nutritiva e constataram que o maior número de miniestacas foi obtido na dose de 7,5 mg L⁻¹ de fósforo.

3. METODOLOGIA

3.1 Local do estudo

O experimento foi conduzido no período de maio de 2019 e março de 2020 no Viveiro Florestal Universitário localizado na área experimental do Departamento de Ciências Florestais e da Madeira da Universidade Federal do Espírito Santo, município de Jerônimo Monteiro – ES. A área experimental possui latitude de 20° 47' S e longitude de 41° 23' W e com altitude média de 120 m. O clima da região se enquadra como Cwa (tropical quente úmido, com inverno frio e seco) (KÖPPEN, 1948), com precipitação média anual de 1341 mm e temperatura média de 23,1 °C (LIMA, 2008).

3.2 Delineamento experimental

O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado, em esquema fatorial 2x5, dois métodos de propagação (seminal e miniestaquia) e cinco doses de fósforo (0, 40, 80, 120 e 160 mg L⁻¹), com quatro repetições por tratamento, sendo cada unidade amostral constituída por quatro minicepas. Para o enraizamento, foi

adotado o mesmo delineamento descrito anteriormente, no entanto, a unidade amostral foi composta por 7 miniestacas.

3.3 Produção das mudas

3.3.1 Mudanças de origem sexuada

As sementes que deram origem as matrizes do minijardim seminal foram coletadas de matrizes de *P. peroba*, localizadas no município de Linhares-ES. As sementes foram imersas em água corrente para facilitar a germinação (Figura 4 - A) e posteriormente semeadas em tubetes cônicos de 180 cm³, com dimensões externas de 64 mm, internas de 56 mm e altura de 135 mm.

Os tubetes foram previamente preenchidos com substrato comercial composto por casca de pinus moída e decomposta, fibra de coco e composto orgânico, com pH de 6,2, densidade de 0,5 g cm⁻³, umidade de 55% e condutividade elétrica 0,4 mS cm⁻¹. Além disso, foi incorporado ao substrato, 8 kg/m³ (ARAÚJO, 2020) do fertilizante de liberação controlada Forth Cote® 19-06-10, com tempo de liberação de 3 a 4 meses.

Em cada tubete foram semeadas três sementes, as quais ficaram dispostas a uma profundidade de 1-2 cm (Figura 4 - B). Após esse procedimento, cobriu-se as sementes com uma fina camada do substrato.



Figura 4 - Procedimentos necessários para produção de mudas de *P. peroba* pelo método de propagação sexuada. A: Imersão das sementes em água corrente; B: Semeadura em tubetes cônicos de 180 cm³. Fonte: O autor, 2020.

Após 45 dias de emergência das plântulas, procedeu-se o raleio e seleção das mudas, a fim permanecer apenas a muda mais vigorosa. As mudas produzidas foram mantidas em ambiente protegido com tela de polipropileno com redução de 50% de luminosidade na parte superior, estando os tubetes dispostos em bandejas inseridas em canteiros suspensos. A irrigação das mudas se deu por microaspersão de forma automática, quatro vezes ao dia, durante dois minutos.

3.3.2 Mudanças de origem assexuada

Para a formação das mudas de origem assexuada, coletou-se miniestacas com 10 cm de altura de matrizes de *P. peroba* de aproximadamente 2 anos. As matrizes utilizadas como fonte de propágulo deste trabalho foram as mesmas que embasaram a pesquisa de Araújo et al. (2019).

Antes de serem estaqueadas, as miniestacas foram mantidas em água corrente (Figura 5 - A) para evitar a perda da turgescência, posteriormente, o material foi estaqueado em tubetes cônicos de 180 cm³ previamente preenchidos por substrato comercial. Tanto o substrato com os tubetes, foram os mesmos utilizados para a produção de mudas de origem sexuada (Figura 5 - B).



Figura 5 - Procedimentos necessários para produção de mudas de *P. peroba* pelo método de propagação assexuada. A: Miniestacas coletadas e acondicionadas em água corrente; B: Estaqueamento do material coletado em bandejas suspensas. Fonte: O autor, 2020.

As miniestacas foram colocadas em casa de vegetação para enraizar, com sistema de nebulização intermitente, umidade relativa do ar média superior a 85% e temperatura

de aproximadamente 25°C. Após 45 dias do estaqueamento, espaçou-se as miniestacas dentre as células da bandeja, e, aos 60 dias em casa de vegetação e conforme visualização de raiz na extremidade inferior do tubete, as miniestacas foram levadas para a casa de sombra para completarem o seu ciclo, juntamente com as mudas propagadas por semente.

3.4 Estabelecimento e condução dos minijardins

Aos 90 dias da semeadura e do estaqueamento, quando as mudas apresentavam aproximadamente 30 cm de altura, procedeu-se o transplante para canos de Policloreto de Vinil (PVC), com 27,9 cm de altura e 4,2 cm de raio. Os canos foram preenchidos com 1,86 L de terra de subsolo (Tabela 1), sendo vedada a sua extremidade por uma manta Bidim[®] (Figura 6 - A). A manta é composta por poliéster geotêxtil, o qual revestiu toda a superfície do canaletão, para de reter o substrato dos canos.

Após o transplante, as mudas foram colocadas em uma área coberta com plástico. Os tratamentos foram dispostos em dois canaletões construídos de alvenaria com dimensões de 1,1 x 6,0 m (largura e comprimento), instalados a 1,0 m e com uma caída de 1%, visando a drenagem da solução excedente (Figura 6 - B).

A irrigação das mudas foi do tipo gotejamento, em que se estendeu sete fitas com gotejadores espaçados a cada 10 cm e com vazão de 5 L m⁻² dia⁻¹, via sistema automatizado por temporizador digital, com uma aplicação ao dia, durante 01 minuto (Figura 7).

Tabela 1 - Análise química do solo utilizado nos minijardins de *P. peroba*.

Parâmetro analisado	Unidade	Teor de nutriente do solo
Fósforo-Mehlich^{1/}	mg/dm ³	4
Potássio^{1/}	cmol _c /dm ³	0,038
Cálcio^{4/}	cmol _c /dm ³	0,60
Magnésio^{4/}	cmol _c /dm ³	0,20
Alumínio^{4/}	cmol _c /dm ³	0,70
H +A^{15/}	cmol _c /dm ³	3,30
pH em água^{6/}	-	4,80
Sódio^{1/}	cmol _c /dm ³	0,0087
Condutividade Elétrica (EC)	dS/m	0,17
Relação Ca/Mg	-	3,0
Relação Ca/K	-	15,60
Relação Mg/K	-	5,20
Saturação de Ca na CTC a pH 7,0	%	14,50
Saturação de Mg na CTC a pH 7,0	%	4,80
Saturação de K na CTC a pH 7,0	%	0,90
Índice de Saturação de Sódio	%	0,20
Soma de bases (SB)	cmol _c /dm ³	0,80
CTC efetiva (t)	cmol _c /dm ³	1,50
CTC a pH 7,0 (T)	cmol _c /dm ³	4,10
Saturação de alumínio (m)	%	46
Saturação de bases (V)	%	20,40

Referências metodológicas: Análises para fins agrônômicos conforme EMBRAPA (1997) e RAIJ, ANDRADE e QUAGGIO (2001); Análises para monitoramento e estudos agroambientais, conforme ABREU, ANDRADE e FALÇÃO (2006).

^{1/} Extração: HCl 0,05 mol/L + H₂SO₄ 0,0125 mol/L

^{4/} Extração: KCl 1 mol/L

^{6/} pH em H₂O 1:2,5



Figura 6 – A: Visualização da manta revestidora dos canos (recipientes); B: Disposição do minijardim seminal e multiclonal de *P. peroba* sob canaletão de alvenaria. Fonte: O autor, 2020.



Figura 7 - Irrigação por gotejamento em minicepas de *P. peroba*. Fonte: O autor, 2020.

Após aclimação das minicepas, procedeu-se o corte do ápice das minicepas a uma altura de 10 cm à 15 cm da base (colete), a depender da altura dos primeiros pares

de folhas, com o objetivo de quebrar a dominância apical e estimular o crescimento e desenvolvimento de brotação.

Semanalmente, foram aplicadas doses crescentes de fósforo baseando-se no fosfato monoamônico – MAP (48 % de P e 10 % de N). Concomitante, foi feita a fertirrigação seguindo aplicação de 50 mL de solução nutritiva composta de nitrato de cálcio ($0,920 \text{ g L}^{-1}$), nitrato de potássio ($0,252 \text{ g L}^{-1}$), sulfato de magnésio ($0,364 \text{ g L}^{-1}$) e micronutrientes ($0,025 \text{ g L}^{-1}$) adaptado de Freitas et al. (2017). Em ambas as aplicações, usou-se uma seringa descartável e um Becker graduado, a fim de disponibilizar a quantidade exata de solução para cada tratamento.

3.5 Obtenção e estaqueamento de miniestacas

Quando a produtividade de brotação apresentou valores constantes, o que aconteceu em dezembro de 2019 (nonagésima coleta), as miniestacas foram postas para enraizar. A coleta de miniestacas foi realizada pela manhã com auxílio de uma tesoura de poda manual. Em seguida, o material foi imediatamente mantido em recipiente com água a fim de manter as condições de vigor e turgescência. O preparo das miniestacas ocorreu sob bancada da antecâmara da casa de vegetação.

As miniestacas foram confeccionadas com tamanho de 5 cm, em que se manteve a gema apical e 100% da área foliar original. Posteriormente, foi feita a desinfecção mediante imersão, em hipoclorito de sódio a 0,5%, com posterior lavagem em água corrente, e em seguida, imersão em fungicida Captan 0,1% (Figura 8 - A).

O estaqueamento das miniestacas foi executado em tubetes cônicos de 55 cm^3 , preenchidos com o substrato Tropstato Hortaliças Plus[®], composto por casca de pinus, fibra de coco, vermiculita, casca de arroz carbonizada, com pH de 5,8, densidade de $0,25 \text{ g cm}^{-3}$, umidade de 60 % e condutividade elétrica $0,5 \text{ mS cm}^{-1}$.

Posteriormente, as miniestacas foram alocadas em bandejas dispostas em canteiro suspenso em casa de vegetação (Figura 8 - B), sob nebulização intermitente, comandado por um controlador digital, conectado a um sensor de temperatura e um sensor de umidade relativa do ar. A nebulização foi acionada quando a temperatura do ar no interior da casa de vegetação ultrapassasse $30 \text{ }^\circ\text{C}$ ou quando a umidade relativa do ar fosse inferior a 80%.

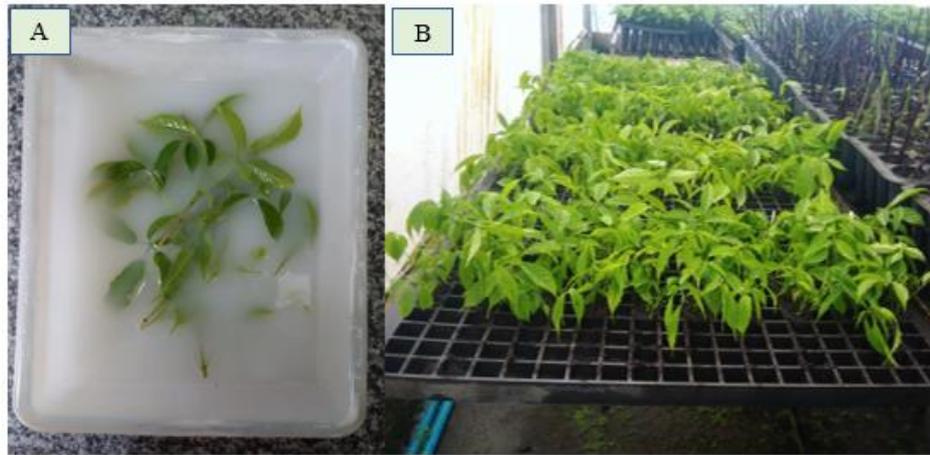


Figura 8 - A: Desinfecção das miniestacas de *P. peroba* com Captan 0,1%; B: Material estaqueado e mantido em casa de vegetação para enraizamento. Fonte: O autor, 2020.

3.6 Avaliações

3.6.1 Sobrevivência e produção das minicepas

A cada quinze dias, as brotações emitidas pelas minicepas, iguais ou superiores a 5 cm de comprimento, foram coletadas e quantificadas, durante o período de 6 meses (junho-dezembro de 2019), totalizando nove podas sucessivas. Os brotos foram cortados com o auxílio de uma tesoura de jardinagem e contabilizados em planilha impressa.

As avaliações que foram realizadas estão descritas abaixo:

- ✓ Sobrevivência de minicepa (SM): por meio da contagem do n° de minicepas vivas ao final do experimento em função do n° de minicepas implantadas;
- ✓ Produção total de minicepas (PT): média do número de brotos coletados por minicepa durante todo o experimento;
- ✓ Produtividade por mês (PM): média do número de brotos coletados no período de 30 ou 31 dias (Figura 9 - A);
- ✓ Produtividade por coleta (PC): média do número de brotos coletados durante um dia de avaliação;
- ✓ Índice de produtividade (IP): definido pelo produto entre a produção total de minicepas – PT e o enraizamento médio – E;
- ✓ Incremento em diâmetro (ID): medição dos diâmetros dos coletos a proximamente 01 cm do nível do substrato (Figura 9 - B).

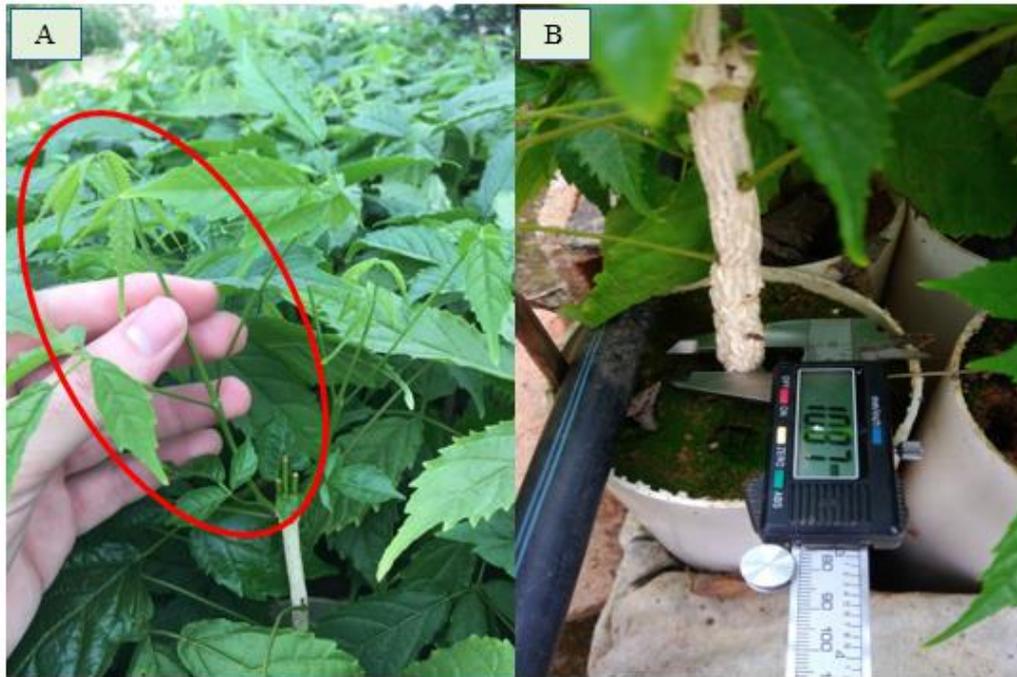


Figura 9 - A: Emissão de brotação em minicepas de *P. peroba* com 60 dias; B: Medição do diâmetro do coleto em minicepas de *P. peroba* com 150 dias. Fonte: O autor, 2020.

3.6.2 Enraizamento de miniestacas

Com 75 dias de permanência dos propágulos em casa de vegetação, os mesmos foram retirados dos tubetes e o substrato totalmente removido por meio de lavagem em água corrente para observação das raízes. Foram consideradas enraizadas miniestacas vivas com raízes maiores ou iguais a 0,5 cm.

As avaliações que foram determinadas estão descritas abaixo:

- ✓ Porcentagem de sobrevivência - S (%): por meio da contagem do número de miniestacas vivas ao final do experimento em função do número de miniestacas estaqueadas;
- ✓ Porcentagem de enraizamento - E (%): por meio da contagem do número de miniestacas enraizadas em função das miniestacas vivas;
- ✓ Porcentagem de calos - C (%): por meio da contagem do n° de miniestacas com calos em função das miniestacas vivas (Figura 10);

- ✓ Teor de clorofila das folhas (CFT, $\mu\text{g cm}^{-2}$): realizado em amostras de folhas intermediárias das mudas por meio de medidor portátil de clorofila - SPAD-502;
- ✓ Número de raízes (NR): contagem de raízes emitidas diretamente da base da miniestaca.



Figura 10 - Presença de calo em miniestacas de *P. peroba* após enraizamento em casa de vegetação. Fonte: O autor, 2020.

Posteriormente, as raízes foram colocadas em um scanner modelo Epson, em uma resolução de 300 pixels. Uma vez digitalizadas as imagens, foram submetidas ao programa SAFIRA versão 1.1 (Jorge et al., 2010) para quantificação do comprimento radicial (CR, mm), área superficial das raízes (AS, mm^2) e volume radicial (VR, mm^3). Para essas variáveis, foram usadas duas miniestacas por repetição.

Para determinação da massa seca da parte aérea (MSPA, planta^{-1}) e massa seca de raízes (MSR, g planta^{-1}) das miniestacas, o material vegetal foi dividido em parte aérea e raiz (Figura 11), acondicionado separadamente em sacos de papel e colocado para secar em estufa de circulação forçada de ar e temperatura de $65\text{ }^\circ\text{C}$ por 72 h para atingir massa constante. Na sequência foi pesado em balança de precisão a MSPA e

MSR. A massa seca total (MST, g planta⁻¹) foi encontrada a partir da soma da MSPA e MSR.



Figura 11 - Secção de miniestaca de *P. peroba* para quantificação de massa seca da parte aérea e radicular. Fonte: O autor, 2020.

3.7 Análise estatística

Os dados foram submetidos ao teste de verificação de pressuposição de normalidade (Shapiro Wilk) e homogeneidade de variâncias (teste de Bartlett). Em seguida foram submetidos à análise de variância, e, ao verificar diferenças significativas, pelo teste F a 5%, as médias dos fatores qualitativos foram comparadas pelo teste de Tukey, ao nível de 5% e 1% de probabilidade e, as médias do fator quantitativo foram submetidas à análise de regressão a fim de verificar a dose ótima de fósforo para cada variável, por meio da primeira derivada dos estimadores β_0 e β_1 .

O VR apresentou resultado de p-valor abaixo de 0,05, não possuindo distribuição normal do resíduo, o que levou à transformação do dado com uso da função $Y = \text{raiz}(x + 1)$, entretanto, apresentado na versão original.

As análises foram realizadas utilizando o programa estatístico R Development Core Team (2011), 3.2.0.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Sobrevivência e produção das minicepas

Ao longo de nove coletas sucessivas de miniestacas de *P. peroba*, verificou-se 100% de sobrevivência para as minicepas do minijardim seminal e de miniestaquia.

O alto percentual de sobrevivência encontrado neste estudo, independente da origem do minijardim, indica a boa tolerância da espécie à poda submetida ao ápice, denotando-se que o procedimento empregado foi ideal para o manejo da espécie. Segundo Xavier et al. (2013), o manejo do minijardim interfere diretamente na sobrevivência das plantas fornecedoras de propágulos vegetativos, sendo um dos principais fatores que afetam a propagação vegetativa.

No trabalho de Gazzana et al. (2019), após quatro coletas sucessivas, as minicepas de erva-mate cultivar Cambona conduzidas em minijardim seminal tipo canaletão, apresentaram 100% de sobrevivência. Resultados similares foram observados por Oliveira et al. (2015), em que minicepas de *Handroanthus heptaphyllus* conduzidas em minijardim clonal, após oito coletas, apresentaram 100 % de sobrevivência.

De acordo com os resultados na análise de variância, houve efeito significativo ($p \leq 0,05$) para o método de propagação de *P. peroba* para as variáveis produção total por minicepa (PT), produtividade por coleta (PC), produtividade por mês (PM), índice de produtividade (IP) e incremento de diâmetro (ID) (Tabela 2).

Tabela 2 - Resumo da análise de variância das variáveis de produtividade de minicepas de *P. peroba*, submetidas a doses de fósforo e métodos de propagação. Jerônimo Monteiro, ES.

FV	GL	Quadrados Médios				
		PT	PC	PM	IP	ID (mm)
D	4	2,79 ^{ns}	0,044 ^{ns}	0,11 ^{ns}	0,60 ^{ns}	0,29 ^{ns}
M	1	15,31 ^{**}	0,24 ^{**}	0,61 ^{**}	18,96 ^{**}	122,05 ^{**}
D x M	4	1,60 ^{ns}	0,025 ^{ns}	0,064 ^{ns}	0,87 ^{ns}	0,11 ^{ns}
Resíduo	30	1,72	0,027	0,069	1,93	0,47
CV %		18,88	18,88	18,88	37,02	11,79

FV: fonte de variação; GL: grau de liberdade; CV%: coeficiente de variação; PT: produção total por minicepas; PC: produtividade por coleta; PM: produtividade por mês; IP: índice de produtividade; ID: incremento de diâmetro. * e ** significativo ao nível de 5% e 1% de probabilidade pelo teste F, respectivamente; ^{ns} não significativo a 5% de probabilidade, pelo teste F. D: Dose de fósforo; M: método de propagação.

As minicepas obtidas pelo método de propagação seminal apresentaram maiores médias para a PT, PC, PM e ID (Tabela 3). O índice de produtividade (IP) foi superior para as minicepas originadas pelo método de propagação vegetativa.

Tabela 3 - Produção total por minicepas (PT), produtividade por coleta (PC), produtividade por mês (PM), índice de produtividade (IP) e incremento de diâmetro (ID) de minicepas de *P. peroba* sob efeito de doses de fósforo e métodos de propagação. Jerônimo Monteiro, ES.

Método de propagação	PT	PC	PM	IP	ID (mm)
	/ministaca/minicepa	/minicepa	/minicepa/mês		
Seminal	7,56 a	0,95 a	1,52 a	3,07 b	7,66 a
Miniestaquia	6,33 b	0,79 b	1,27 b	4,44 a	4,17 b

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si, pelo teste Tukey a 5% de probabilidade.

O fato de se ter encontrado valores superiores para as minicepas de origem seminal (Tabela 3) pode estar relacionado com a maior velocidade de emissão de brotação e rápida retomada do crescimento após as frequentes podas que foram submetidas. Nitidamente, nas coletas de brotação e nas medições do diâmetro do coleto, as minicepas de origem seminal já apresentavam maiores quantidades de brotação e coleto mais espesso.

A alta variabilidade genética que é íntima e exclusiva da semente pode ter influenciado os resultados encontrados acima, visto que o uso de matrizes de diferentes

procedências provavelmente afeta a produtividade das próximas gerações a serem propagadas.

Silva et al. (2019) ao avaliarem a produtividade de minicepas de *Luehea divaricata* Mart. & Zucc. (açoita-cavalo) em minijardim de origem seminal, encontraram uma média de 3,35 miniestacas/minicepa após onze coletas sucessivas. Resultado semelhante foi encontrado por Ferreira (2009) em minijardim seminal de cedro australiano, obteve média de 3,6 miniestacas/minicepa em sete coletas, com um intervalo de 15 dias.

Kielse et al. (2015) verificaram que a produtividade das minicepas de origem seminal e vegetativa de *Cordia trichotoma* (louro-pardo) não diferiu significativamente, em que cada minijardim produziu em média 3,8 miniestacas por coleta em intervalos de 30 dias, independentemente das concentrações de solução nutritiva. Em minicepas formadas a partir de propagação seminal, Dias et al. (2012), notaram a existência de variação na produtividade de miniestaca/minicepa/coleta nas progênies estudadas, indicando possível variabilidade genética entre elas quanto à capacidade de emissão de brotações.

Quanto a produtividade por mês (PM), os resultados encontrados neste trabalho foram pouco expressivos quando comparado a outros da literatura científica. Em minijardim clonal de híbridos de *Eucalyptus globulus* Labill implantado em canaletão, após três meses de monitoramento e com colheitas semanais, verificou-se produtividade média de 7,56 miniestacas/minicepas/mês (FREITAS, 2013).

Outros valores médios relatados para produtividade de minicepas implantadas em minijardim clonal com leito de areia e fertirrigação por gotejamento, foram: 8,1 miniestacas/mês para minicepas seminais de *Eucalyptus benthamii* (CUNHA et al., 2005) e 12,6 para clones híbridos de *Eucalyptus urophylla* x *E. grandis* (SOUZA, 2012).

As oscilações na produção de miniestacas ocorrem frequentemente devido às quedas e retomadas da produção de brotações que podem estar relacionadas ao vigor fisiológico, ao intervalo entre as coletas e ao estado nutricional das minicepas. Fatores ligados às condições ambientais como, a exemplo, a variação da temperatura no ambiente ou substrato podem contribuir para este comportamento (XAVIER et al., 2003; BRONDANI et al., 2012).

Embora as variáveis de produtividade de minicepas, produção total por minicepa (PT), produtividade por coleta (PC) e produtividade por mês (PM) serem superiores para o minijardim de origem seminal, o índice de produtividade (IP) foi estatisticamente maior para o minijardim de origem vegetativa. O maior IP deste minijardim revela que este foi o método de propagação que obteve o melhor equilíbrio entre quantidade de miniestacas produzidas e quantidade de material enraizado.

No trabalho de Rocha et al. (2015), o índice de produtividade (IP) apresentou comportamento quadrático em relação às doses de nitrogênio, atingindo o valor máximo ($9,7 \text{ mudas cepa}^{-1} \text{ mês}^{-1}$) com a dose estimada de 194 mg L^{-1} . Segundo o mesmo autor, o IP permite determinar a quantidade de mudas que serão produzidas por minicepa, facilitando o dimensionamento do minijardim clonal.

Em nível de planejamento operacional, para a produção aproximada de 1000 mudas/ano, um minijardim de origem vegetativa, com o manejo semelhante ao deste trabalho, requereria pelo menos 140 m^2 de área produtiva.

4.2 Enraizamento de miniestacas

De acordo com os resultados na análise de variância, o método de propagação obteve efeito significativo isolado ($p \leq 0,05$) para as variáveis E, C, NR, CR, AS, VR e MSR (Tabela 4).

Tabela 4 - Resumo da análise de variância das variáveis de enraizamento de miniestacas de *P. peroba*, aos 75 dias pós estaqueamento, submetidas a doses de fósforo e métodos de propagação. Jerônimo Monteiro, ES.

FV	GL	Quadrados Médios					
		S (%)	E (%)	C (%)	CL ($\mu\text{g cm}^{-2}$)	NR (un.)	CR (cm planta ⁻¹)
D	4	5,10 ^{ns}	607,14 ^{ns}	30,61 ^{ns}	4,51 ^{ns}	0,97 ^{ns}	120,14 ^{ns}
M	1	5,10 ^{ns}	9000,00 ^{**}	1841,84 [*]	1,29 ^{ns}	10,36 ^{**}	1877,88 ^{**}
D x M	4	5,10 ^{ns}	173,47 ^{ns}	234,69 ^{ns}	1,68 ^{ns}	0,69 ^{ns}	377,02 ^{ns}
Resíduo	30	5,10	302,72	399,66	4,51	0,84	228,06
CV %		2,27	30,83	78,89	10,52	38,41	55,05

FV	GL	Quadrados Médios				
		AS (mm ²)	VR (mm ³)	MSPA (g planta ⁻¹)	MSR (g planta ⁻¹)	MST (g planta ⁻¹)
D	4	41365 ^{ns}	3650 ^{ns}	0,016 ^{ns}	0,00028 ^{ns}	0,49 ^{ns}
M	1	720363 ^{**}	60263 [*]	0,0017 ^{ns}	0,00380 ^{**}	2,70 ^{ns}
D x M	4	118191 ^{ns}	8503 ^{ns}	0,00479 ^{ns}	0,000048 ^{ns}	0,39 ^{ns}
Resíduo	30	82693	8278	0,00854	0,00023	0,82
CV %		63,29	42,52	20,28	52,80	20,64

FV: fonte de variação; GL: grau de liberdade; CV%: coeficiente de variação; S: sobrevivência; E: enraizamento; C: calo; CL: clorofila foliar; CR: comprimento da raiz; NR: número de raiz; BR: brotações; AS: área superficial; VL: volume radicial; MSPA: massa seca da parte aérea; MSR massa seca da raiz; MST; massa seca total. * e ** significativo ao nível de 5% e 1% de probabilidade pelo teste F respectivamente; ^{ns} não significativo a 5% de probabilidade, pelo teste F. D: Dose de fósforo; M: método de propagação.

Observou-se que as miniestacas obtidas pela propagação vegetativa apresentaram valores superiores para o E, C, NR, CR (Tabela 5) e AS, VR e MSR (Tabela 6).

Tabela 5 - Enraizamento (E), calos (C), número de raízes (NR) e comprimento radicial (CR) de miniestacas de *P. peroba* aos 75 dias pós estaqueamento em função do método de propagação. Jerônimo Monteiro, ES.

Método de propagação	E (%)	C (%)	NR	CR (mm)
Seminal	41,43 b	32,14 b	1,87 b	20,58 b
Miniestaquia	71,43 a	18,57 a	2,89 a	34,28 a

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si, pelo teste Tukey a 5% de probabilidade.

Tabela 6 - Área superficial (AS), volume radicial (VR) e massa seca da raiz (MSR) de miniestacas de *P. peroba* aos 75 dias pós estaqueamento em função do método de propagação. Jerônimo Monteiro, ES.

Método de propagação	AS (mm ²)	VR (mm ³)	MSR (g planta ⁻¹)
Seminal	320,19 b	73,07 b	0,019 b
Miniestaquia	588,58 a	150,70 a	0,038 a

Médias seguidas de mesma letra não diferem entre si, pelo teste Tukey a 5% de probabilidade.

Após 75 dias em casa de vegetação, as miniestacas de ambos os métodos de propagação obtiveram 100% de sobrevivência. Estes resultados apontam que os procedimentos empregados no manejo da espécie contribuíram positivamente para a sobrevivência. De acordo com Wendling et al. (2007), quando a sobrevivência das miniestacas produzidas após enraizamento é elevada, indica-se a boa viabilidade do sistema para utilização em escala comercial.

Reis (2018) ao analisar o enraizamento da mesma espécie (*P. peroba* (Record) Kuhl.) em minijardim clonal sob variação de doses de potássio encontrou 100% de sobrevivência. Para o tratamento com ausência de potássio a sobrevivência das miniestacas foi 70,83%.

As doses de fósforo testadas neste trabalho não afetaram as variáveis de enraizamento, tampouco as variáveis de produtividade. Os níveis elevados de alumínio no solo do minijardim de origem seminal e vegetativa podem ter tornado o fósforo indisponível às plantas (minicepas).

De acordo com Foltran (2017), em ambientes ácidos (alta saturação por alumínio), o P é um dos fatores mais limitantes à produção pois existe forte competição entre a planta e o solo pelos íons fosfato em solução. Tanto a planta como o solo atuam como drenos ao adsorver P. À medida que avança o estágio de intemperismo do solo, há grande desequilíbrio em favor do dreno solo (adsorção), em relação ao dreno planta (absorção), a ponto que a planta não mais sustente a competição por esse elemento (LEAL; VELLOSO, 1973; BALDOTTO; BALDOTTO, 2014).

Independente dos fatos apresentados, salienta-se as minicepas propiciaram propágulos com *status* nutricional suficientes para a sobrevivência e posterior enraizamento em casa de vegetação. Impreterivelmente, recomenda-se que sejam

realizados outros estudos em questão de maiores concentrações de fósforo, bem como de outros nutrientes, a fim de encontrar respostas acerca da espécie.

O enraizamento das miniestacas do minijardim de origem vegetativa foi superior, totalizando 71,43 %. Essa alta porcentagem pode ser atribuída ao maior acúmulo de carboidratos ou a redução de níveis de citocinina nas miniestacas.

O enraizamento de adventício pode ser influenciado pelo balanço hormonal, condições fisiológicas e idade da planta matriz, maturação/juvenilidade dos propágulos, período de coleta de estacas, luminosidade, umidade, temperatura e tipo de estaca (ALFENAS et al., 2004; XAVIER et al., 2013).

Do ponto de vista produtivo, os viveiros florestais clonais comerciais geralmente preferem propagar espécies com pelo menos 70 % de enraizamento (HUNT et al., 2011; RIGBY; TRUEMAN, 2015), assim, o valor encontrado para o minijardim de origem vegetativa comprova que o método é satisfatório e recomendado para a multiplicação de *P. peroba*.

O alto enraizamento promovido por miniestacas de *P. peroba* de origem vegetativa representa um indicador da possibilidade de produção de mudas quando a semente é insumo limitante e existem poucos indivíduos em ambientes naturais, podendo ainda ser utilizada em programas de melhoramento genético, para fins silviculturais e ambientais (SILVA, 2019).

A mesma autora, ao avaliar o enraizamento da mesma espécie (*P. peroba* (Record) Kuhl.), contabilizou 80 % de enraizamento após 60 dias em casa de vegetação. Para *Handroanthus heptaphyllus*, espécie arbórea da família Bignoniaceae, foi encontrado 54 % de miniestacas enraizadas aos 30 dias após estaqueamento (OLIVEIRA et al., 2016). Em *Piptocarpha angustifolia*, o percentual de enraizamento foi de 45 % (FERRIANI et al., 2011).

As miniestacas de origem seminal apresentaram maior porcentagem de calos. Isso provavelmente aconteceu devido à alta concentração de auxinas e citocininas nas miniestacas, o que refletiu sobre o equilíbrio hormonal frente ao enraizamento adventício e a calogênese. De acordo Mauney et al. (1952), níveis semelhantes de auxinas (A) e citocininas (C), em uma relação A/C, são indutores de calogênese.

Em algumas espécies florestais a formação de calo pode ser precursora de raízes (HARTMANN et al., 2011). Esta relação foi evidenciada no trabalho de Pimentel et al. (2019), em que se comparava o enraizamento e calogênese entre clones de *Ilex paraguariensis* A. St. -Hil. (erva-mate). O clone 06SM15 apresentou maior porcentagem de calogênese e de enraizamento das miniestacas.

As células desse tecido indiferenciado, denominado de calo, podem vir a se diferenciar e formar primórdios radiciais, caso sejam mantidos em condições de enraizamento por período adequado. Assim, trabalhos futuros avaliando o tempo ótimo de permanência das miniestacas, bem como estudos anatômicos avaliando a possível relação entre a calogênese e o enraizamento adventício é de extrema necessidade, evitando que ocorra a retirada das miniestacas da câmara úmida antes do término do processo rizogênico (OLIVEIRA et al. 2012; PIMENTEL et al. 2019).

Os maiores valores para as variáveis de enraizamento (NR, CR, AS, VR e MSR) foram encontrados no minijardim de origem vegetativa, reforçando que o método de propagação é eficaz e adequado na formação de uma futura muda. Todavia, não se descarta e nem há problema em se utilizar o minijardim de origem seminal em vista da produção de mudas, a saber que se pode utilizar as miniestacas desse minijardim e montar um outro e usá-lo como fonte de propágulo. Trata-se de uma alternativa interessante, visto que foi comprovado neste trabalho que o método de propagação vegetativa alcança as melhores produtividades.

A emissão de um maior número de raízes, com uma maior área de contato e volume do sistema radicular é fundamental para o aumento da área de solo a ser explorada, favorecendo a aquisição de água e nutrientes (BERUDE et al., 2019). Segundo Gibson et al. (2019) mudas com um sistema radicular vigoroso podem se estabelecer mais rapidamente em condições adversas, recuperar e aumentar a atividade microbiológica no solo, além de contribuir para o aumento da biomassa, agregação e estruturação do solo.

Silva (2019), ao avaliar o enraizamento de *P. peroba* encontrou em média 1,5 raízes. Já (Oliveira et al., 2016), ao avaliarem *H. heptaphyllus*, registraram o dobro, chegando a 3 raízes. Kielse et al. (2015), ao avaliarem o enraizamento de miniestacas de louro-pardo dentre minijardins de origem seminal vegetativa, verificaram que as

miniestacas obtidas a partir de minicepas de origem vegetativa apresentaram maior número de raízes e maior comprimento radicial. No trabalho de Silva (2019) contabilizou-se 0,023 g de MSR para *P. peroba*. Para *H. heptaphyllus*, cuja família botânica é a mesma da *P. peroba*, encontraram 0,039 g (Oliveira et al., 2016), sendo semelhante ao encontrado neste trabalho.

A produção de massa seca é considerada como a melhor variável para descrever o crescimento e qualidade de mudas (FERNANDES et al., 2019). O crescimento vegetativo é o resultado da diferença entre ganhos em carbono via fotossíntese e as perdas via respiração (saldo do balanço de CO₂), assim, o carbono não consumido no processo respiratório aumenta a massa seca da planta (LARCHER, 2006). Quanto maior o valor da MST, melhor será a qualidade da muda produzida, a sobrevivência e o crescimento das plantas após o transplante no campo.

De forma geral, a propagação vegetativa é a mais indicada quanto a multiplicação da espécie *P. peroba*. Para validação da técnica é necessário ainda, avaliar a qualidade final das mudas e seu desempenho no campo. Compreender melhor o processo de enraizamento e aperfeiçoar seu manejo, de forma a incrementar a qualidade destas mudas, o que permitirá sua inserção em projetos de reflorestamento, na implantação de unidades de produção de sementes, reduzindo os riscos de sua extinção (SILVA, 2019).

5. CONCLUSÃO

Os dois métodos de propagação confrontados neste estudo podem ser utilizados na multiplicação da espécie *P. peroba*. O minijardim de origem vegetativa apresenta o melhor resultado para o índice de produtividade e enraizamento de miniestacas de *P. peroba*. No entanto, o método de propagação seminal é objeto primordial para a coleta de miniestacas, pois a partir dele pode-se constituir um novo minijardim como fonte de futuros propágulos.

A adubação com fósforo não promove melhoria na produtividade de minicepas e enraizamento de miniestacas de *P. peroba*. Compreende-se que o fósforo pode ter ficado indisponível para as plantas (minicepas). Portanto, sugere-se o aprofundamento de pesquisas para verificar o efeito residual de fósforo na qualidade final das mudas e no campo.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABREU, K. M. P.; BRAGA, J. M. A.; NASCIMENTO, M. T. Tree species diversity of coastal lowland semideciduous forest fragments in northern Rio de Janeiro, Brazil. **Bioscience Journal**, v. 30, n. 5, p. 1529 – 1550, 2014.

ABREU, K. M. P.; SILVA, G. F.; SILVA, A. D. Análise fitossociológica da Floresta Nacional de Pacotuba, Cachoeiro de Itapemirim – ES, Brasil. **Cerne**, v. 19, n. 1, p. 157 – 168, 2013.

ALFENAS, A. C.; ZAUZA, E. A. V.; MAFIA, R. G.; ASSIS, T. F. **Clonagem e Doenças do Eucalipto**. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa. Editora UFV, 2009. 500p.

ARAÚJO, A. P.; MACHADO, C. T. T.; FERNANDES, M. S. **Nutrição mineral de plantas**. Sociedade Brasileira de Ciência do Solo. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, 2006. p. 253-280.

ARAÚJO, E. F. **Propagação de *Paratecoma peroba* por miniestaquia**. Tese (Doutorado em Ciências Florestais) - Universidade Federal do Espírito Santo, 145 f. 2020.

ARAÚJO, E. F.; GIBSON, E. L.; SANTOS, A. R.; GONÇALVES, E. O.; WENDLING, I. ALEXANDRE, R. S.; POLA, L. A. V. Mini-cutting technique for vegetative propagation of *Paratecoma peroba*. **Cerne**, v. 25, n. 3, p.314-325, 2019.

ARCHANJO, K. M. P. A; SILVA, G. F.; CHICHORRO, J. F.; SOARES, C. P. B. Estrutura do componente arbóreo da Reserva Particular do Patrimônio Natural Cafundó, Cachoeiro de Itapemirim, Espírito Santo, Brasil. **Floresta**, v. 42, n. 1. P. 145 – 160, 2012.

ASSIS, T. F.; FETT-NETO, A. G.; ALFENAS, A. C. Current techniques and prospects for the clonal propagation of hardwood with emphasis on Eucalyptus. In: WALTER, C.; CARSON, M. **Plantation Forest biotechnology for the 21th century**. New Delhi, India, Research Sign Post, 2004. p. 303-333.

BALARDIN, R. S.; DALLAGNOL, L. J.; DIDONÉ, H.T.; NAVARINI, L. Influência do Fósforo e do Potássio na Severidade da Ferrugem da Soja *Phakopsora pachyrhizi*. **Fitopatologia Brasileira**, v.31, n.5, p.462-467, 2006.

BALDOTTO, M. A.; BALDOTTO, L. E. B. Humic acids. **Revista Ceres**, v. 61, p. 856-881, 2014.

BERUDE, M. C.; ARAÚJO, E. F.; SANT'ANA, B. T.; ALEXANDRE, R. S.; GONÇALVES, E. O. Rooting of *Inga edulis* Mart. (Leguminosae-Mimosoideae) mini-cuttings. **Floresta**, v. 50, n. 1, p. 1091-1098, 2019.

BOSCHETTI, W. T. N.; BARBOSA, A. A.; OLIVEIRA, J. T. S.; SANTOS, A. R. Identificação de madeiras do patrimônio histórico usadas em estruturas: estudo de caso da Fazenda Fortaleza. **Ciência da Madeira (Brazilian Journal of Wood Science)**, v. 5, n. 3, p. 118-126, 2014.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente. **Lista de espécies madeireiras comerciais ameaçadas de extinção**. 2014. Disponível em: <snif.florestal.gov.br>. Acesso em: 29 set. 2019.

BRONDANI, G. E.; WENLING, I.; BRONDANI, A. E.; ARAUJO, M. A.; SILVA, A. L. L.; GONÇALVES, A. N. Dynamics of adventitious rooting in mini-cuttings of *Eucalyptus benthamii* x *Eucalyptus dunnii*. **Acta Scientiarum**, v. 34, n. 2, p. 169-178, 2012.

BUCIO, J. L.; HERNÁNDEZ-ABREU, E. H.; CALDERÓN, L. S.; NIETO-JACOBO, M. F.; SIMPSON, J.; HERRERA-ESTRELLA, L. Phosphate availability alters architecture and causes changes in hormone sensitivity in the *Arabidopsis* root system. **Plant Physiology**, v. 129, p. 244-256, 2002.

CARVALHO NETO, J. P.; SILVA, E. B.; SANTANA, R. C.; GRAZZIOTTI, P. H. Effect of NPK fertilization on production and leaf nutrient content of eucalyptus minicuttings in nutrient solution. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 35, p. 249 - 254, 2011.

CARVALHO, F. A.; BRAGA, J. M. A.; GOMES, J. M. L.; SOUZA, J. S.; NASCIMENTO, M. T. Comunidade arbórea de uma floresta de baixada aluvial no município de Campos dos Goytacazes, RJ. **Revista Cerne**, v. 12, n. 2, p. 157 – 166, 2006.

CARVALHO, P. E. R. **Espécies arbóreas brasileiras**. Colombo: Embrapa-CNPQ; Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2003. 1039p.

CENTRO NACIONAL DE CONSERVAÇÃO DA FLORA. **Paratecoma peroba in Lista Vermelha da flora brasileira versão 2012.2**. Disponível em: <<http://cncflora.jbrj.gov.br/portal/pt-br/profile/Paratecomaperoba>>. Acesso em 19 out. 2019.

CUNHA, A. C. M. C. M.; PAIVA, H. N.; BARROS, N. F.; LEITE, H. G.; LEITE, F. P. Influência do estado nutricional de minicepas com enraizamento de miniestacas de eucalipto. **Revista Brasileira de Ciências do Solo**, p. 591-600, 2009a.

CUNHA, A. C. M. C. M.; PAIVA, H. N.; BARROS, N. F.; LEITE, H. G.; LEITE, F. P. Relação do estado nutricional de minicepas com o enraizamento de miniestacas de eucalipto. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 33, n. 3, p. 591-599, 2009b.

CUNHA, A. C. M. C. M.; PAIVA, H. N.; BARROS, N. F.; LEITE, H. G.; LEITE, F. P. Relação do estado nutricional de minicepas com o número de miniestacas de eucalipto. **Scientia Forestalis**, v. 36, p. 203 - 213, 2008a.

CUNHA, A. C. M. C. M.; WENDLING, I.; SOUZA JUNIOR, L. Miniestaquia em sistema de hidroponia e em tubetes de corticeira-do-mato. **Ciência Florestal**, v. 18, n. 1, p. 85 – 92, 2008b.

DIAS, B. A. S. **Análise comparativa de tubetes biodegradáveis e de polietileno na produção de mudas de *Paratecoma peroba* (Record & Mell) Kuhl.** Tese (Doutorado em Ciência Florestal), Universidade Federal de Viçosa – UFV, 84p, 2011.

DIAS, P. C.; OLIVEIRA, L. S.; XAVIER, A.; WENDLING, I. Estaquia e miniestaquia de espécies florestais lenhosas do Brasil. **Pesquisa Florestal Brasileira**, v. 32, n. 72, p. 453, 2012.

DIAS, P. C.; XAVIER, A.; OLIVEIRA, L. S.; CORREA, A. C. G.; BARBOSA, G. A. Tipo de miniestaca e substrato na propagação vegetativa de Angico-vermelho (*Anadenanthera macrocarpa* (Benth.) Brenan). **Ciência Florestal**, v. 25, n. 4, p. 909 – 919, 2015.

ENGEL, V. L. **Estudo fenológico de espécies arbóreas de uma floresta tropical em Linhares, ES.** Tese (Doutorado em Ecologia). Instituto de Biologia, Universidade Estadual de Campinas, Campinas, 2001.

ENGEL, V. L.; MARTINS, F. R. Reproductive phenology of Atlantic forest tree species em Brazil: an eleven year study. **Tropical Ecology**, v. 46, n. 1, p. 1 -16, 2005.

FAQUIN, V. **Nutrição mineral de plantas.** Lavras: Universidade Federal de Lavras/FAEPE, Curso de Pós-Graduação “Lato Sensu” (Especialização) a Distância: Solos e Meio Ambiente. 183 p, 2005.

FERNANDES, M. M.; SOUSA, F. L.; SILVA, J. P. M.; ARAÚJO, E. F.; FERNANDES, M. R. M.; NÓBREGA, R. S. A. Redes Neurais Artificiais na estimação de variáveis biométricas de mudas de espécies florestais produzidas em diferentes substratos. **Revista de Ciências Agroveterinárias**, v. 18, n. 1, p. 47-58, 2019.

FERRARI, M. P.; GROSSI, F.; WENDLING, I. **Propagação vegetativa de espécies florestais.** Documentos 94. Colombo – Pr: Embrapa Florestas, 2004. 22 p.

FERREIRA, D. A. **Produtividade das minicepas de cedro australiano em minijardim multiclonal e influência da posição das miniestacas na qualidade das mudas.** Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) - Campos dos Goytacazes– RJ, Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro – UENF, 55 p, 2009.

FERRIANI A. P.; ZUFFELLATO-RIBAS, K. C.; HELM, C. V.; BOSA, WENDLING, I.; KOEHLER, H. S. Produções de brotações e enraizamento de miniestacas de *Piptocarpha angustifolia*. **Pesquisa Florestal Brasileira**, v. 31, n. 67, p. 257-264, 2011.

FERRIANI A. P.; ZUFFELLATO-RIBAS, K. C.; WENDLING, I. Miniestaquia aplicada a espécies florestais. **Revista Agroambiente**, v. 4, n. 2, p. 102-109, 2010.

FOLTRAN, E. C. **Dinâmica do fósforo no sistema solo-planta em função da solubilidade de fertilizantes fosfatados, em plantios de *Eucalyptus grandis***. Dissertação (Mestrado em Silvicultura e Manejo Florestal) - Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, 74 p, 2017.

FREITAS, A. F. **Produtividade de minicepas e enraizamento de miniestacas de híbridos de *Eucalyptus globulus* Labill. em resposta a N, B e Zn**. Dissertação (Mestrado em Ciência Florestal) – Viçosa – MG, Universidade Federal de Viçosa – UFV, 85 f, 2013.

FREITAS, A. F.; PAIVA, H. N.; XAVIER, A.; NEVES, J. C. L. Produtividade de minicepas e enraizamento de miniestacas de híbridos de *Eucalyptus globulus* Labill em resposta a nitrogênio. **Ciência Florestal**, v. 27, n. 1, p. 193-202, 2017.

FURTINI NETO, A. E.; SIQUEIRA, J. O.; CURTI, N.; MOREIRA, F. M. S.; GONÇALVES, J. L. M.; BENEDETTI, V. Fertilização em reflorestamento com espécies nativas. **Nutrição e fertilização florestal**. IPEF, 2005. p. 351-384.

GAZZANA, D.; PIMENTEL, N.; MANTOVANI, N. C. Sobrevivência de minicepas e produtividade de miniestacas de erva-mate em sistema de minijardim seminal. **Scientia Agraria Paranaensis**, v. 18, n. 2, p. 175-179, 2019.

GENTRY, A. H. Bignoniaceae (Tribe Tecomeae). **Flora Neotropica**. New York. Hafner Press, v.25, n.2, p. 163-169, 1992.

GIBSON, E. L., GONÇALVES, E. O., SANTOS, A. R.; ARAÚJO, E. F.; CALDEIRA, M. V. W. Controlled-Release Fertilizer on Growth of *Melanoxylon brauna* Schott Seedlings. **Floresta e Ambiente**, 26, 1-7. 2019.

GONÇALVES, E. O.; PAIVA, H. N.; NEVES, J. C. L.; GOMES, J. M. Nutrição de mudas de *Mimosa caesalpiniaefolia* Benth. sob diferentes doses de N, P, K, Ca e Mg. **Ciência Florestal**, v. 23, n. 2, p. 273-286, 2013.

HAISSIG, B. E. Metabolism during adventitious root primordium initiation and development. **New Zealand Journal of Forest Science**, v. 4, n. 2, p. 324-337, 1974.

HARTMANN, H. T.; KESTER, D. E.; DAVIES JR., F. T.; GENEVE, R. L. **Plant propagation: principles and practices**. 8th. ed. New Jersey: Englewood Clippings. 2011. 900 p.

HM JARDINS. **Conheça algumas técnicas de propagação**. 2017. Disponível em: <<https://hmjardins.com.br/tecnica-alporquia/>>. Acesso em: 01 maio. 2020.

HOPPE, J. M.; BRUN, E. J. **Produção de sementes e mudas florestais**. 2. ed. Santa Maria: [s. n.], 388 p. 2004. 388 p.

HUNT, M. A., TRUEMAN, S. J., RASMUSSEN, A. Indole-3-butyric acid accelerates adventitious root formation and impedes shoot growth of *Pinus elliottii* var. *elliottii* × *P. caribaea* var. *hondurensis* cuttings. **New Forest.**, 41, 349-360. 2011.

JIN, J.; WANG, G.; LIU, X.; PAN, X.; HERBERT, S. J. Phosphorus application affects the soybean root response to water deficit at the initial flowering and full pod stages. **Soil Science & Plant Nutrition**, v. 51, n. 7, p. 953-960, 2005.

JORGE, M. H. A.; BORSATO, A. V.; SALIS, S. M.; REIS, V. D. A. **Técnicas para a multiplicação de plantas apícolas**. Embrapa Pantanal-Fôlder/Folheto/Cartilha (INFOTECA-E), 2011.

KIELSE, P.; BISOGNINI, D. A.; HAYGERTI, K. L.; UILIAN MELLO, S.; PIMENTEL, N.; RAUBE, M. A. Production and rooting of cordia - *Cordia trichotoma* (Vell.) Arrab. ex Steud. mini-cuttings collected from ministumps of asexual and seminal origin. **Cienc. Rural**, v. 45, n. 7, p. 1164-1166, jul., 2015.

LARCHER W. 2006. **Ecofisiologia vegetal**. 2.ed. São Carlos: Rima Artes e Textos. 550 p.

LEAL, J. R.; VELLOSO, A. C. X. Adsorção de fosfato em latossolos sob vegetação de cerrado. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 8, n. 7, p. 81-88, 1973.

LEITE, J. N. F.; CRUZ, M. C. P.; FERREIRA, M. E.; ANDRIOLI, I.; BRAOS, L. B. Frações orgânicas e inorgânicas do fósforo no solo influenciadas por plantas de cobertura e adubação nitrogenada. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 51, n. 11, p. 1880-1889, 2016.

LIMA, J. S. S.; SILVA, S. A.; OLIVEIRA, R. B.; CECÍLIO, R. A.; XAVIER, A. C. Variabilidade temporal da precipitação mensal em Alegre-ES. **Revista Ciência Agrônômica**, v. 39, n. 2, p. 327-332, 2008.

LINS, B. L. A.; NASCIMENTO, M. T. Efeito do corte seletivo na fenologia de *Paratecoma peroba* (Record) Kuhlm. (Bignoniaceae) em uma mata de tabuleiro na Estação Ecológica Estadual de Guaxindiba, São Francisco de Itabapoana, RJ. 2007. **Anais...** Caxambu – MG. CD-ROM.

LINS, B. L. A.; NASCIMENTO, M. T. Fenologia de *Paratecoma peroba* (Bignoniaceae) em uma Floresta Estacional Semidecidual do Norte Fluminense, Brasil. **Rodriguésia**, v. 61, n. 3, p. 559-568, 2010.

LOPES, A. S. **Enraizamento de miniestacas e nutrição mineral em minicepas de *Eucalyptus urophylla* S. T Blake**. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal do Mato Grosso, Programa de Pós-Graduação em Ciências Florestais e Ambientais – Cuiabá - MT, 95p, 2016.

LÓPEZ-BUCIO, J.; CRUZ-RAMIREZ, A.; HERRERA-ESTRELLA, L. The role of nutrient availability in regulating root architecture. **Current opinion in plant biology**, v. 6, n. 3, p. 280-287, 2003.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras: Manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil**. Instituto Plantarum de Estudos da Flora, Nova Odessa. 368 p. 2009.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras: Manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil**. vol. 1. Instituto Plantarum de Estudos da Flora, Nova Odessa, 1992. 385 p.

MAIA, J. P. O. **Diagnóstico da situação de algumas construções de madeira do patrimônio cultural na região do Caparaó**. Trabalho de Conclusão de Curso (Departamento de Ciências Florestais e da Madeira) - Universidade Federal do Espírito Santo, 67p, 2016.

MALAVASI, U. C. Macropropagação vegetativa de coníferas—perspectivas biológicas e operacionais. **Floresta e Ambiente**, v. 1, n. 1, p. 131-35, 1994.

MALAVOLTA, E. Elementos de nutrição mineral de plantas. São Paulo, Ceres, 251p, 1980.

MALAVOLTA, E.; VITTI, G. C.; OLIVEIRA, S. A. **Avaliação do estado nutricional das plantas (princípios e aplicações)**. ed. 2. Piracicaba. 319 p, 1997.

MARSCHNER, H. **Mineral nutrition of higher plants**. London: Academic Press, 1995. 889 p.

MARSCHNER, P. **Mineral nutrition of higher plants**. 3.ed. Amsterdã: Academic Press, 2012. 649p.

MARTINELLI, G.; MORAES, M. A. **Livro Vermelho da Flora do Brasil**. Centro Nacional de Conservação da Flora, 1102 p, 2013.

MAUNEY, J. R.; HLLLMAN, W. S.; MILLER, C. O., SKOOG, F., CLAYTON, R. A.; STRONG, F. M. **Physiol. Plantarum**, v. 5, p. 485, 1952.

MORAES NETO, S. P.; GONÇALVES, J. L. M.; RODRIGUES, C. J.; GERES, W. L. A.; DUCATTI, F. AGUIRRE JUNIOR, J. H. Produção de mudas de espécies arbóreas nativas com combinações de adubos de liberação controlada e prontamente solúveis. **Revista Árvore**, v.27, n.6, p.779-789, 2003.

NASCIMENTO, M. T.; LIMA, H.C. Floristic and structural relationships of a Tabuleiro Forest in Northeastern Rio de Janeiro, Brazil. Thomas, E. The Atlantic Coastal Forest of Northeastern Brazil. **Memoirs of the New York Botanical Garden 100**: 395-416, 2008.

OLIVEIRA, T. P. F.; BARROSO, D. G.; LAMÔNICA, K. R.; CARNEIRO, J. G. A.; OLIVEIRA, M. A. Produtividade de minijardim multiclonal e enraizamento de miniestacas de (*Handroanthus heptaphyllus* Mattos). **Semina: Ciências Agrárias**, v. 36, n. 4, p. 2423 – 2432, 2015.

OLIVEIRA, T. P. F.; BARROSO, D. G.; LAMÔNICA, K. R.; CARVALHO, G. C. M. W. Aplicação de AIB e tipo de miniestacas na produção de mudas de *Handroanthus heptaphyllus* Mattos. **Ciência Florestal**, v. 26, n. 1, p. 313 – 320, 2016.

OLIVEIRA, T. P. F.; BARROSO, D. G.; LAMÔNICA, K. R.; MORAIS, T. C. B.; CARVALHO, G. C. M. W. Exigência nutricional e produtividade em minijardim clonal de *Toona ciliata* var. *australis*. **Ciência Florestal**, v. 29, n. 3, p. 1154-1167, 2019.

OLIVEIRA, Y. ALCANTARA, G. B.; PINTO, F.; QUOIRIN, M.; BIASI, L. A. Substratos, concentrações de ácido indolbutírico e tipos de miniestacas no enraizamento de melaleuca (*Melaleuca alternifolia* Cheel). **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 14, n. 4, p. 611- 616, 2012.

PAIVA, H. N.; GOMES, J. M. **Propagação vegetativa de espécies florestais**. Viçosa, MG: UFV, 40 p, 1995.

PIMENTEL, N.; LENCINA, K. H.; KIELSE, P.; RODRIGUES, M. B.; SOMAVILLA, T. M.; BISOGNIN, D.A. Produtividade de minicepas e enraizamento de miniestacas de clones de erva-mate (*Ilex paraguariensis* A. St.-Hil.). **Ciência Florestal**, v. 29, n. 2, p. 559-570, 2019.

RAZAQ, M.; ZHANG, P.; SHEN, H. Influence of nitrogen and phosphorous on the growth and root morphology of Acer mono. **PloS one**, v. 12, n. 2, p. e0171321, 2017.

RIGBY, E. M., TRUEMAN, S. J. Umbrella Fern: A New Ornamental Crop. **Acta Hort.**, 1097, 221-226. 2015.

ROCHA, J. H. T.; BACKES, C.; BORELLI, K.; PRIETO, M. R.; SANTOS, A. J. M.; GODINHO, T. O. Produtividade do minijardim e qualidade de miniestacas de um clone híbrido de *Eucalyptus grandis* x *Eucalyptus urophylla* (I-224) em função de doses de nitrogênio. **Ciência Florestal**, v. 25, n. 2, p. 273-279, 2015.

SÁ, F. P.; PORTES, D.C.; WENDLING, I.; ZUFFELLATO-RIBAS, K. C. Miniestaquia de erva mate em quatro épocas do ano. **Ciência Florestal**, v.28, n. 4, p. 1431 – 1442, 2018.

SANTOS, G. A. **Propagação vegetativa de mogno, cedro rosa, jequitibá rosa e angico vermelho por miniestaquia**. 75 f. Monografia (Graduação em Engenharia Florestal) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG, 2002.

SANTOS, S. R. **Dinâmica do fósforo no solo em função da adição de ácidos orgânicos de baixa massa molar**. Tese (Doutorado em Solos e Nutrição de Plantas) - Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 67 p, 2010.

SCHAWAMBACH, J.; FADANELLI, C.; FETT-NETO, A. G. Mineral nutrition and adventitious rooting in microcuttings of *Eucalyptus globulus*. **Tree Physiology**, v. 25, p. 487-494, 2005.

SCHEER, M. B.; CARNEIRO, C.; SANTOS, K. G. Substratos à base de lodo de esgoto compostado na produção de mudas de *Parapiptadenia rigida* (Benth.) Brenan. **Scientia Forestalis**, v.38, n.88, p.637-644, 2010.

SILVA, G. C.; NASCIMENTO, M. T. Fitossociologia de um Remanescente de Mata sobre Tabuleiros no Norte do Estado do Rio de Janeiro (Mata do Carvão), **Revista Brasileira de Botânica**, v. 24, p. 51-62, 2001.

SILVA, K. B.; REINIGER, L. R. S.; RABAIOLLI, S. M. S.; STEFANEL, C. M.; ZIEGLER, A. C. F. Produtividade de minicepas e enraizamento de miniestacas de *Luehea divaricata* Mart. & Zucc. nas diferentes estações do ano. **Scientia Forestalis**, n. 122, p. 294-302, 2019.

SILVA, R. D. **Miniestaquia de *Paratecoma peroba* (Record) Kuhlm.: capacidade de enraizamento e utilização de brassinosteróide**. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) - Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias - Campos dos Goytacazes, 74p, 2019.

SILVA, R. D.; SANTOS, L. N.; ABREU, K. M. P.; FERRARI, J. L. Mapeamento de *Paratecoma peroba* (Record) Kuhlm. em um fragmento de floresta estacional semidecidual no sul do Espírito Santo. 2016. **Anais....** Alegre - ES.

SIMÃO, E.; NAKAMURA, A. T.; TAKAKI, M. Época de colheita e capacidade germinativa de sementes de *Tibouchina mutabilis* (Vell.) Cogn. (Melastomataceae). **Biota Neotropica**, v. 7, n. 1, p. 67-73, 2007.

SOUZA, A.V.; PEREIRA, A.M.S. Enraizamento de plantas cultivadas in vitro. **Revista Brasileira de Plantas Medicinai**s, Universidade Estadual Paulista (UNESP) - Campus de Botucatu, v.9, n.4, p.103-117, 2007.

SOUZA, C. C. **Padrões de miniestacas e densidade de minicepas na propagação clonal de *Eucalyptus grandis* x *E. urophylla***. Dissertação (Mestrado em Ciência Florestal) – Viçosa – MG, Universidade Federal de Viçosa – UFV, 57 f, 2012.

SOUZA, C. C. **Propagação vegetativa de paricá (*Schizolobium amazonicum* Huber ex. Ducke) e guapuruvu (*Schizolobium parahyba* (Vell.) Blake) por miniestaquia**. Tese (Doutorado em Ciência Florestal) – Universidade Federal de Viçosa - UFV, 88 p, 2015.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. Porto Alegre: Artmed. 2004.

VILLELA, D. M.; NASCIMENTO, M. T.; ARAGÃO, L. E. O. C.; GAMA, D. M. Effect of selective logging on forest structure and nutrient cycling in a seasonally dry Brazilian Atlantic forest. **Journal of Biogeography**, v. 33, p. 506 – 516, 2006.

WENDLING, I.; DUTRA, L. F.; GROSSI, F. Produção e sobrevivência de miniestacas e minicepas de erva-mate cultivadas em sistema semi-hidropônico. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 42, n. 2, p. 289-292, 2007.

XAVIER, A.; SANTOS, G. A.; WENDLING, I.; OLIVEIRA, M. L. Propagação vegetativa de cedro-rosa por miniestaquia. **Revista Árvore**, v. 27, n. 3, p. 139 – 143, 2003.

XAVIER, A.; WENDLING, I.; SILVA, R. L. **Silvicultura clonal: princípios e técnicas**. 2ª Ed. Viçosa – MG, 279p, 2013.

ZUFFELLATO-RIBAS, K. C.; RODRIGUES, J. D. Aplicação de ácido indol butírico e co-fatores do enraizamento em estacas herbáceas de eucalipto. **SBPN – Scientific Journal**, p.134-136, 2001.