

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

CÁSSIA DOS SANTOS AZEVEDO

ADUBAÇÃO FOSFATADA NO CRESCIMENTO INICIAL DE
Paratecoma peroba (RECORD e MELL) KUHLM PROPAGADAS POR
MINIESTAQUIA.

JERÔNIMO MONTEIRO
ESPÍRITO SANTO
2019

CÁSSIA DOS SANTOS AZEVEDO

ADUBAÇÃO FOSFATADA NO CRESCIMENTO INICIAL DE
Paratecoma peroba (RECORD e MELL) KUHLM PROPAGADAS POR
MINIESTAQUIA.

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

JERÔNIMO MONTEIRO
ESPÍRITO SANTO
2019

CÁSSIA DOS SANTOS AZEVEDO

ADUBAÇÃO FOSFATDADA NO CRESCIMENTO INICIAL DE
Paratecoma peroba (RECORD E MELL) KUHLM PROPAGADAS
POR MINIESTAQUIA.

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

Aprovada em 27 de Novembro de 2019.....



Prof.ª. Dra. Elzimar de Oliveira Gonçalves

Universidade Federal do Espírito Santo

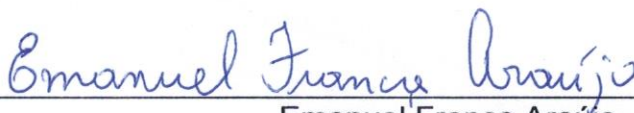
Orientadora



Prof. Dr. Marcos Vinícius Winckler Caldeira

Universidade Federal do Espírito Santo

Avaliador



Emanuel França Araújo

Universidade Federal do Espírito Santo

Avaliador

“A persistência é o caminho do êxito”
(Charles Chaplin)

AGRADECIMENTOS

A Deus, por sempre se fazer presente em minha vida, pelas oportunidades, saúde e força para superar as dificuldades.

Aos meus pais, Maria Eunice dos Santos Azevedo e Jorcelino Francisco de Azevedo, os primeiros e melhores professores que tive na vida, que me incentivaram sempre a lutar pelos meus objetivos! AMO VOCÊS!

Ao meu irmão, Mário Santos de Azevedo, por sempre me orientar em minhas decisões, me dando conselhos na vida profissional e pessoal.

Ao meu namorado Luis Filipe Cezario por todo incentivo e por sempre estar ao meu lado na vida acadêmica e pessoal, me dando força, coragem e me transmitindo sua tranquilidade.

A minha professora e orientadora Dr^a. Elzimar de Oliveira Gonçalves por todo o apoio, orientação e dedicação.

Aos meus amigos, pai e namorado pela ajuda ao montar meu experimento, na coleta de dados e histórias compartilhadas. Ao Emanuel Araújo, por toda a ajuda nas análises dos dados e orientações. A Caroline Tavares pela ajuda nas coletas dos dados da atividade fotossintética das mudas e interpretação dos dados. E aos que vivenciaram essa etapa da universidade comigo, meu muito obrigada pelas risadas, companheirismo, festas, rolês aleatórios e tantas outras vivências.

Ao Otávio e ao Paulo, funcionários do viveiro, pela dedicação, carinho e paciência em me ajudarem no que fosse preciso.

A FAPES, nº processo: 76440893/16 e TO 671/16, pelo financiamento dos equipamentos utilizados no experimento.

A Universidade Federal do Espírito Santo e aos docentes, por além de me fornecerem instrução técnica, transmitindo seus conhecimentos técnicos e científicos, me proporcionar uma nova maneira de ver o mundo e oportunidade de fazer grandes amigos.

Muito obrigada!

RESUMO

A baixa disponibilidade de fósforo (P) nos solos tropicais é uma das causas que mais limita o crescimento e a produção florestal, tornando necessário o fornecimento deste nutriente às árvores via adubação. O experimento foi instalado em DBC (Delineamento em Blocos Casualizados), com quatro repetições. Os tratamentos foram constituídos de seis doses de fósforo na forma de superfosfato simples (0, 15, 30, 60, 90, 120 kg ha de P_2O_5), aplicados nos berços com dimensão de 30 x 30 x 30 cm de forma que neste continha metade de sua dimensão preenchido com solo e foi misturado o adubo e depois realizado o plantio da muda. As mudas são provenientes de propagação vegetativa via miniestaquia. No plantio foram utilizadas mudas com 30 cm de altura em média e 7 mm de diâmetro médio do coleto. Cada bloco possui área de 54 m², formado por seis mudas em seis linhas do plantio. As avaliações foram feitas 100 dias após o plantio das mudas. As variáveis analisadas, diâmetro de colo, altura da parte aérea, teor de clorofila e atividade fotossintética não apresentaram resultados significativos à aplicação de P, recomendando assim novas análises das variáveis por um período maior que 100 dias, e ao término das adubações de cobertura, para concluir se a espécie necessita ou não de aplicação de P no momento do plantio.

Palavras-chave: Espécies Nativas. Peroba amarela. Nutrição florestal.

Sumário

LISTA DE TABELAS.....	viii
LISTA DE FIGURAS.....	ix
1 INTRODUÇÃO	1
1.1 Objetivo	3
1.1.1 Objetivo geral.....	3
1.1.2 Objetivo específico	3
2 REVISÃO DE LITERATURA	4
2.1 <i>Paratecoma peroba</i> (Record e Mell) Kuhl.	4
2.2 Aplicação de adubação nas plantas.....	6
2.3 Efeito do fósforo nas mudas	9
2.4 Adubação foliar no plantio	10
3 MATERIAL E MÉTODOS	12
3.1 Área de estudo	12
3.2 Histórico da área	12
3.3 Práticas antes do plantio	13
3.3.1 Amostragem do solo.....	13
3.3.2 Limpeza da área	13
3.3.3 Abertura dos berços	14
3.4 Tratamento e delineamento experimental	15
3.5 Plantio e gerenciamento do experimento	18
3.5.1 Caracterização das mudas	18
3.5.2 Plantio das mudas	19
3.5.3 Intercorrências no plantio.....	20
3.6 Avaliações.....	24
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	27
4.1 Análise dos parâmetros morfológicos	27
4.2 Análises da atividade fotossintética.....	30
5 CONCLUSÃO	32
6 CONSIDERAÇÕES FINAIS	32
7 REFERÊNCIAS.....	34
APÊNDICES.....	41
Apêndice A – Cálculos intermediários:.....	41

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Condição de crescimento da <i>P. peroba</i>	5
Tabela 2 - Concentração de macro e micronutrientes no adubo foliar Niphokan 10-08-08.	11
Tabela 3 - Precipitação e temperatura no local do experimento dos meses de julho a outubro de 2019.	12
Tabela 4 - Análise química do solo da área de estudo antes do plantio das mudas de <i>P. Peroba</i> (Record & Mell) Kuhlman.	13
Tabela 5 - Esquema da constituição do experimento em campo com as casualizações, o qual foi avaliado.	16
Tabela 6 - Quantidade de fósforo aplicada em gramas por berço no plantio de <i>P. peroba</i>	16
Tabela 7 - Mudas atacadas por formigas cortadeiras destacadas em amarelo.	22
Tabela 8 - Médias para os parâmetros morfológicos altura (H), diâmetro de colo (DC), teor de clorofila (CF) e sobrevivência (S) das mudas de <i>P. peroba</i> sob diferentes doses de superfosfato simples, aos 100 dias após o plantio.	27
Tabela 9 - Média para fotossíntese (A , $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), condutância estomática (g_s , $\text{mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), transpiração (E , $\text{mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), concentração interna de CO_2 (C_i , $\mu\text{mol CO}_2 \text{ mol}^{-1} \text{ ar}$) e eficiência intrínseca no uso da água CO_2 (A/g_s , $\mu\text{mol CO}_2 \text{ mol H}_2\text{O}^{-1}$) das mudas de <i>P. peroba</i> sob diferentes doses de superfosfato simples, aos 100 dias após o plantio. ...	30

LISTA DE FIGURAS

Figura 1- Distribuição geográfica da ocorrência natural de <i>P. peroba</i> no Brasil.....	4
Figura 2 - Folha, flor, fruto e semente da espécie.....	5
Figura 3 - Limpeza da área e marcação dos berços.	14
Figura 4 - Berços abertos e prontos para o plantio.	15
Figura 5 - Mudas plantadas.....	15
Figura 6 -Superfosfato simples aplicado no fundo dos berços.	17
Figura 7 - Aplicação da adubação de cobertura. O branco é o Nitrogênio e o vermelho é o Potássio.	18
Figura 8 - Ataque de formigas cortadeiras.	21
Figura 9 -Aplicação de iscas formicidas.	21
Figura 10: Deficiências nutricionais nas folhas das mudas.	21
Figura 11 - Mensuração da vazão do pulverizador.	23
Figura 12 - Pesagem e diluição do mix de micronutrientes.....	24
Figura 13 - Coleta de dados das seguintes variáveis: A: teor de clorofila, B: diâmetro do colo, C: altura.	25
Figura 15 - Crescimento médio em altura das mudas de <i>P. peroba</i> 100 dias após o plantio.....	29

1 INTRODUÇÃO

Paratecoma peroba (Record e Mell) Kuhlmann, conhecida popularmente por ipê-peroba, peroba e peroba-do-campo, é uma espécie da família Bignoniaceae, classificada como secundária inicial ou tardia, de ocorrência no Sul da Bahia, Minas Gerais, Espírito Santo e no Rio de Janeiro (LORENZI, 2009). É endêmica do Brasil, com ocorrência no bioma Mata Atlântica, principalmente na região sudeste (LOHMANN, 2015). Alcança entre 20-40 metros de altura, com tronco de 40-80 centímetros de diâmetro, sendo semidecídua ou perenifólia (LORENZI, 2009).

Sua madeira possui densidade de 0,73 g cm³, é moderadamente pesada, desta forma é muito usada para mobiliário de luxo, tacos, rodapés e, para construção naval em geral. É uma árvore elegante e muito ornamental, que pode ser utilizada no paisagismo (LORENZI, 2009).

A característica que mais valoriza a espécie é a madeira, e sua exploração é desordenada devido ao alto potencial que esta madeira possui por conta de sua densidade, e pela devastação do seu ambiente natural acarretou sua inclusão como espécie em risco de extinção no Livro Vermelho elaborado pelo Centro Nacional de Conservação da Flora no ano de 2012. Estima-se que haja na natureza em torno de 8.500 indivíduos adultos da espécie (CNCFLORA, 2012). Devido a esta exploração e a fragmentação florestal de diversas espécies florestais de valor econômico e ambiental, estas estão perdendo sua variabilidade genética (SATO et al., 2008). Por estas razões justifica-se o plantio de mudas de *P. peroba*.

O uso de mudas com qualidade irá influenciar o estabelecimento e crescimento das plantas após o plantio no campo (GULCU et al, 2010; SURYA e RAHMAN, 2011). Uma das técnicas usadas para produção de mudas com qualidade é a propagação vegetativa, também chamada de propagação assexuada, que junto com o melhoramento genético, e a adoção de técnicas silviculturais (preparo do solo, fertilização adequada, combate a pragas e doenças, etc.) resultam em ganhos consideráveis de produção (FERREIRA, 2004).

A propagação assexuada é uma técnica que utiliza alguma parte da planta, seja folha, gema, ramo ou raiz, para obter uma nova planta através de condições adequadas de enraizamento destes órgãos. Esta possui vantagens, como a produção antecipada devido a fase juvenil da planta ser menor, pode proporcionar um menor porte à planta, uniformidade genética facilitando o manejo da cultura,

porém esta uniformidade pode ser considerada uma desvantagem pois não haverá variabilidade genética, outra desvantagem também é a dificuldade de enraizamento de algumas espécies ou clones (FRONZA; HAMANN, 2015).

Dentro da propagação vegetativa existem várias técnicas utilizadas. As mais usuais comercialmente, com viabilidade técnica e econômica são, a propagação vegetativa por estaquia, enxertia ou por mergulhia. A técnica por estaquia consiste no enraizamento ramos, raízes, folhas das plantas, a enxertia é o processo de unir duas plantas ou partes da planta de forma que a união origine uma nova planta, e a mergulhia é um método em que um ramo da planta é posto a enraizar quando ainda faz parte da mesma, dela não sendo separado antes de se completar o seu enraizamento (PEIXOTO, 2017).

Para a obtenção e manutenção de uma boa produtividade, alguns critérios quanto ao plantio de devem ser seguidos, dos quais se destacam práticas de combate a formiga cortadeira, controle de mato competição, preparo de solo, adubação e irrigação (SIXEL e GOMEZ, 2008).

A técnica mais eficiente para acelerar o crescimento das mudas e obter uma alta produtividade de madeira é a adubação. Há a necessidade de adubação devido aos solos nem sempre serem capazes de fornecer todos os nutrientes que as plantas precisam para seu desenvolvimento. Isto ocorre devido às diversas rotações de exploração de culturas agrícolas ou florestais que promovem uma contínua exportação de nutrientes, tornando os solos intemperizados e de baixa fertilidade (SILVA, 2005).

A quantidade de adubo a ser utilizado, a época de aplicação, a definição do tipo de formulação do fertilizante mais adequado está relacionada com a produtividade esperada, com o fator de sustentabilidade, que evita o empobrecimento da terra, e com a fertilidade natural do solo de cada local (REETZ, 2017).

Em termos nutricionais, o que mais limita o crescimento e a produção florestal é a baixa disponibilidade de P nos solos tropicais (ROCHA et al., 2005). No Brasil, com a baixa fertilidade dos solos, principalmente de P, está se tornando comum a produção de mudas florestais em recipientes cujos substratos são compostos de solos ou subsolos ricos em nutrientes (BARROS e NOVAIS, 1990). Silveira et al. (2004) ainda reforça que o P é o nutriente em maior deficiência em várias regiões do Brasil.

O déficit de P diminuirá a emissão e o crescimento das folhas, e com uma menor área foliar terá menos assimilação de luz solar, e consequentemente menos carboidratos, afetando assim as raízes nodais que irá diminuir a absorção de P pela planta (YAMADA, 2001), tornando necessário o fornecimento deste nutriente às árvores via adubação.

Com base na literatura, a hipótese deste trabalho é que maiores doses de P aumentam a sobrevivência, crescimento e atividade fotossintética das mudas de *P. peroba*.

1.1 Objetivo

1.1.1 Objetivo geral

Avaliar o efeito das doses de fósforo no crescimento inicial de mudas de *P. peroba* propagadas por miniestaquia.

1.1.2 Objetivo específico

- Avaliar a sobrevivência da *P. peroba*;
- Avaliar o crescimento em diâmetro e altura das plantas de *P. peroba*;
- Definir a melhor dose de adubação para o crescimento das plantas de *P. peroba*.
- Avaliar o efeito do P na atividade fotossintética das mudas de *P. peroba*.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 *Paratecoma peroba* (Record e Mell) Kuhlmann.

É uma espécie da família Bignoniaceae, classificada como secundária inicial ou tardia, de ocorrência no Sul da Bahia, Minas Gerais e Espírito Santo (vale do rio Doce) e, norte do estado do Rio de Janeiro (Figura 1) (LORENZI, 2009). Conhecida popularmente por ipê peroba, peroba, peroba amarela, peroba manchada, peroba tremida (LOHMANN, 2012).

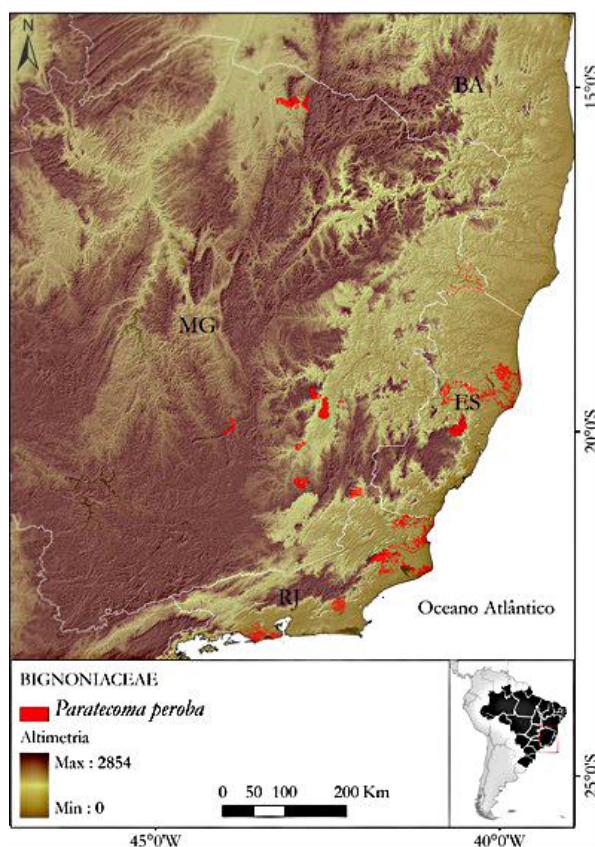


Figura 1- Distribuição geográfica da ocorrência natural de *P. peroba* no Brasil.
Fonte: CNCFLORA, 2012.

A espécie possui tronco entre 40-80 centímetros de diâmetro, atingindo altura de 20 a 40 metros, é semidecídua, ou seja, queda parcial das folhas durante o ano (LORENZI, 2009). Ocorre principalmente na região sudeste, no bioma Mata Atlântica, é uma espécie endêmica do Brasil (LOHMANN, 2015).

Segundo Coimbra (1951), durante a fase jovem, a *P. peroba* é intolerante à luz solar, requerendo sombra para um desenvolvimento satisfatório, devendo, ser plantada no interior de um bosque. Decorridos um ano as plantas em diferentes condições de iluminação apresentaram os seguintes resultados (Tabela 1).

Tabela 1 - Condição de crescimento da *P. peroba*.

Condições de iluminação	Altura (cm)	Diâmetro (mm)
Exposição completa	50	15
Sol matutino	80	20
Sombra	110	25

Fonte: Da Mata (2011).

Suas folhas possuem um tamanho de 7-10 cm de comprimento, é composta por 5 folíolos dispostos na extremidade da haste de sustentação de onde saem de um mesmo ponto. Os folíolos medem de 10-20 cm de comprimento por 3-7 cm de largura, são de forma elíptica. As flores são reunidas em cachos, tabulares e coberta de pelos, de coloração branca, possui dois estames salientes e uma largura de 2,5 cm. O fruto possui um comprimento 14-32 cm e uma largura de 16-28mm, do tipo cápsula bivalvar escavado na parte ventral, sua casca é revestida de manchas claras, constituindo diversas sementes. A semente é achatada, envolta por uma membrana translúcida e seca o que facilita sua dispersão pelo vento, possui um comprimento aproximadamente 2 cm (LOHMANN, 2010) (Figura 2).



Figura 2 - Folha, flor, fruto e semente da espécie.

Fonte: <https://www.arvores.brasil.nom.br/new/perobadocampo/index.htm>

Nos meses de setembro a outubro acontece sua frutificação, e o recomendado para produção de mudas é a coleta das sementes assim que os frutos abrem naturalmente, e logo depois coloca-las para germinarem em um recipiente adequado. Na fase de viveiro seu crescimento é relativamente lento, podendo levar de 6 a 8 meses para a produção das mudas (LORENZI, 2009).

P. peroba possui distribuição descontínua, podendo ocorrer grandes povoamentos em algumas áreas e faltando completamente em outros. Sua madeira é moderadamente pesada, dura, medianamente resistente, possuindo uma densidade de $0,73 \text{ g cm}^{-3}$, com superfície lustrosa, e de boa durabilidade quando em condições favoráveis ao apodrecimento. Deste modo é muito utilizada em mobiliário de luxo, revestimentos decorativos, tacos, tábuas para assoalhos, rodapés e, para construção naval em geral. Pode ser utilizada no paisagismo por ser uma árvore ornamental e elegante (LORENZI, 2009).

Entretanto, é uma espécie que foi muito explorada no passado e, por isso, atualmente está na “Lista Vermelha”, como espécie com risco de extinção, esta lista elaborada pelo Centro Nacional de Conservação da Flora, estando ainda descrita como praticamente extinta no Estado do Rio de Janeiro (CNCFLORA, 2012).

2.2 Aplicação de adubação nas plantas

Os nutrientes disponibilizados pelos adubos são essenciais para o desenvolvimento de diversas atividades bioquímicas dentro da planta, por isso se faz necessário a nutrição da mesma, pois sem eles as plantas são formadas com má qualidade ou não completam seu ciclo e morrem (CAMARGO, 2012). Porém, a aplicação de doses excessivas ou insuficientes de adubos, podem acarretar efeitos negativos ao crescimento das plantas, levando a queda de sua produtividade (MALAVOLTA et al., 1989).

Desta forma as doses de nutrientes a serem aplicados devem seguir o princípio da Lei do Mínimo, em que esta afirma que a produtividade da planta é proporcional à quantidade disponível do nutriente mais limitante, e, se essa deficiência for corrigida, a produtividade irá aumentar até o ponto do próximo nutriente mais limitante no solo (LOPES, 1998).

O nitrogênio é absorvido na forma de amônio ou nitrato pelas raízes e grande parte dele é utilizado para fabricação das proteínas e ácidos nucleicos. Sem ele as

plantas não poderiam realizar a fotossíntese e a respiração. O nitrogênio estimula o crescimento das folhas, caules e brotos, atuando na parte verde da planta (CARVALHO, 2005). A sua falta ocasiona nas folhas mais velhas amarelecimento e a planta perde a cor verde devido à falta de clorofila (PRADO, 2012).

O P quando adicionado ao solo, favorece a floração, formação e maturação de sementes e frutos, além de auxiliar no enraizamento do vegetal (PEREIRA, 2009). Quando há um déficit a planta apresenta crescimento debilitado, uma coloração anormal de verde escurecido e um baixo florescimento (PRADO, 2012).

O potássio ativa as enzimas, agindo também na fotossíntese. Atua fortalecendo os tecidos vegetais, tornando as plantas mais resistentes a pragas e doenças. Melhora sua respiração e controle de perda de água (PEREIRA, 2009). Sua supressão promove clorose marginal e necrose nas folhas, inicialmente nas mais velhas (PRADO, 2012).

Na adubação de base são aplicados 100% do P e de 20 a 40% de N e K. (WILCKEN, 2008). A adubação de cobertura é feita ao redor das mudas, preferencialmente, em dias não chuvosos. Porém a quantidade de adubo a ser aplicado no solo deve ser cuidadosa, pois o P se torna facilmente indisponível para as plantas e o N e K são facilmente lixiviados (BELLÓTE; NEVES, 2001). Podendo ser aplicadas 30 a 40% na 1ª cobertura e 60 a 70% na 2ª cobertura de N e K, recomendado de acordo com a análise do solo (WILCKEN, 2008).

As chuvas da região que irão definir as quantidades e as divisões das doses da adubação de cobertura, em que quanto mais chuvas, menor e, mais dividida deverão ser as doses. Assim na adubação de cobertura é feita a primeira aplicação aos três meses após o plantio e a segunda seis meses após o plantio (WILCKEN, 2008)

Os micronutrientes que as plantas em sua maioria exigem são o zinco e o boro, e como estudos sobre as quantidades das doses são escassos, muitos estudos se baseiam nas doses aplicadas para o gênero *Eucalyptus* (OLIVEIRA et al, 1997). A aplicação destes micronutrientes é feita juntamente com o NPK, através de formulações de fertilizantes que tenham 0,3% de B e 0,5% de Zn, ou aplicar 10g de “Fritas” por planta no plantio (GONÇALVES, 1995). Mas também podem ser realizadas as aplicações destes e outros micronutrientes via adubação foliar.

Uma das formas de aumentar a capacidade de absorção de nutrientes pelas plantas é a interação dos fungos micorrízicos com as espécies vegetais,

proporcionando vários benefícios, além de aumentar a capacidade de sobrevivência das plantas no solo por meio da expansão do sistema radicular, causada pela simbiose dos fungos micorrízicos com as raízes (MOREIRA & SIQUEIRA, 2006; CHAGAS JUNIOR et al., 2010; BRAHMAPRAKASH & SAHU, 2012). Sem auxílio destes fungos, os pelos radiculares dessas plantas não absorvem água ou nutrientes necessários para manter seu desenvolvimento.

As micorrizas podem ser ectomicorrizas, em que o fungo enrola-se à raiz, mas não penetram ou micorrizas arbusculares, no qual as hifas do fungo entram na raiz e penetram a parede celular das células radiculares formando estruturas arbusculares, dentro da parede celular, mas fora da membrana plasmática (SADAVA et al., 2009).

As associações ectomicorrizas possuem um alto grau de especificidade com o hospedeiro, sendo este mecanismo governado por uma interação genética entre o fungo e a planta hospedeira (BERTOLAZI et al., 2010). A formação de ectomicorrizas no campo depende de vários fatores do ambiente, tais como, disponibilidade de nutrientes, pH do solo, temperatura, disponibilidade de água, aeração, intensidade luminosa, fisiologia da planta hospedeira, interações com os microrganismos do solo, e a toxicidade de certos pesticidas (SANTOS, 2006).

Na simbiose micorrízica arbuscular (FMA) o fungo e a planta apresentam uma perfeita interação genética, morfológica e funcional em que o fungo coloniza o tecido cortical de raízes, formando estruturas intracelulares típicas denominadas de arbúsculos e posteriormente desenvolve o micélio extra radicular que é capaz de adquirir nutrientes do solo com eficiência (SMITH & READ, 2008; MOREIRA & SIQUEIRA, 2006). Os nutrientes são transferidos para as raízes micorrizadas em troca de açúcares através de transportadores de membrana específicos (SMITH & READ, 2008).

As hifas dos fungos micorrízicos são, em geral, muito mais eficientes na aquisição e no transporte de P do solo até as raízes do que o sistema radicular das plantas (SMITH & READ, 2008), principalmente, em condições de baixa disponibilidade que é o caso dos solos brasileiros (BERBARA et al., 2006). Segundo SUGAI et al. (2011), os microrganismos simbióticos, tais como os FMA, são importantes na manutenção dos sistemas florestais, podendo auxiliar na absorção dos nutrientes do solo e influenciar diretamente no crescimento das plantas. Além de aumentar o vigor e a capacidade de sobrevivência das plantas, pelo aumento na

absorção de nutrientes, as micorrizas podem aumentar a tolerância aos patógenos radiculares e reduzir o nível de aplicação de fertilizantes após o transplante (NOGALES et al., 2009).

2.3 Efeito do fósforo nas mudas

O fósforo é o macronutriente mais usado na adubação no Brasil, uma vez que os solos brasileiros são altamente deficientes deste nutriente, e também pelo fato de que este sofre uma forte fixação devido sua interação com o solo (RAIJ, 1991). Em solos tropicais ácidos, ricos em ferro e alumínio, ocorre a adsorção do fósforo, por esta razão que as plantas desfrutam de, não mais que 10% deste nutriente. No entanto, é um dos macronutrientes que é exigido em menor quantidade pelas plantas (MALAVOLTA, 1989). A disponibilidade de P no solo é influenciada pelo pH, em que à medida que ele aumenta, a planta absorve mais fósforo, devido a maior quantidade de P na solução do solo, resultante do aumento da repulsão de cargas negativas (RAIJ, 2001; ZOZ et al, 2009).

O P é encontrado no solo em três formas, P em solução, lábil e não lábil. O que está em solução é rapidamente assimilado pela planta, podendo ser extraído com água ou soluções diluídas de cloreto de cálcio, porém se comparado com os teores de fósforo no solo, o que está presente na solução é muito baixo (NOVAIS *et al*, 2007). O lábil é o P que está retido no solo, entretanto está em equilíbrio com o P da solução. E o não-lábil é o que está retido no solo, mas sem equilíbrio, a curto prazo, com o P da solução (SCHUMACHER et al, 2004).

Aproximadamente 90% de P é adsorvido assim que aplicado no solo, constituindo o P lábil. O não-lábil está em maior proporção no solo, que se fixa por meio de compostos insolúveis, e não fica em equilíbrio com o P que está em solução (COSTA, 2008).

Este macronutriente é absorvido pelas raízes como H_2PO_4^- , sendo detectado no xilema em maior proporção nesta forma. Estimula o crescimento das raízes, garantido um melhor desenvolvimento inicial das mudas, e participa dos compostos ricos de energia, como o ATP (MALAVOLTA, 1985), e também na liberação de glicose, respiração e fotossíntese (MARSCHNER, 1995).

É um nutriente móvel na planta, desta forma transloca das partes mais velhas para as mais novas, assim as partes mais velhas irão apresentar sintomas de deficiência como arroxamento das folhas (EPSTEIN; BLOOM, 2004). Quando há um déficit deste macronutriente as folhas apresentam cor amarelada com manchas, e pouco brilho (GOMES et al, 2004).

A supressão do P para as plantas pode levar a redução da respiração, das taxas fotossintéticas, reduzindo também a síntese de ácidos nucléicos e proteínas. Assim o desenvolvimento das células é prejudicado, ocasionando em folhas com atraso de emergência, plantas menores, redução de brotos e em raízes secundárias (GRANT et al, 2001).

2.4 Adubação foliar no plantio

Fatores como a textura e a densidade do solo influenciam diretamente a disponibilidade e absorção dos nutrientes, pois estes necessitam de diversas reações para se tornarem disponíveis no solo e serem absorvidos pelas raízes das plantas. Por estas razões a complementação através da adubação foliar é essencial, principalmente em períodos de maior demanda da planta (STAUT, 2006).

Para repor ou suprir as deficiências de macro e micronutrientes das plantas, a adubação foliar é uma opção, porém esta não substitui a adubação de base no solo. Os nutrientes são aplicados diretamente nas folhas das plantas na forma solúvel com equipamentos específicos (MARIANO, 2011). Os nutrientes precisam entrar nas células das plantas para serem absorvidos e exercer suas funções. Para isso algumas etapas devem ser seguidas como, a cutícula/epiderme, e as membranas, respectivamente. Englobando assim as duas fases, a fase passiva que é a de penetração cuticular e a segunda fase que corresponde a absorção celular (TAIZ, 2013). A absorção dos nutrientes que são aplicados, é feita pelos estômatos e cutícula das folhas.

A água presente na planta sai por evapotranspiração através dos estômatos, e ao mesmo tempo as raízes absorvem mais água do solo. A solução nutritiva que está ao redor da folha é absorvida para dentro de suas células por uma pressão negativa que ocorre quando os estômatos estão abertos, promovendo um equilíbrio dentro da planta (SALISBURY, 2012).

Já a absorção das soluções nutritivas pela cutícula se dá por microcanais e rupturas. Que irá penetrar no apoplasto, passar pelo plasmalema e por fim chegar ao simplasto, região onde a solução com nutrientes será transportada para outras células ou órgãos (SALISBURY, 2012).

Diversos são os fatores que irão influenciar na absorção destes nutrientes, dentre eles destaca-se a temperatura, que o ideal está na faixa de 21°C. A alta umidade do ar, que promove uma melhor distribuição da solução e uma maior absorção. A luz solar, que para a aplicação foliar é indicado que se faça nas horas mais frescas do dia e as folhas não devem estar murchas ou turgidas (MARIANO, 2011).

Segundo Sousa (2013), em experimento com *Eucalyptus grandis* aplicando adubo foliar comercial Niphokan 10-08-08 com concentrações expressas na tabela 2 juntamente com adubação de base, este adubo foliar influenciou significativamente o crescimento das plantas tanto em altura quanto em diâmetro do coleto. E mesmo sem aplicação de base, as plantas responderam positivamente à adubação foliar.

Tabela 2 - Concentração de macro e micronutrientes no adubo foliar Niphokan 10-08-08.

Nutrientes	Quantidade por litro
Nitrogênio	135 g L ⁻¹
Fósforo	108 g L ⁻¹
Potássio	108 g L ⁻¹
Cálcio	13,50 g L ⁻¹
Magnésio	6,75 g L ⁻¹
Boro	6,75 g L ⁻¹
Cobre	2,70 g L ⁻¹
Manganês	6,75 g L ⁻¹
Zinco	13,50 g L ⁻¹

Fonte: Souza (2013).

Os micronutrientes são essenciais para as plantas, mesmo que em quantidades pequenas. Para que a planta complete seu ciclo vegetativo estes nutrientes não podem estar em déficit ou excesso, pois eles são importantes na ativação de algumas enzimas (ARAÚJO, 2013). A aplicação destes nutrientes irá depender das deficiências que as plantas apresentam, sendo muitas vezes

observadas pelos sintomas que aparecem nas folhas, pois são nutrientes pouco móveis.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Área de estudo

O experimento foi conduzido na área experimental do Departamento de Ciências Florestais e da Madeira em Jerônimo Monteiro- ES, a 20° 47' S e de 41° 23' W e uma altitude de 120 m, pertencente ao Centro de Ciências Agrárias e Engenharias da Universidade Federal do Espírito Santo (DCFM-CCAE-UFES).

De acordo com a classificação Köppen, a região se caracteriza por apresentar inverno seco e frio e, verão chuvoso com temperaturas média de 23,1 °C e precipitação média anual de 1341 mm, desta forma, o clima é classificado como Cwa (LIMA et al., 2008).

Durante o experimento a precipitação acumulada e temperatura, próxima ao local do experimento expressa na tabela 3 (INMET, 2019).

Tabela 3 - Precipitação e temperatura no local do experimento dos meses de julho a outubro de 2019.

Meses/2019	Precipitação (mm)	Temperatura (°C)
Jul	1,0	21,5
Ago	26,0	22,0
Set	32,0	24,8
Out	4,0	26,9

Fonte: <http://www.inmet.gov.br> (2019).

3.2 Histórico da área

No local do experimento não havia nenhuma cultura implantada desde o ano de 2010, estando presente plantas espontâneas. Sempre que necessário o local é roçado e em seguida faz-se capinas químicas com herbicida a base de glifosato. Em junho de 2019 foi feita a roçada e posteriormente a capina manual com enxada em faixas na área. A área total do experimento juntamente com a borda corresponde a 312 m² (12m x 26m).

3.3 Práticas antes do plantio

3.3.1 Amostragem do solo

Na área definida foi retirada uma amostra composta de solo, obtida a partir de 8 amostras simples de solo coletada de forma aleatória na camada de 0-20 cm. A amostra composta continha 1 kg de solo, e foi encaminhada ao laboratório para realização de análises químicas. O resultado da análise de fertilidade de acordo com referências metodológicas do manual de recomendação de calagem e de adubação do estado do Espírito Santo (2018), estão organizados na Tabela 4. O solo no local do experimento foi classificado como Argissolo Vermelho-Amarelo Eutrófico típico EMBRAPA (2011).

Tabela 4 - Análise química do solo da área de estudo antes do plantio das mudas de *P. Peroba* (Record & Mell) Kuhlmann.

pH	K ⁺	Na ²⁺	P	V	Ca ²⁺	Mg ²⁺	Al ³⁺	H+Al	(T)
(H ₂ O)	mg dm ³ ;			(%)	(cmol _c dm ³)				
5,7	104	5,0	3,0	49	2,0	0,5	0,0	5,0	2,9

pH em água, relação 1:2,5.

K⁺ e Na - Extração: HCl 0,05 mol/L + H₂SO₄ 0,0125 mol/L

Ca²⁺, Mg²⁺ e Al³⁺ - Extração: KCl 1mol/L

H+Al - Solução Tampão SMP

(T) – Capacidade de troca catiônica (pH 7,0)

V – Saturação por base.

Fonte: O autor (2019)

3.3.2 Limpeza da área

Primeiramente foi feito a roçada na área do experimento com a utilização de roçadeira. Em seguida, realizou-se a capina manual com enxada com intuito de fazer a limpeza da área (Figura 5) apenas nas linhas de abertura dos berços para eliminação seletiva de espécies competidoras, visto que, o sistema de plantio adotado foi o Sistema de Cultivo Mínimo. As linhas de abertura dos berços foram dimensionadas a partir de um esquadrejamento da área, e em seguida marcadas com uma estaca, em que de uma linha de plantio para outra tivesse 1,0 m. Os berços foram marcados com uma estaca de 1 m, que foi colocado no chão entre um berço e outro para delimitação correta da distância.



Figura 3 - Limpeza da área e marcação dos berços.
Fonte: O autor (2019).

3.3.3 Abertura dos berços

Os berços foram abertos manualmente com auxílio de enxada e cavadeira, em um espaçamento 1,5 m x 1,0 m e dimensões de 30 x 30 x 30 cm (Figura 4), para esta dimensão foi feito um gabarito em forma de cruz que era colocado no berço a medida que era aberto para aferição do tamanho correto. O plantio foi realizado logo após a abertura dos berços, afim de evitar que o solo exposto ressecasse (Figura 5).



Figura 4 - Berços abertos e prontos para o plantio.
Fonte: O autor (2019).



Figura 5 - Mudas plantadas.
Fonte: O autor (2019).

3.4 Tratamento e delineamento experimental

O experimento foi instalado em DBC (Delineamento em Blocos Casualizados), com quatro repetições e 36 (trinta e seis) mudas por bloco, como representado na Tabela 5. Os tratamentos foram constituídos de seis doses de fósforo utilizando a fonte superfosfato simples (SS) com 17% de P_2O_5 (Tabela 6), aplicados nos berços, de forma que nos berços continham metade de sua dimensão preenchido com solo e foi misturado o adubo, e logo após realizado o plantio das mudas (Figura 6).

Tabela 5 - Esquema da constituição do experimento em campo com as casualizações, o qual foi avaliado.

Borda		x	x	x	x	x	x	x	x
Bloco 02	T6	x	x	x	x	x	x	x	x
	T3	x	x	x	x	x	x	x	x
	T1	x	x	x	x	x	x	x	x
	T5	x	x	x	x	x	x	x	x
	T4	x	x	x	x	x	x	x	x
	T2	x	x	x	x	x	x	x	x
Bloco 04	T1	x	x	x	x	x	x	x	x
	T5	x	x	x	x	x	x	x	x
	T6	x	x	x	x	x	x	x	x
	T2	x	x	x	x	x	x	x	x
	T3	x	x	x	x	x	x	x	x
	T4	x	x	x	x	x	x	x	x
Bloco 03	T5	x	x	x	x	x	x	x	x
	T2	x	x	x	x	x	x	x	x
	T3	x	x	x	x	x	x	x	x
	T4	x	x	x	x	x	x	x	x
	T1	x	x	x	x	x	x	x	x
	T6	x	x	x	x	x	x	x	x
Bloco 01	T5	x	x	x	x	x	x	x	x
	T4	x	x	x	x	x	x	x	x
	T1	x	x	x	x	x	x	x	x
	T3	x	x	x	x	x	x	x	x
	T6	x	x	x	x	x	x	x	x
	T2	x	x	x	x	x	x	x	x
Borda		x	x	x	x	x	x	x	x

Fonte: O autor (2019).

Tabela 6 - Quantidade de fósforo aplicada em gramas por berço no plantio de *P. peroba*.

Tratamento	Doses de P (P_2O_5) (g berço ⁻¹)	Doses de P (S.S.) (g berço ⁻¹)
T1	0	0
T2	15	88,24
T3	30	176,47
T4	60	352,94
T5	90	529,41
T6	120	705,88

Fonte: O autor (2019).

Todos os tratamentos receberam adubação de 60 kg ha^{-1} de K_2O na forma de cloreto de potássio (KCl) e 120 kg ha^{-1} de N na forma de sulfato de amônio (S.A), ambos de forma parcelada aplicados em cobertura na coroa da muda (Figura 7), sendo, 25% aplicado com 30 dias após o plantio, 34% 90 dias após a primeira cobertura e, 41% será aplicado 240 dias após a segunda cobertura. Na primeira cobertura foi aplicado em cada muda 142,86 g de S.A e 15 g de KCl, na segunda aplicado 194,29 g de S.A e 20,40 g de KCl e na terceira será aplicado 234,29 g de S.A e 24,60 g de KCl.



Figura 6 -Superfosfato simples aplicado no fundo dos berços.
Fonte: O autor (2019).



Figura 7 - Aplicação da adubação de cobertura. O branco é o Nitrogênio e o vermelho é o Potássio.
Fonte: O autor (2019).

3.5 Plantio e gerenciamento do experimento

3.5.1 Caracterização das mudas

As mudas foram produzidas pela técnica de propagação vegetativa via miniestaquia, em que as miniestacas foram coletadas do minijardim que foi formado a partir de mudas propagadas por sementes coletadas em árvores matrizes em áreas naturais no Município de Linhares-ES, 19° 23' S e 40° 04' W e uma altitude de 43 m. Estas foram inicialmente semeadas em tubetes de polietileno com capacidade de 280 cm³ contendo substrato comercial Biomix a base de casca de pinus moída e compostada, pó de coco e aditivos minerais e adicionados 8,0 kg m⁻³, de fertilizantes de liberação controlada (FLC) Basacote Mini 6M, com formulação de 13-6-16.

Depois de 120 dias após a semeadura as mudas foram transplantadas em vasos de polietileno de 3,8 L preenchidos com substrato comercial acrescidos 8,0 kg m⁻³, do FLC. Trinta dias após o transplante, o minijardim estava com um total de 150 minicepas.

As miniestacas foram coletadas de manhã e levadas ao laboratório de propagação e qualidade de mudas do viveiro para o preparo das miniestacas. Estas tinham tamanho de 10 cm e foi mantida a gema apical e folhas com 100% da área

foliar. Posteriormente estaqueadas em tubetes de 180 cm³ e em seguida foram colocadas em bandejas e mantidas em casa de vegetação por 60 dias sob nebulização intermitente em que era acionada quando a temperatura do ar no interior da casa de vegetação ultrapassava 30°C ou quando a umidade relativa do ar fosse inferior a 80%.

Após as análises feitas, que foram porcentagem de sobrevivência, enraizamento, calos, número de brotações, número de raízes, comprimento do sistema radicular, área superficial da raiz, volume radicular, massa da matéria seca da parte aérea e matéria seca da raiz, as mudas foram levadas para casa de sombra e ali permaneceram por 45 dias para aclimação, e posteriormente foram levadas para rustificação à pleno sol onde ficaram por 15 dias, totalizando 120 dias de experimento. O experimento teve início em outubro de 2018 e término em janeiro de 2019, desta forma as mudas permaneceram na área de rustificação de janeiro a julho de 2019, onde se iniciou um novo estudo descrito no presente trabalho. As mudas foram irrigadas todos os dias, mas não era realizado adubação, e quando foram transplantadas no solo apresentavam deficiências nutricionais nas folhas como é representado na Figura 10, e possuíam em média uma altura de 30 cm e um teor de clorofila de 19,98.

3.5.2 Plantio das mudas

O plantio das mudas foram escolhidas de forma aleatória e plantadas no local do experimento. Cada bloco possuía uma área de 54 m², formado por seis mudas em seis linhas do plantio, dando um total de 36 mudas. Para evitar efeito de borda, foi instalado uma borda simples em torno do experimento, totalizando 64 mudas seguindo o mesmo espaçamento, porém com dose e fonte de adubação diferente das testadas no experimento, que foram 13,5 g de Basacote Plus 9M com formulação 16-08-12 em cada berço.

Após o plantio foi adicionado cobertura morta com folhas secas na coroa das mudas para evitar perda de umidade do solo. Foram feitas irrigações todos os dias, adicionando 1 L de água por muda utilizando um béquero de 1 L, sempre depois das 16 h, horário que já havia sombreamento por completo no experimento, até o pegamento completo das mesmas. Decorrido um mês, a irrigação foi feita diretamente com auxílio de uma mangueira, irrigando 10 s em média em cada muda,

mantendo assim a mesma quantidade de 1 L de água. E em dias de chuva não era realizada a irrigação. O experimento foi enumerado conforme a tabela 6, para a coleta dos dados e uma posterior comparação e análise dos mesmos.

3.5.3 Intercorrências no plantio

Trinta e oito dias após o plantio (19/08/19), o experimento foi atacado por formigas cortadeiras (Figura 8), total de 40 mudas, destacadas em amarelo na Tabela 7. No mesmo dia foi colocado isca formicida granulada para o combate das mesmas. Foi utilizada uma isca comercial, Grão Verde de 50g, depositada fora da embalagem perto do olheiro e dentro da embalagem perto do carreiro (Figura 9). No outro dia (20/08/19) as iscas do olheiro já não estavam mais presentes, admitiu-se então que as formigas tinham na carregado. O ataque das formigas às mudas foi cessado nos dias subsequentes ao combate, porém o monitoramento foi realizado todos os dias. Decorrido um mês do ataque das formigas, 80% das mudas atacadas rebrotaram e continuaram seu desenvolvimento, e algumas foi possível medir clorofila.

Foi realizado adubação foliar de micronutrientes em todos os tratamentos, com intuito de cessar algumas deficiências observadas nas folhas novas das mudas (Figura 10), esta adubação foi efetuada no dia 29/08/19, quarenta e oito dias após o plantio.



Figura 8 - Ataque de formigas cortadeiras.
Fonte: O autor (2019).

Figura 9 -Aplicação de iscas formicidas.
Fonte: O autor (2019).



Figura 10: Deficiências nutricionais nas folhas das mudas.
Fonte: O autor (2019).

Tabela 7 - Mudas atacadas por formigas cortadeiras destacadas em amarelo.

Borda		x	x	x	x	x	x	x	x
Bloco 02	T6	x	1	2	3	4	5	6	x
	T3	x	7	8	9	10	11	12	x
	T1	x	13	14	15	16	17	18	x
	T5	x	19	20	21	22	23	24	x
	T4	x	25	26	27	28	29	30	x
	T2	x	31	32	33	34	35	36	x
Bloco 04	T1	x	37	38	39	40	41	42	x
	T5	x	43	44	45	46	47	48	x
	T6	x	49	50	51	52	53	54	x
	T2	x	55	56	57	58	59	60	x
	T3	x	61	62	63	64	65	66	x
	T4	x	67	68	69	70	71	72	x
Bloco 03	T5	x	73	74	75	76	77	78	x
	T2	x	79	80	81	82	83	84	x
	T3	x	85	86	87	88	89	90	x
	T4	x	91	92	93	94	95	96	x
	T1	x	97	98	99	100	101	102	x
	T6	x	103	104	105	106	107	108	x
Bloco 01	T5	x	109	110	111	112	113	114	x
	T4	x	115	116	117	118	119	120	x
	T1	x	121	122	123	124	125	126	x
	T3	x	127	128	129	130	131	132	x
	T6	x	133	134	135	136	137	138	x
	T2	x	139	140	141	142	143	144	x
Borda		x	x	x	x	x	x	x	x

Fonte: O autor (2019).

Foi utilizado na aplicação um mix de micronutrientes que continha em sua composição, B - 1,82%, Cu - 1,82%, Fe – 7,26%, Mn – 1,82%, Mo – 0,36%, Ni – 0,335%, Zn – 0,73%. A recomendação do fabricante era utilizar 25 g deste mix para cada 1000 L de água, porém no experimento foi feita uma adaptação, utilizando 20 g a cada 1000 L de água, para evitar uma superdosagem, que poderia prejudicar o desenvolvimento das mudas, visto não ter recomendação específica de micronutrientes para a espécie.

A aplicação dos micronutrientes foi realizada com pulverizador borrifador manual costal de 5 L, que continha bico regulável, e este foi regulado para que a solução saísse bem distribuída como aspersor. Na área total do experimento foi

utilizado 6 L de solução, e nesta foi diluído 0,12 g do mix de micronutrientes, aplicando em média 37 ml por planta.

Para o cálculo da quantidade média aplicada por planta, foi mensurado em um béquer a vazão do bico do pulverizador em 8 s, tempo suficiente para molhar por completo todas as folhas e caule da muda (Figura 11), realizando 3 repetições, obtendo assim em média por planta de 37 ml. A aplicação no experimento foi baseada nestes 8 s, cada muda era pulverizada a solução por 8 s.



Figura 11 - Mensuração da vazão do pulverizador.
Fonte: O autor (2019).

Para chegar à conclusão de que 8 s eram suficientes para molhar a muda por completo, foi realizado teste com o pulverizador uns dias antes da aplicação da solução nutritiva, em que no mesmo foi depositado apenas água e feito 10 repetições em 10 mudas e contabilizado o tempo, obtendo assim média de 8 s.

Os 6 L foram calculados de forma que, se em uma muda foi gasto 37 ml, em 144 mudas seriam necessários 5.328 ml de água, ou seja, 5,328 L, e este foi arredondado para 6 L pois poderia haver perdas.

A quantidade de mix a ser aplicada foi definida a partir do pressuposto que, se em 1000 L de água eram utilizados 20 g do mix, em 6 L seria necessário 0,12 g do mix (Figura 12).

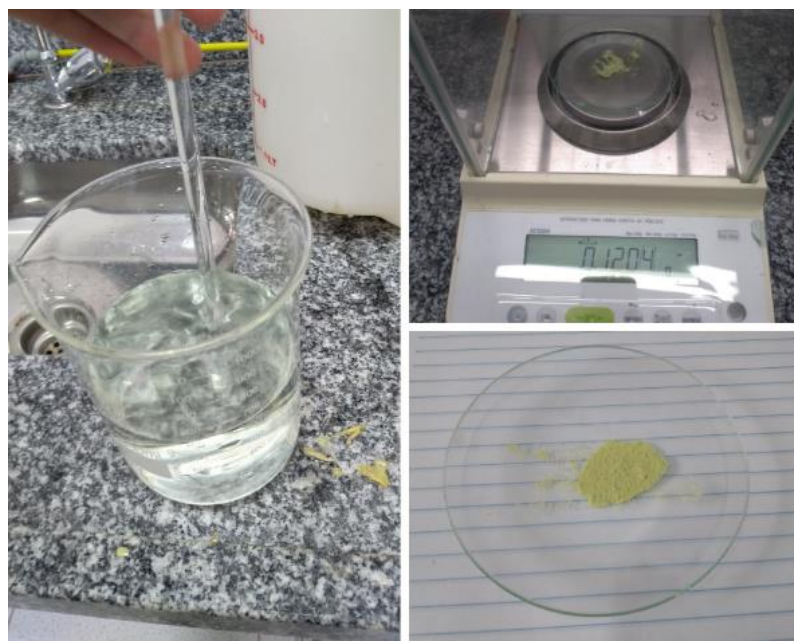


Figura 12 - Pesagem e diluição do mix de micronutrientes.
Fonte: O autor (2019).

3.6 Avaliações

As avaliações foram feitas antes do plantio, mensalmente, e aos três meses. A coleta de dados antes do plantio foi conduzida por meio de uma amostragem de 50 mudas aleatórias. As análises mensais foram realizadas a cada 30 dias em todas as mudas do experimento, exceto as mudas de borda. As variáveis avaliadas foram:

Teor de clorofila das folhas (TC): a leitura dos teores de clorofila foi realizada na parte central do maior folíolo da terceira folha contando do ápice para a base, coletando uma amostra de dois folíolos de duas folhas diferentes, uma oposta a outra, feita por meio de medidor portátil de clorofila SPAD-502 (Figura 13a).

Diâmetro de colo (DC mm): medido com auxílio de um paquímetro digital no nível do substrato (Figura 13b).

Altura da parte aérea (H): determinada a partir do colo da muda até a base da gema apical, com auxílio de uma régua graduada em milímetros (Figura 13c).

Sobrevivência (S): contagem de plântulas vivas a partir da emissão do primeiro par de folhas;

Atividade fotossintética: Para as análises de trocas gasosas foi utilizado um analisador de gás por infravermelho portátil (IRGA, Li-Cor, modelo LI-6400, Nebraska, EUA). As leituras pontuais da taxa de fotossíntese (A), condutância

estomática (g_s), concentração interna de CO_2 (C_i) e a taxa de transpiração (E) foram realizadas nos dias 14 e 18 de outubro, noventa e dois, e noventa e seis dias após o plantio respectivamente, iniciando sempre as 07:30 horas. O intuito de realizar nestes dias era que o experimento tivesse com 90 dias após o plantio das mudas e para coleta destes dados com o equipamento utilizado, o dia deveria estar com céu limpo sem nuvens e ser realizado até as 10:00 horas da manhã. As análises foram realizadas em um dos folíolos na parte externa do terço superior da planta, repetindo as mesmas análises em 3 plantas por tratamento, sob irradiância de $600 \mu\text{mol}$ de fótons $\text{m}^2 \text{s}^{-1}$ e fluxo de $400 \mu\text{mol}$ de CO_2 .

Foram feitas avaliações de altura, teor de clorofila, diâmetro no coleto e, número de brotações antes do plantio. Mensalmente foram coletados as variáveis de altura, diâmetro no coleto, teor de clorofila e sobrevivência. E aos três meses foi analisado altura, diâmetro no colo, teor de clorofila, sobrevivência das mudas, teor nutricional e IRGA.

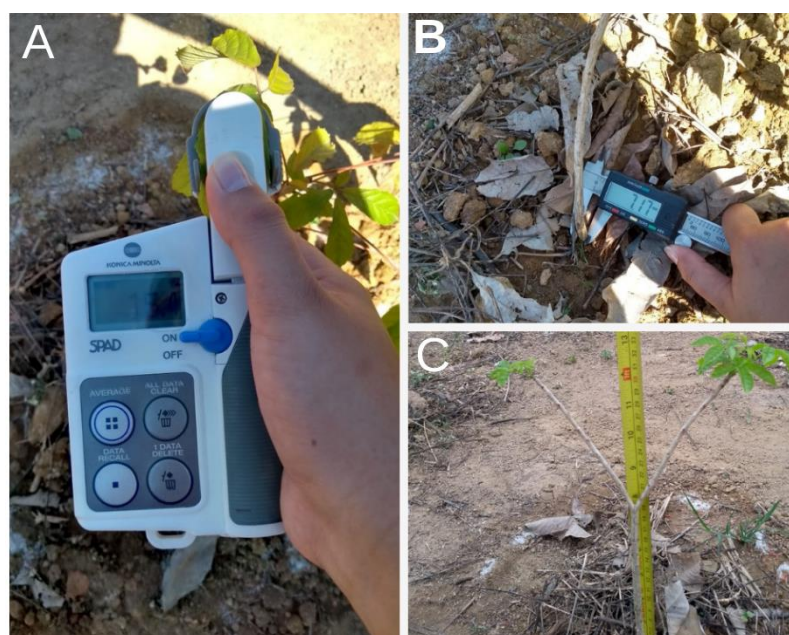


Figura 13 - Coleta de dados das seguintes variáveis: A: teor de clorofila, B: diâmetro do colo, C: altura.

Fonte: O autor (2019).

Os dados foram submetidos ao teste de normalidade (Shapiro-Wilk) e homogeneidade (Oneillmathews) posteriormente à análise de variância (ANAVA). Ao verificar diferenças significativas, pelo teste F, as médias foram submetidas à análise de regressão polinomial afim de verificar a dose ideal para cada variável, por meio

da primeira derivada dos estimadores β_0 e β_1 . As análises foram realizadas utilizando-se o programa R Core Team (2018) versão 3.5.0.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Análise dos parâmetros morfológicos

Decorridos 100 dias após o plantio, os parâmetros de altura (H), diâmetro de colo (DC), teor de clorofila (CF) e sobrevivência (S) (Tabela 7), associados ao desenvolvimento morfológico das mudas de *P. peroba* sob diferentes doses de adubação fosfatada, obtiveram resultados estatisticamente semelhantes de acordo com a análise de variância.

Tabela 8 - Médias para os parâmetros morfológicos altura (H), diâmetro de colo (DC), teor de clorofila (CF) e sobrevivência (S) das mudas de *P. peroba* sob diferentes doses de superfosfato simples, aos 100 dias após o plantio.

Dose de P (P_2O_5) (g berço ⁻¹)	H (cm)	DC (mm)	CF ($\mu g\ cm^{-2}$)	S (%)
0	38,76	7,49	40,14	50
15	43,67	7,8	37,11	75
30	39,92	7,5	38,09	100
60	37,19	6,88	37,42	75
90	37,57	6,9	35,48	50
120	36,71	7,19	36,77	50
CV (%)	11,89	10,68	7,89	68,92

Fonte: O autor (2019).

Pelos resultados obtidos, sugere-se que a espécie seja altamente adaptada a solos pobre em fósforo, uma vez que o solo em que a mesma foi implantada apresentava 3,0 mg dm³ de P (Tabela 4), considerado um teor baixo de acordo com o manual de recomendação de adubação do estados do Espírito Santo (2001 e 2007), a espécie também se mostrou bem adaptada à aplicação de altas doses de fósforo no momento do plantio. Desta forma o indicado seria realizar a última adubação de cobertura que será feita 240 dias após a segunda adubação, ou seja, em agosto de 2020 e repetir as avaliações para analisar se será necessário ou não a aplicação do P no momento do plantio de *P. peroba*, pois até o presente momento as mudas não obtiveram resultados significativos à aplicação de P.

Apesar da aplicação de fósforo no plantio para esta espécie até o presente momento não apresentar diferenças significativas, o mesmo não é relatado por MAIA (2018), em que observou no plantio de *Dalbergia nigra* (jacarandá-da-bahia) uma resposta positiva à aplicação de fósforo no crescimento inicial, sendo seu crescimento máximo com 273 mg dm³ P.

Mesmo a espécie estudada sendo classificada como secundária inicial ou tardia e de crescimento lento, não se pode afirmar de forma geral que todas secundárias e de crescimento lento terão o mesmo comportamento. Berghetti (2017), confirmou em um estudo com louro-pardo (*Cordia trichotoma* Vell.), efeitos positivos à aplicação de P na fase inicial de crescimento, sendo a dose média de 220 kg de P_2O_5 ha^{-1} a que proporcionou às plantas maior altura, diâmetro do coleto, matéria seca aérea e radicular, e maior concentração de pigmentos fotossintéticos, uma espécie secundária e de crescimento lento.

As espécies pioneiras e de rápido crescimento, comparadas às espécies secundárias de crescimento lento, apresentam maior eficiência nutricional ao fósforo (GONÇALVES et al., 1992). Vasconcelos et al (2017) observaram efeitos positivos em altura e diâmetro da aplicação de 120 Kg ha^{-1} de P_2O_5 no solo para mogno-africano (*Khaya senegalensis* A. Juss), uma espécie classificada como secundária tardia e de rápido crescimento. A espécie se desenvolveu melhor em uma dose maior de fósforo, se comparado a estudos com espécie secundária inicial.

As espécies secundárias em relação às pioneiras possuem comportamentos distintos devido ao fato de as pioneiras apresentarem sistema radicular mais desenvolvido e com maior densidade de raízes finas, o que proporciona maior taxa de crescimento e de absorção de nutrientes (GONÇALVES et al., 1992b). Contudo, a baixa eficiência do uso de P por espécies de crescimento lento poderia contribuir para a pequena resposta ao fornecimento do nutriente (LAMBERS e POORTER, 1992).

Na Figura 15 pode ser observado o crescimento médio em altura das mudas de *P. peroba* durante os 100 dias de experimento após a adubação fosfatada. Nota-se que as mudas se comportaram de maneira semelhante sob o efeito da adubação fosfatada nas três avaliações feitas (30, 65 e 100 dias após o plantio). E mesmo não apresentando resultados significativos, no tratamento 2 (15 g berço de P) observou-se tendência ao crescimento das mudas, com alturas de 35, 38 e 45 cm respectivamente. Em contrapartida o tratamento 6 (120 g berço de P) apresentou médias de altura 20% menores quando comparadas ao tratamento 2, podendo ser consequência da elevada dose de superfosfato simples aplicada no plantio, e que levou as mudas a terem um crescimento inicial retardado.

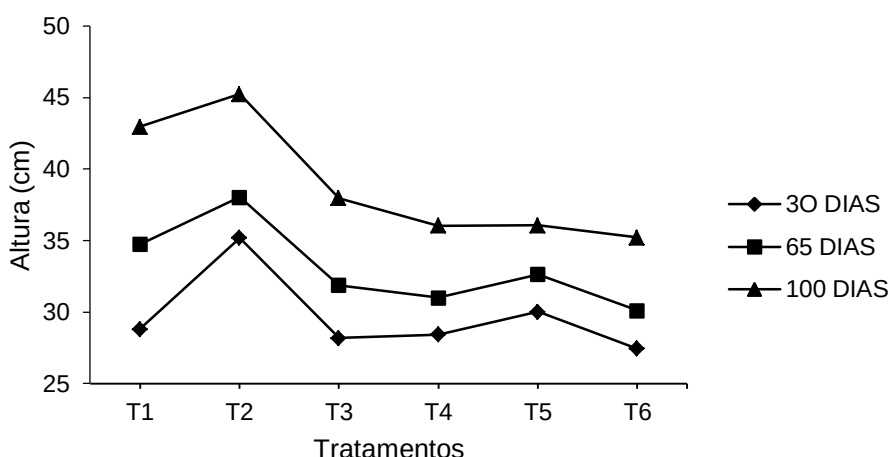


Figura 14 - Crescimento médio em altura das mudas de *P. peroba* 100 dias após o plantio.

Fonte: O autor (2019).

É importante salientar, que as mudas no momento do plantio estavam com deficiência nutricional. Assim, infere-se que neste período inicial do experimento elas estavam se recuperando dos déficits, o que pode ter implicado em ter acréscimos significativos em seu crescimento com a aplicação de P.

Como o P é um macronutriente em baixas concentrações e pouco móvel em solos intemperizados como os tropicais, as micorrizas assumem papel importante na sobrevivência de diversas espécies incapazes de mobilizar este elemento (Gamper et al., 2004). As endomicorrizas são frequentemente chamadas fungos micorrízicos arbusculares (FMA), em que a penetração do micélio interno no córtex da raiz ocorre inter e intracelularmente. As ectomicorrizas são caracterizadas pelo crescimento intercelular, formando um manto de hifas ao redor da raiz, (BERTOLAZI et al., 2010; CANTON, 2012).

Ryan et al. (2003) identificaram teores elevados de nutrientes em hifas. Os teores de P variaram de 60 a 170 mmol kg⁻¹, apesar de valores como 600 mmol kg⁻¹ terem sido detectados. Esses valores correlacionaram-se fortemente com os de K, com cerca de 350 mmol kg⁻¹, e Mg, com 175 mmol kg⁻¹.

Assim o incremento da nutrição de P em plantas colonizadas resulta em aumento no crescimento e na atividade fotossintética; aumento na taxa de transferência de carboidratos para as raízes; e aumento no seu fluxo ao apoplasto, em direção ao dreno imposto pelo fungo micorrízico (Bucking & Shachar-Hill, 2005). Devido ao aumento da absorção de P, o pH da rizosfera normalmente cai na

presença de fungos micorrízicos, o que pode levar a aumentos da solubilidade de P no solo (Mohammad et al., 2004).

4.2 Análises da atividade fotossintética

Em relação as trocas gasosas, a fotossíntese (A , $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), a condutância estomática (g_s , $\text{mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), a transpiração (E , $\text{mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), a concentração interna de CO_2 (C_i , $\mu\text{mol CO}_2 \text{ mol}^{-1} \text{ ar}$) e a eficiência intrínseca no uso da água CO_2 (A/g_s , $(\mu\text{mol CO}_2 \text{ mol H}_2\text{O}^{-1})$), não foi observado resultados significativos (Tabela 8).

Tabela 9 - Média para fotossíntese (A , $\mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), condutância estomática (g_s , $\text{mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), transpiração (E , $\text{mol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$), concentração interna de CO_2 (C_i , $\mu\text{mol CO}_2 \text{ mol}^{-1} \text{ ar}$) e eficiência intrínseca no uso da água CO_2 (A/g_s , $\mu\text{mol CO}_2 \text{ mol H}_2\text{O}^{-1}$) das mudas de *P. peroba* sob diferentes doses de superfosfato simples, aos 100 dias após o plantio.

Tratamentos	(A)	(g_s)	(E)	(C_i)	(A/g_s)
1	6,355	0,077	1,98	231,64	82,53
2	6,815	0,065	1,737	197,607	104,85
3	6,182	0,062	1,687	206,225	99,71
4	6,275	0,072	2,03	220,27	87,15
5	6,222	0,070	1,777	226,567	88,89
6	5,765	0,060	1,762	216,132	96,08
CV (%)	18,75	26,92	24,21	8,60	13,22

Fonte: O autor (2019).

Verifica-se, que mesmo não apresentando diferença significativa, o tratamento 2 (15 g berço de P) foi o que apresentou tendência a ter melhor fotossíntese como também aconteceu com a altura, indicando assim, necessidade de realizar novas avaliações para analisar se houve ou não resultados significativos à aplicação de P no plantio. O oposto ocorreu no tratamento 6 (120 g berço de P), em que apresentou uma taxa fotossintética mais baixa se comparado aos outros tratamentos e isso pode implicar em um crescimento retardado posteriormente, o que ainda não ocorreu com 100 dias de experimento.

E apesar de a *P. peroba* apresentar taxa fotossintética baixa se comparada à outras nativas da Floresta Atlântica, com fotossíntese medida no mesmo horário e com mesmo equipamento que foi medido as mudas deste estudo, como por exemplo, a *Cecropia hololeuca* (embaúba) apresentando fotossíntese $16 \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2}$, *Triplaris americana* (pau-formiga) com $15 \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2}$ e *Cordia trichotoma*

(louro-pardo) com $13 \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2}$ (VINCO, 2016), não apresentaram sintomas de mau desenvolvimento. Entretanto há espécies que possuem taxa fotossintética próxima à de *P. peroba*, como é o caso da *Pachira aquática* (munguba), que apresenta fotossíntese de $8 \mu\text{mol CO}_2 \text{ m}^{-2}$ em média (VINCO, 2016).

O tratamento 2 (15 g berço de P) apresentou também uma Ci com menor tendência, isso pode ser devido ao fato de que as mudas deste tratamento tiveram melhor controle da abertura e fechamento dos seus estômatos (TAIZ e ZEIGER, 2013). Essa concentração menor é explicada pelo fato de o carbono presente no interior do limbo foliar ser consumido nas reações fotossintéticas, se mantendo em concentrações menores (FERRAZ et al., 2012; JADOSKI et al. 2005).

A tolerância das plantas a condições limitadas de um dos recursos primários (água, luz e nutrientes), assim como, o sucesso no estabelecimento inicial das mesmas em solos pobres em nutrientes é, em grande parte, determinado pela eficiência no uso destes recursos (FUNK e VITOUSEK, 2007). Com isso, a melhoria nas condições químicas e edáficas dos solos podem favorecer as plantas em diversos aspectos, inclusive, no processo fotossintético, melhorando os parâmetros fisiológicos ligados à tolerância das plantas. Neste sentido, indicadores fisiológicos como a eficiência intrínseca no uso da água (A/g_s) podem contribuir para um melhor desenvolvimento inicial das mudas no campo, seja com a finalidade de plantios florestais ou monitorar ambientes naturais (SANTOS JÚNIOR et al., 2006; SILVA et al., 2008).

Diante disso, outra variável que mostrou tendência, também no tratamento 2 (15 g berço de P), foi a eficiência intrínseca no uso da água (A/g_s), que é a relação entre o volume de água transpirado e a produção de biomassa, que quanto maior este valor, significa que as plantas estão sendo mais eficiente no seu controle estomático (TAIZ e ZEIGER, 2013). Assim, como até o presente momento não se obteve resultados significativos, somente tendências, o indicado seria realizar a terceira adubação de cobertura que será feita 240 dias após a segunda adubação, e realizar novas análises para avaliar se o P promove ou não incremento no desenvolvimento inicial das mudas.

5 CONCLUSÃO

P. peroba apresentou sobrevivência média 92%. Em relação a exigência de P, mostrou-se pouco exigente até o período de 100 dias pós plantio, nas condições edafoclimáticas testada.

Recomenda-se avaliações posteriores para verificar se a aplicação de P no plantio promove ou não um acréscimo em altura e diâmetro para as mudas.

6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Como a aplicação de P no plantio até o presente momento não apresentou diferença significativa, e para as mudas de borda foi utilizado um adubo diferente do experimento, surgiu a ideia de realizar um comparativo financeiro entre a adubação convencional com Sulfato de Amônia, Superfosfato Simples e Cloreto de Potássio e o adubo de liberação controlada, Basacote Plus 9 M como se ambos tivessem sido aplicados na mesma quantidade de mudas.

Partindo deste princípio, foram realizados cálculos do investimento financeiro com os adubos (convencional e de liberação controlada) e mão-de-obra, descritos no apêndice A. O experimento possui uma área de 216 m² e os cálculos foram feitos para uma área de 1 ha, e nesta área seriam alocadas 1.111 mudas seguindo o espaçamento 3 x 3 m que é o utilizado na prática para espécies nativas.

A quantidade de P utilizada nos cálculos foi baseada como se o experimento fosse montado em uma área de 1 ha, visto que até o presente momento não foi possível definir uma dose ideal de P para o plantio de *P. peroba*.

Para a definição da irrigação, teve-se como base a irrigação usada no experimento, em que foi gasto 1,6 h por dia para irrigar todas as mudas. Para irrigar 1.111 mudas gastaria 12 h, e como a irrigação deve ser feita todos os dias no primeiro mês de plantio, seria indicado duas pessoas para realiza-la, assim cada um gastaria 6 h para irrigar toda a área.

O preço por dia de mão-de-obra é R\$ 60,00 por 8 h de serviço, trabalhando apenas 6 h por dia seria cobrado R\$ 45,00. Nos primeiros trinta dias seria pago a cada trabalhador R\$ 1.350,00. Depois do primeiro mês, a irrigação seria feita a cada 3 dias, totalizando 23 dias até que completasse 100 dias após o plantio, assim, ao

final desse período seria pago aos trabalhadores R\$ 1.035,00. Então com esta atividade seria gasto com a mão-de-obra R\$ 2.385,00, e com os dois trabalhadores um gasto total de R\$ 4.770,00.

Os preços dos adubos podem variar de região para região, podendo conter fretes mais baratos ou mais caros, assim modificando o valor final gasto com a adubação. E nos cálculos descritos no apêndice A, os valores dos adubos já possuem o frete incluso. O preço da mão-de-obra também pode variar de região para região.

E através destes cálculos verificou-se um gasto com a adubação convencional de R\$ 9.708,60 e para o adubo de liberação controlada seria gasto R\$ 7.213,91. Desta forma pode-se concluir que o até os 100 dias pós plantio, usando o adubo de liberação controlada (Basacote Plus 9 M) haveria uma economia de R\$ 2.494,69 por hectare, se comparado com os adubos convencionais.

7 REFERÊNCIAS

- ARAÚJO, W. G. **Micronutrientes**. Campo Verde, MT: UFMT. Campus: São Vicente, 2013. 17p.
- BARROS, N. F.; NOVAIS, R. F. **Relação solo-eucalipto**. Viçosa: Editora folha de Viçosa, 1990. 330 p.
- BELLOTE, A. F. J.; NEVES, E. J. M. Calagem e adubação em espécies florestais plantadas na propriedade rural. **Embrapa Florestas-Circular Técnica 54 (INFOTECA-E)**, 2001.
- BELOW, F. E. Physiologu, nutrition, and nitrogen fertilization of in the Unites States. In: SIMPÓSIO SOBRE FISIOLOGIA, NUTRIÇÃO, ADUBAÇÃO E MANEJO PARA PRODUÇÃO SISTENTÁVEL DE CITRUS, 2000, Piracicaba: Potofos, 2000.
- BERBARA, R. L. L; SOUZA, F. A.; FONSECA, H. M. A. C. Fungos micorrízicos arbusculatres: muito além da nutrição. In: FERNADES, M. S. (Ed.). **Nutrição mineral de plantas**. Viçosa: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, p. 53-88.2006.
- BERGHETTI, A. L. P. **Alterações morfológicas, fisiológicas e bioquímicas em *Cordia trichotoma* (vell.) Arrab. Ex steud em resposta a adubação mineral e orgânica no plantio**. Dissertação (mestrado) – Universidade Federal de Santa Maria: Centro de ciências rurais. Santa Maria – RS, 2017.
- BERTOLAZI, A. A.; CANTON, G.C.; AZEVEDO, I.G.; CRUZ, Z. M. A.; SOARES, J. M.; SANTOS, W. O.; RAMOS, A. C. O papel das ectomicorrizas na biorremediação de metais pesados no solo. **Natureza on line**. v. 8, p. 24-31, 2010.
- BUCKING, H. & SHACHAR-HILL, Y. Phosphate uptake, transport and transfer by the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* is stimulated by increased carbohydrate availability. **New Phytol.**, 165:899-912, 2005.
- BRAHMAPRAKASH, G. P.; SAHU, P. K. Biofertilizers for sustainability. **Journal of the Indian Institute of Science**. v. 92, n. 1, p. 37-62, 2012.
- CALDEIRA, M. V. W., GARCIA, G. O., GONCALVES, E. O., ARANTES, M. D. C., FIEDLER, N. C. **Contexto e perspectivas da área florestal no Brasil**. Visconde do Rio Branco, MG: Suprema, 2011, v.1. p. 418.
- CANTON, G. C. **Efeito do manganês sobre a ecofisiologia e bioquímica de ectomicorrizas**. 2012. 61 f. Dissertação (Mestrado em Ecologia de Ecossistemas) - Universidade de Vila Velha, Vila Velha, ES, 2012.
- CARNEIRO, J. G. A. **Produção e controle de qualidade de mudas florestais**. Curitiba: UFPR/FUPEF; Campos: EUNF, 1995. 451p.
- CENTRO NACIONAL DE CONSERVAÇÃO DA FLORA (CNCFlora). Paratecoma peroba in **Lista Vermelha da Flora Brasileira** versão 2012.2. Disponível em.

<[http://cncflora.jbrj.gov.br/portal/pt-br/profile/Paratecoma peroba](http://cncflora.jbrj.gov.br/portal/pt-br/profile/Paratecoma%20peroba)> em 15 de Jul de 2019.

COIMBRA FILHO, A. F. Contribuição para o estudo do desenvolvimento inicial da Peroba-de-campos. **Revista Agronomia**, 10 (3): 187-192, 1951.

COSTA, V. L. **Formas de fósforo e seu transporte pela enxurrada num Latossolo que recebeu lodo de esgoto**. Campinas. 2008, 105p.

CHAPMAN, S.C.; BARRETO, H.J. Using a chlorophyll meter to estimate specific leaf nitrogen of tropical maize during vegetative growth. **Agronomy Journal**, v.89, p.557-562, 1997.

EMBRAPA. **O novo mapa de solos do Brasil**: legenda atualizada / Humberto Gonçalves dos Santos ... [et al.]. — Dados eletrônicos. — Rio de Janeiro: Embrapa Solos, 2011. 67 p.

EPSTEIN, E.; BLOOM, A. **Nutrição mineral de plantas**: princípios e perspectivas. Tradução de Maria Edna Tenório Nunes. Londrina: Plantas, 2004.

FERRAZ, R. L. S. et al. Trocas gasosas e eficiência fotossintética em ecótipos de feijoeiro cultivados no semiárido. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, v. 42, n. 2, 2012.

FERREIRA, E. M.; ALFENAS, A. C.; MAFIA, R. G.; LEITE, H. G.; SARTORIO, R. C.; PENCHEL FILHO, R. M. Determinação do tempo ótimo do enraizamento de miniestacas de clones de *Eucalyptus* spp. **Revista Árvore**, v. 28, n. 2, p. 183-187, 2004.

FIGUEIREDO, F. A. M. M. A.; CARNEIRO, J. G. A.; PENCHE, R. M.; BARROSOD. G.; DAHAR, R. F. Efeito das variações biométricas de mudas clonais de eucalipto sobre o crescimento no campo. **Revista Árvore**. vol. 35, n.1, p. 1-11, 2011.

FUNK, J. L.; VITOUSEK, P. M. Resource-use efficiency and plant invasion in low-resource systems. **Nature**, London, v. 446, n. 7139, p.1079- 1081, Apr. 2007.

FRONZA, D. HAMANN, J.J. **Viveiro e propagação de mudas**. Santa Maria: UFSM, Colégio Politécnico: Rede e- Tec Brasil, 2015. 142p.

GAMPER, H.; PETER, M.; JANSKA, J.; LUSCHER, A.; HARTWIG, U.A. & LEUCHTMANN, A. Arbuscular mycorrhizal fungi benefit from 7 years of free air CO₂ enrichment in wellfertilized grass and legume monocultures. **Global Change Biol.**, 10:189-199, 2004.

GODOY, L. J. G.; VILLAS BÔAS R. L.; BÜLL L. T.; **Utilização da medida do clorofilômetro no manejo da adubação nitrogenada em plantas de pimentão**. Rev. Bras. Ciênc. Solo vol.27 no.6 Viçosa Nov./Dec. 2003.

GOMES, J. M.; PAIVA, H. N. **Viveiros florestais**: propagação sexuada. 3. ed. Viçosa, MG: UFV, 2004. 116 p.

GONÇALVES, J. L. M. et al. Produção de biomassa e sistema radicular de espécies de diferentes estágios sucessionais. **Revista do Instituto Florestal**, v.4, p 363-367, 1992b.

GONÇALVES, J. L. M. et al. Capacidade de absorção e eficiência nutricional de algumas espécies arbóreas tropicais. **Revista do Instituto Florestal**, v.4, Parte 2, p.463-469, 1992a. Edição Especial.

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

GRANT, C.A. et al. A importância do fósforo no desenvolvimento inicial da planta. **Informações Agronômicas**, nº 95, Setembro de 2001.

GULCU, S.; GULTEKIN, H. C.; CELIK, S.; ESTER, Y.; GURLEVIK, N. The effects of different pot length and growing media on seedling quality of Crimean juniper (*Juniperus excels* Bieb.). **African Journal of Biotechnology**, v. 9, n.14, p. 2101-2107, 2010.

JADOSKI, S. O; KLAR, A. E; SALVADOR, E. D. Relações hídricas e fisiológicas em plantas de pimentão ao longo de um dia. **Ambiência**, v. 1, n. 1, p. 11-19, 2005.

KERBAUY, G.B. **Fisiologia Vegetal**. 2ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 431p. 2012.

LAMBERS, H.; POORTER, H. Inherent variations in growth rate between higher plants: A search for physiological causes and ecological consequences. **Advances in Ecological Research**, v.23, p.188-261, 1992.

LANDIS, T. D.; DUMR; OESE, R. K.; HAASE, D. L. Seedling processing, storage, and outplanting, vol. 7: **The container tree nursery manual**. Agriculture Handbook, US Foreste Service, Washington, DC. 2010. 200p.

LI, L. et al. Leaf Positions Suitable for N Diagnosis of Potato with a SPAD Meter. **Plant Production Science**, v. 15, p. 317-322, 2012.

LIMA, J. S. de S.; SILVA, S. de A.; OLIVEIRA, R. B. de; CECÍLIO, R. A.; XAVIER, A. C. Variabilidade temporal da precipitação mensal em Alegre – ES. **Revista Ciência Agronômica**, Fortaleza, v. 39, n. 02, p. 327 -332, 2008.

LOHMANN, L. G. Paratecoma. **Flora do Brasil 2020 em construção**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 2015. Disponível em: <<http://reflora.jbrj.gov.br/reflora/floradobrasil/FB114203>>. Acesso em: 15 Jul. 2019.

LOHMANN, L.G. **Bignoniaceae in Lista de Espécies da Flora do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. 2012. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/2012/FB114203>> Acesso em: 15 Jul. 2019.

LOHMANN, L.G. **Bignoniaceae in Lista de Espécies da Flora do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro, 2010.

LOPES, A. S. Manual Internacional de fertilidade do solo. **IPNI: International Plant Nutrition Institute**. 2 ed., rev e ampl. Piracicaba: POTAFOS, 1998.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras**: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. Nova Odessa: Plantarum, 42 p. 2009.

MAIA, C. J.; **Saturação por bases e fósforo no crescimento inicial de Jacarandá-da-bahia** ((*dalbergia nigra* (vell))). Universidade Federal do Recôncavo da Bahia: Centro de Ciências Agrárias, Ambientais e Biológicas. Cruz das almas – BA, 2018.

MALAVOLTA, E.; VITTI, G. C.; OLIVEIRA, S. A. **Avaliação do estado nutricional das plantas**: Princípios e Aplicação. Associação Brasileira para pesquisa da Potassa e do Fosfato. Piracicaba, 1989.

MARSCHNER, H. **Mineral nutrition of higher plants**. Academic Press Limited. Second Edition, 1995.

MARTINS, M. C. Ecologia, manejo, silvicultura e tecnologia de espécies nativas na Mata Atlântica. Universidade Federal de Viçosa, Viçosa-MG, **Espécies Nativas da Mata Atlântica**, n. 1, out 2011.

MINOTTI, P. L, HALSETH, D. E., SIECZKA, J. B. Field chlorophyll measurements to assess the nitrogen status of potato varieties. **HortScience**, Alexandria, v. 29, p. 1497- 1500, 1994.

MOHAMMAD, A.; MITRA, B. & KHAN, A.G. Effects of sheared-root inoculum of *Glomus intraradices* on wheat grown at different phosphorus levels in the field. **Agric. Ecosyst. Environ.**, 103:245-249, 2004.

MOREIRA, F. S.; SIQUEIRA, J. O. **Microbiologia e bioquímica do solo**. 2. ed. Lavras: Ed. da UFLA, 2006.

NOGALES, A.; AGUIRREOLEA, J.; MARIA, E. S.; CAMPRUBI, A.; CALVET, C. Response of mycorrhizal grapevine to *Armillaria mellea* inoculation: disease development and polyamines. **Plant and Soil**, v. 317, p.177-187, 2009.

PEIXOTO, P. H. P. **Propagação das plantas**: princípios e práticas. Minas Gerais: UFJF, 2017. 107p.

PEREIRA, H. S. Fósforo e potássio exigem manejos diferenciados. **Visão Agrícola**, núm 9, jul-dez, 2009, p. 43-46. Piracicaba, SP.

PRADO, R. M. **Nutrição de Plantas: apostila**. Jaboticabal: FCAV, 2007. 34p

PRADO, R. M. **Nutrição de plantas: diagnose foliar em frutíferas**. Jaboticabal: UNESP, 2012. 579p.

PREZOTTI, L. C.; GOMES, J. A.; DADALTO, G. G.; OLIVEIRA, J. A. **Manual de recomendação de calagem e adubação para o Estado do Espírito Santo: 5ª aproximação**. Vitória, ES: SEEA, 301p. 2018.

RAIJ, B. V. et al. **Análise química para avaliação da fertilidade de solos tropicais**. Editora IAC, 284 pag. 2001.

REETZ, H. F. **Fertilizantes e seu uso eficiente**. Tradução: Alfredo Scheid Lopes. São Paulo: ANDA, 2017. 178p.

ROCHA, A. T.; DUDA, G. P.; NASCIMENTO, C. W. A.; RIBEIRO, M. R. Fracionamento de fósforo e avaliação de extratores de P-disponível em solos da ilha de Fernando de Noronha. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 9, n. 2, p. 178-184, 2005.

RYAN, M.H.; MCCULLY, M.E. & HUANG, C.X. Location and quantification of phosphorus and other elements in fully hydrated, soil-grown arbuscular mycorrhizas: a cryo-analytical scanning electron microscopy study. **New Phytol.**, 160:429-441, 2003.

SADAVA, D.; HELLER, H. C.; ORIAN, G. H.; PURVES, W. K.; HILLIS, D. M. **Vida: a ciência da biologia**. Volume II: Evolução, Diversidade e Ecologia. Porto Alegre: Artmed, 2009.

SALISBURY, F.B.; Ross, C.W. **Fisiologia de Plantas** – Tradução da 4ª edição norte-americana. São Paulo: Cengage learning, 2012, 774p.

SANTOS JÚNIOR, U. M. et al. Growth, leaf nutrient concentration and photosynthetic nutrient use efficiency in tropical tree species planted in degraded areas in Central Amazonia. **Forest Ecology and Management**, Amsterdam, v. 226, n. 1-3, p. 299-309, May 2006.

SANTOS, L. C. **Efeito do cobre na população de bactérias e fungos do solo, associação ectomicorrízica e no desenvolvimento de mudas de Eucalipto e Canafístula**. Dissertação de Mestrado. Mestrado em Ciências do Solo, Universidade Federal de Santa Maria (UFSM), Santa Maria, RS. 2006.

SATO, A. S.; LIMA, I. L.; TONIATO, M. T. Z.; ZOMBACK, L. Crescimento e sobrevivência de dias procedências de *Aspidosperma polineuron* em plantios experimentais em Bauru, SP. **Revista do Instituto Florestal**, São Paulo, v. 20, n.1, p. 23-32, 2008.

SCHUMACHER, M. V.; CECONI, D. E.; SANTANA, C. A. Influência de diferentes doses de fósforo no crescimento de mudas de angico-vermelho (*Parapiptadenia rígida* (Benth) Brenan). **Revista Árvore**.vol.28, nº.1. Viçosa Jan./Fev. 2004.

SILVA, J. C.; CASTRO, V. R.; XAVIER, B. A.; **Cartilha do Fazendeiro Florestal**. Viçosa, Minas Gerais 2008, 2ª Edição - Revisada e Ampliada. p. 19.

SILVA, P. H. M. **Recomendações de adubação para *Eucalyptus*, *Pinus* e espécies nativas**, 2005. INSTITUTO DE PESQUISA e ESTUDOS FLORESTAIS (IPEF). Disponível em: < <https://www.ipef.br/silvicultura/adubacao.asp> > Acesso em: 21 de Agosto de 2019.

SILVEIRA, R. L. V. A.; HIGASHI, E. N.; GONÇALVES, A. N. et al. Evaluation of the nutritional status of Eucalypts: visual and foliar diagnoses and their interpretation. In: GONÇALVES, J.L.M. ed. **Forest nutrition and fertilization**. Piracicaba: IPEF, 2004. p. 85-111.

SIXEL, R. M. M.; GOMEZ, F. M. INSTITUTO DE PESQUISA e ESTUDOS FLORESTAIS (IPEF). **Produção de florestas com qualidade**: técnicas de plantio, 2008. Disponível em: <<https://www.ipef.br/silvicultura/plantio.asp>> Acesso em: 15 de julho de 2019.

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

STAUT, L. A. **Adubação foliar com macro e micronutrientes na cultura da soja**. FertBio Bonito MS, 2006. 1p.

SURYA, M. I.; RAHMAN, W. The effect of plantig media and compound fertilizers on the growth of *Rubus pyrifolius* J. E. Smith seedling. **Agrivita**, v. 33, n. 2, p. 154-160, 2011.

SMITH, S. E.; READ, D. J. **Mycorrhizal symbiosis**. 3. ed. Boston: Academic Press, 2008. 787 p.

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

VASCONCELOS, R. T. VALERI, S. V.; CRUZ, M. C. P. BARBOSA, J. C.; BARRETO, V. C. M. **Fertilização fosfatada na implantação de *Khaya senegalensis* A. Juss.** Scientia Forestalis/Forest Sciences, v. 45, n. 116, 2017.

VIECELLI, C. A. **Guia de deficiências nutricionais em plantas**. 2. ed. Toledo: PUCPR Campus Toledo / Grupo Marista, 2017, 112p.

VIEIRA, C. R. **Crescimento inicial de espécies florestais na omissão de macronutrientes**. 2011. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais e Ambientais) - Universidade Federal de Mato Grosso, Cuiabá - MT.

VINCO, J. S. **Ecofisiologia de espécies nativas da Mata Atlântica submetidas a estresse hídrico**. Jerônimo Monteiro: UFES, 2016.

WILCKEN, C. F.; LIMA, A. C. V. et al. **Guia prático de manejo de plantações de eucalipto**. Botucatu: FEPAF, 2008. 25p.

YAMADA, T. A importância do fósforo no desenvolvimento inicial da planta. **International Plant Nutrition Institute** (IPNI). Informações Agronômicas, Piracicaba, SP, n.95, p.5, 2001.

ZOZ, T. et al. Influência do pH do solo e de fertilizantes fosfatados sobre a adsorção de fósforo em latossolo vermelho. **Synergismus scyentifica**. UTFPR. Pato Branco. 2009.

APÊNDICES

Apêndice A – Cálculos intermediários:

- Preços dos adubos:

- Basacote Plus 9 M: R\$ 583,91 saco de 25 Kg.
- KCl: R\$ 193,20 saco de 15 Kg.
- S.S: R\$ 67,00 saco de 50 Kg.
- S.A: R\$ 68,00 saco de 50 Kg.
- Mão-de-obra: R\$ 60,00 o dia.

- Quantidade total de adubos gastos em 144 mudas:

- Basacote Plus 9M: 1,944 Kg.
- KCl: 15 Kg.
- S.S: 44,470 Kg.
- S.A: 83,28 Kg.

- Mão-de-obra:

- 3 dias para abertura dos berços.
- 1 dia para plantio.
- 3 dias para adubação de cobertura (1 dia cada adubação).

- Área total do experimento é de 216 m².

- Cálculos de adubo para 1 ha⁻¹:

216 m² ----- 144 mudas

10.000 m² ----- x → x= 6.666 mudas ha

Porém na prática é usado para nativa um espaçamento de 3 x 3, então teria 1.111 mudas em 1 ha⁻¹.

144 mudas ----- 44,47 Kg S.S

1.111 mudas ----- x → x= 343,09 Kg S.S

144 mudas ----- 82,28 Kg S.A

1.111 mudas ----- x → x= 634,81 Kg S.A

144 mudas ----- 15 Kg KCl

1.111 mudas ----- x → x= 115,72 Kg KCl

144 mudas ----- 1,944 Kg Basacote

1.111 mudas ----- x → x= 14,99 Kg Basacote

- Mão-de-obra para 1 ha⁻¹:

144 mudas ----- 3 dias

1.111 mudas ----- x → x= 23 dias para abertura dos berços.

144 mudas ----- 1 dias

1.111 mudas ----- x → x= 8 dias para o plantio.

144 mudas ----- 0,0833 dias

1.111 mudas ----- x → x= 1 dias adubação de cobertura, e como foram 3 aplicações, então 3 * 1= 3 dias.

144 mudas ----- 1,6 h irrigação

1.111 mudas ----- x → x= 12 h

Dividindo esta irrigação em 2 mão-de-obra, daria 6 h para cada e seria cobrado um valor de 45 reais o dia.

- Gastos de sacos de adubos por ha:

- Basacote Plus 9 M: 14,99 Kg / 25 Kg → 1 sacos de 25 Kg

- KCl: 115,72 Kg / 15 Kg → 8 sacos de 15 Kg

- S.S: 343,09 Kg / 50 Kg → 7 sacos de 50 Kg

- S.A: 634,81 Kg / 50 Kg → 13 sacos de 50 Kg

- Gastos em dinheiro de adubos por ha:

- Basacote Plus 9 M: 1 * 583,91 → R\$ 583,91

- KCl: 8 * 193,20 → R\$ 1.545,6

- S.S: 7 * 67,00 → R\$ 469,00

- S.A: $13 * 68,00 \rightarrow R\$ 884,00$

- Gastos com mão-de-obra:

- Abertura dos berços: $23 * 60,00 \rightarrow R\$ 1.380,00$

- Plantio: $8 * 60,00 \rightarrow R\$ 480,00$

- Adubação de cobertura: $3 * 60,00 \rightarrow R\$ 180,00$

- Somatório de Gastos:

- Adubo convencional: $469,00 + 884,00 + 1.545,60 + 1.380,00 + 480,00 + 180,00 + 4770,00 \rightarrow R\$ 9.708,60$.

- Basacote Plus 9 M: $583,91 + 1380,00 + 480,00 + 4770,00 \rightarrow R\$ 7.213,91$.