



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO
FACULDADE DE ENGENHARIA FLORESTAL
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS FLORESTAIS E
AMBIENTAIS**

BRUNA VASCONCELOS FELIX

Magister Scientiae

**RESGATE DE MATERIAL ADULTO E PROPAGAÇÃO *in vitro* DE *Schizolobium*
parahyba var. *amazonicum* (Huber ex Ducke) Barneby**

**CUIABÁ
2022**

BRUNA VASCONCELOS FELIX

RESGATE DE MATERIAL ADULTO E PROPAGAÇÃO *in vitro* DE *Schizolobium*
parahyba var. *amazonicum* (Huber ex Ducke) Barneby

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Mato Grosso, como parte das exigências do Programa de Pós-Graduação em Ciências Florestais e Ambientais da Faculdade de Engenharia Florestal, para obtenção do título de *Magister Scientiae*.

Orientadora: Prof^ª. Dr^ª. Luciana Coelho de Moura

Coorientadora: Prof^ª. Dr^ª. Aisy Botega Baldoni Tardin

CUIABÁ
2022

Dados Internacionais de Catalogação na Fonte.

V331r Vasconcelos Felix, Bruna.
Resgate de material adulto e propagação in vitro de
Schizolobium parahyba var. *amazonicum* (Huber ex Ducke)
Barneby / Bruna Vasconcelos Felix. -- 2022
59 f. ; 30 cm.

Orientadora: Luciana Coelho de Moura.
Co-orientadora: Aisy Botega Baldoni Tardin.
Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Mato Grosso,
Faculdade de Engenharia Florestal, Programa de Pós-Graduação em
Ciências Florestais e Ambientais, Cuiabá, 2022.
Inclui bibliografia.

1. Paricá. 2. Propagação vegetativa. 3. Regulador de
crescimento. I. Título.

Ficha catalográfica elaborada automaticamente de acordo com os dados fornecidos pelo(a) autor(a).

Permitida a reprodução parcial ou total, desde que citada a fonte.



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO

UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO

PRÓ-REITORIA DE ENSINO DE PÓS-GRADUAÇÃO

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS FLORESTAIS E AMBIENTAIS

FOLHA DE APROVAÇÃO

TÍTULO: RESGATE DE MATERIAL ADULTO E PROPAGAÇÃO *in vitro* DE *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (Huber ex Ducke) Barneby.

AUTORA: MESTRANDA BRUNA VASCONCELOS FELIX

Dissertação defendida e aprovada em 15 de março de 2022.

COMPOSIÇÃO DA BANCA EXAMINADORA

1. DOUTORA AISY BOTECA BALDONI TARDIN (Presidente/Coorientadora)

INSTITUIÇÃO: EMBRAPA

2. DOUTOR RICARDO GALLO (Examinador Externo)

INSTITUIÇÃO: UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO

3. DOUTOR ANTONIO DE ARRUDA TSUKAMOTO FILHO (Examinador Interno)

INSTITUIÇÃO: UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO

CUIABÁ, 15/03/2022.



Documento assinado eletronicamente por **Aisy Botega Baldoni Tardin, Usuário Externo**, em 16/03/2022, às 07:35, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 6º, § 1º, do [Decreto nº 8.539, de 8 de outubro de 2015](#).



Documento assinado eletronicamente por **Ricardo Gallo, Usuário Externo**, em 16/03/2022, às 08:48, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 6º, § 1º, do [Decreto nº 8.539, de 8 de outubro de 2015](#).



Documento assinado eletronicamente por **ANTONIO DE ARRUDA TSUKAMOTO FILHO, Docente da Universidade Federal de Mato Grosso**, em 16/03/2022, às 12:07, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 6º, § 1º, do [Decreto nº 8.539, de 8 de outubro de 2015](#).



A autenticidade deste documento pode ser conferida no site http://sei.ufmt.br/sei/controlador_externo.php?acao=documento_conferir&id_orgao_acesso_externo=0, informando o código verificador **4490244** e o código CRC **8DC389C9**.

À minha avó, Maria Zenaide Àvila de Araujo (*in memorian*), pelo exemplo de mulher forte, corajosa e resiliente que sempre estará marcado em meu coração.

DEDICO.

AGRADECIMENTOS

A Deus, que me concedeu saúde e força, mesmo em tempos de tanta incerteza, e me permitiu chegar até aqui concluindo mais uma importante etapa da minha vida.

À Universidade Federal de Mato Grosso (UFMT), ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Florestais e Ambientais (PPGCFA) e a Embrapa Agrossilvipastoril.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão de bolsa de estudo.

A minha orientadora Luciana Coelho de Moura, pela orientação pautada no ensinamento, confiança e uma convivência harmoniosa. A minha coorientadora Aisy Botega Baldoni Tardin, pela paciência, disponibilidade e conhecimentos divididos. A realização dessa pesquisa se tornou real com a contribuição de ambas que não mediram esforços para auxiliar em tudo que foi preciso.

Aos meus pais, Francisco de Assis e Eliane Vasconcelos e minha irmã Amanda Vasconcelos, que entenderam, apoiaram a minha decisão e dividiram comigo a saudade que sempre fica em cada despedida. Obrigada por todo esforço e apoio durante a realização de todos os meus sonhos. Ao Deny Sullivan, pelo amor, amizade e companheirismo dedicados a mim.

Aos meus amigos (Ana Carolina Pereira, Andressa Carla Lemes, Felipe Ovando do Nascimento, Gabriel Afonso da Silva, Jeinna Michelly Barros, Marielly Mendes) que dividem a caminhada desde a graduação. Compartilhamos momentos de trabalho, descontração e apoio, que ficarão para sempre marcados em meu coração. Obrigada pela disponibilidade em ajudar ou compartilhar conhecimento, sem vocês a caminhada com certeza seria menos alegre.

Aos colegas do laboratório de biotecnologia florestal (Camila Amorim, Alessandra Lopes, Aleffe Leite, Lucas, Thais Oliveira, Marcia Jantsch), e da Embrapa Agrossilvipastoril (Caio Paulo Awabdi, Fábio Linsbinski e Jairo Alex de Barros) a convivência e o apoio prestados durante a pesquisa permitiram a criação de laços verdadeiros. Serei eternamente grata por cada dia compartilhado com vocês, e pela leveza da nossa convivência, que tornou tudo mais prazeroso.

Ao coordenador Prof. Dr^o Aylson Costa e vice coordenadora Prof.^a Dr^a. Jaçanan Eloisa Milani do PPGCFA, pela dedicação empenhada na coordenação do programa e por estarem sempre dispostos a ajudar, com um olhar profissional e humano.

Esta pesquisa é desenvolvida no âmbito do Projeto Rural Sustentavel – Cerrado, fruto da parceria entre o Banco Interamericano de Desenvolvimento BID, o Governo do Reino Unido e Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), o Instituto Brasileiro de Desenvolvimento e Sustentabilidade (IABS) e a rede ILPF e Embrapa.

RESUMO

FELIX, Bruna Vasconcelos. M. Sc. Universidade Federal de Mato Grosso, março de 2022.
Resgate de material adulto e propagação *in vitro* de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (Huber ex Ducke) Barneby. Orientadora: Luciana Coelho de Moura.
Coorientadora: Aisy Botega Baldoni Tardin.

Este estudo tem como objetivo avaliar se é possível estabelecer protocolos de introdução, multiplicação e enraizamento *in vitro* de brotações de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (Huber ex Ducke) Barneby oriundas do resgate do material vegetativo de indivíduos adultos da espécie pela técnica de semianelamento. Para aplicação da técnica de semianelamento foram utilizadas quarenta e oito progênies com aproximadamente 4,5 anos de idade, estabelecidas em um plantio na área experimental da Embrapa Agrossilvipastoril que foram submetidos a técnica de semianelamento basal e superior do caule, com aplicação do regulador de crescimento 6-benzilaminopurina (BAP), nas doses de 0, 500, 1000 e 2000 mg L⁻¹ na região anelada. Foram avaliadas o número médio dos brotos (NB) e o comprimento médio dos brotos (CB) a cada 7 dias até os 120 dias. Para a introdução *in vitro* as brotações oriundas do semianelamento foram introduzidas em meio MS, acrescidas de carvão ativado e PVP como antioxidantes. As brotações foram submetidas a diferentes tempos de desinfestação (0, 5, 10 ou 15 minutos) em uma solução de hipoclorito de sódio 2,5 % (v/v) com adição do detergente Tween 20, a seguir realizou-se o enxague do material em 6 ciclos com água destilada e autoclavada. As avaliações foram realizadas durante um período de 30 dias, no qual, semanalmente, foram avaliadas a incidência de contaminação fúngica e bacteriana (CF), oxidação (OX) e taxa de sobrevivência dos explantes (TS). Em busca de estabelecer um protocolo de multiplicação *in vitro* segmentos cotiledonares e apicais oriundos de sementes germinadas *in vitro* foram submetidos a diferentes concentrações (0,0; 0,5; 1,0; 2,0 mg L⁻¹) de citocininas (BAP) e cinetina (CIN), em meio de cultura WPM, aos 25 dias foram avaliados número de brotação por explante (NBE), comprimento da maior brotação (CMB) e calculado a porcentagem de brotação (PB). Para o enraizamento *in vitro* utilizou segmentos provenientes da etapa de multiplicação, que foram submetidos a diferentes concentrações (0; 0,5; 1,5; 3,0 mg L⁻¹) de auxinas ácido indolbutírico (AIB) e ácido naftalenoacético (ANA), onde aos 60 dias foram avaliados o percentual de enraizamento (PE), número total de raízes (NTR) e comprimento médio das raízes (CMR). Para a técnica de semianelamento basal não houve interação significativa entre as progênies avaliadas e as diferentes doses de BAP testadas. A técnica de semianelamento superior do caule não garantiu a emissão de brotações para nenhuma progênie em nenhuma das doses testadas. O estabelecimento *in vitro* de brotações provenientes do resgate vegetativo apresentou altas taxas de contaminação e nenhum material foi aproveitado. Na multiplicação *in vitro*, a variável NBE e PB apresentou interação significativa para o segmento e citocinina utilizada. A maior média de brotação por explante (1,45) foi obtida com a associação do segmento cotiledonar e citocinina BAP, o mesmo aconteceu para a variável PB, a maior média 85,45%. A variável CMB, apresentou apenas efeito dos fatores isolados. Não foi possível obter enraizamento de *S. parahyba* var. *amazonicum*.

Palavras-chave: Paricá. Propagação vegetativa. Regulador de crescimento

ABSTRACT

FELIX, Bruna Vasconcelos. M. Sc. Universidade Federal de Mato Grosso, March, 2022. **Rescue of adult material and *in vitro* propagation of *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum*** (Huber ex Ducke) Barneby. Advisor: Luciana Coelho de Moura Co-advisor: Aisy Botega Baldoni Tardin.

This study aims to evaluate whether it is possible to establish protocols for the introduction, multiplication and *in vitro* rooting of shoots of *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (Huber ex Ducke) Barneby derived from the rescue of vegetative material from adult individuals of the species by the semi-annulation technique. For the application of the semi-girdling technique, forty-eight progenies with approximately 4.5 years of age were used, established in a plantation in the experimental area of Embrapa Agrossilvopastoril that were submitted to the technique of basal and superior semi-girdling of the stem, with application of the growth regulator 6-benzylaminopurine (BAP), at doses of 0, 500, 1000 and 2000 mg L⁻¹ in the ring region. The mean number of shoots (NB) and the mean length of shoots (CB) were evaluated every 7 days until 120 days. For *in vitro* introduction, the semi-annealing buds were introduced in MS medium, plus activated charcoal and PVP as antioxidants. The shoots were submitted to different times of disinfection (0, 5, 10 or 15 minutes) in a 2.5% (v/v) sodium hypochlorite solution with the addition of Tween 20 detergent, followed by rinsing the material in 6 cycles with distilled and autoclaved water. The evaluations were carried out during a period of 30 days, in which, weekly, the incidence of fungal and bacterial contamination (CF), oxidation (OX) and explant survival rate (TS) were evaluated. In order to establish an *in vitro* multiplication protocol, cotyledonary and apical segments from *in vitro* germinated seeds were submitted to different concentrations (0.0; 0.5; 1.0; 2.0 mg L⁻¹) of cytokinins (BAP) and kinetin (KIN), in WPM culture medium, at 25 days the number of buds per explant (NBE), length of the largest bud (CMB) and the percentage of bud (CP) were calculated. For *in vitro* rooting, segments from the multiplication stage were used, which were submitted to different concentrations (0; 0.5; 1.5; 3.0 mg L⁻¹) of indolebutyric acid (IBA) and naphthaleneacetic acid (NAA), where at 60 days the percentage of rooting (PE), total number of roots (NTR) and average root length (CMR) were evaluated. For the basal semi-girdling technique, there was no significant interaction between the evaluated progenies and the different doses of BAP tested. The technique of superior semi-girdling of the stem did not guarantee the emission of shoots for any progeny at any of the doses tested. The *in vitro* establishment of shoots from vegetative rescue showed high rates of contamination and no material was used. In the *in vitro* multiplication, the variable NBE and PB showed significant interaction for the segment and cytokinin used. The highest average of budburst per explant (1.45) was obtained with the association of the cotyledonary segment and cytokinin BAP, the same happened for the variable PB, the highest average 85,45%. The CMB variable showed only the effect of isolated factors. It was not possible to obtain rooting of *S. parahyba* var. *amazonicum*.

Keywords: Paricá. Vegetative propagation. Growth regulator

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	13
2. REVISÃO DE LITERATURA.....	15
2.1. A espécie <i>Schizolobium parahyba</i> var. <i>amazonicum</i> (Huber ex Ducke) Barneby	15
2.2. Resgate vegetativo	16
2.3. Propagação vegetativa.....	17
2.3.1. Micropropagação.....	19
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	22
3.1. Área de estudo.....	22
3.2. Resgate vegetativo de <i>Schizolobium parahyba</i> var. <i>amazonicum</i> por meio do semianelamento basal do caule.....	22
3.3. Resgate vegetativo de <i>Schizolobium parahyba</i> var. <i>amazonicum</i> por meio do semianelamento superior do caule	24
3.3.1. Aplicação de reguladores de crescimento.....	25
3.4. Estabelecimento <i>in vitro</i> de brotações obtidas por meio de semianelamento basal do caule de <i>Schizolobium parahyba</i> var. <i>amazonicum</i>	26
3.5. Multiplicação <i>in vitro</i> de <i>Schizolobium parahyba</i> var. <i>amazonicum</i> a partir de segmentos cotiledonares e apicais provenientes de sementes germinadas <i>in vitro</i>	28
3.6. Enraizamento <i>in vitro</i> de <i>Schizolobium parahyba</i> var. <i>amazonicum</i> a partir de explantes obtidos da multiplicação <i>in vitro</i>	30
3.7. Análise de dados	30
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	31
4.1. Resgate vegetativo de <i>Schizolobium parahyba</i> var. <i>amazonicum</i> por meio de semianelamento basal do caule.....	31
4.2. Resgate vegetativo de <i>Schizolobium parahyba</i> var. <i>amazonicum</i> por meio de semianelamento superior do caule	36
4.3. Estabelecimento <i>in vitro</i> de brotações obtidas por meio de semianelamento basal do caule de <i>Schizolobium parahyba</i> var. <i>amazonicum</i>	38
4.4. Multiplicação <i>in vitro</i> de <i>Schizolobium parahyba</i> var. <i>amazonicum</i> a partir de segmentos cotiledonares e apicais provenientes de sementes germinadas <i>in vitro</i>	39
4.5. Enraizamento <i>in vitro</i> de <i>Schizolobium parahyba</i> var. <i>amazonicum</i> a partir de explantes obtidos da multiplicação <i>in vitro</i>	48

5.	CONCLUSÕES.....	51
6.	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	52

1. INTRODUÇÃO

A silvicultura clonal brasileira alcançou notoriedade devido ao sucesso obtido nas técnicas de melhoramento genético e de propagação vegetativa, principalmente em relação aos gêneros *Eucalyptus* e *Pinus* (WENDLING *et al.* 2009). Atualmente o Brasil possui cerca de 9,55 milhões de hectares em florestas plantadas, na sua grande maioria representada por espécies do gênero *Eucalyptus*, e aproximadamente 382 hectares representados por outras espécies, dentre elas o paricá (IBÁ, 2021).

O paricá *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (Huber ex Ducke) Barneby, espécie nativa da Amazônia, apresenta características adequadas para produção de laminados e painéis de madeira, com resultados que indicam rendimento no processo de laminação similar ou até mesmo superior às espécies tradicionalmente usadas para esta finalidade no Brasil, como espécies do gênero *Eucalyptus* e *Pinus* (MACHADO *et al.*, 2018; MELO *et al.*, 2014). Tornando assim o *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum*, uma espécie com grande potencial para utilização em plantios florestais (CARVALHO, 2003).

Porém, para garantir o estabelecimento de um plantio é necessário a utilização de técnicas que possam garantir a produção de mudas em larga escala (XAVIER, 2021). A propagação de espécies florestais pode ocorrer por meio de vias sexuada e assexuada, este segundo processo pode ser promissor quando o objetivo é a uniformização dos indivíduos em relação a forma do fuste, crescimento e porte das árvores, , além da seleção de materiais genéticos resistentes a pragas e doenças, que são características fundamentais em plantios comerciais, sendo a propagação vegetativa uma alternativa viável para a produção de mudas diante da heterogeneidade provocada pela propagação sexuada (LIMA *et al.*, 2018; MANTOVANI *et al.*, 2017). Usualmente o paricá é propagado por vias seminais, chegando a alcançar 94 % de germinação (CORDEIRO *et al.*, 2002).

A produção de mudas por via seminal pode inviabilizar a obtenção de plantios clonais, pois as sementes são resultadas da recombinação genética entre plantas que acarretam a variação genotípica entre os seus descendentes, acarretando em variabilidade genética e heterogeneidade dos plantios (OLIVEIRA *et al.* 2013). Em razão disto as técnicas de propagação vegetativa são alternativas para manter a homogeneidade dos plantios com as características de interesse do mercado, por meio da seleção de indivíduos geneticamente superiores (XAVIER *et al.* 2021; NASCIMENTO *et al.*, 2018).

Atualmente no Brasil não há relatos na literatura a respeito de programas de melhoramento genético para o paricá, porém o potencial de sua utilização para exploração madeireira vem despertando a necessidade de se iniciar um programa de melhoramento genético, a fim de se obter genótipos que atendam aos interesses do mercado consumidor (BALDONI *et al.* 2020). Para atender a demanda da produção de clones de espécies de interesse, é de extrema importância o estabelecimento de protocolos eficientes de indução de brotações que sirvam de base para realizar o resgate e clonagem de matrizes selecionadas para a implantação de programas de silvicultura clonal (WENDLING *et al.*, 2009).

Na silvicultura clonal a seleção dos clones ocorre normalmente na fase adulta, uma vez que o indivíduo arbóreo expressa seu maior potencial silvicultural, porém para garantir sucesso por meio de indivíduos já adultos é imprescindível explorar o gradiente de juvenilidade presente nas árvores, buscando a maior capacidade de propagação do material juvenil (XAVIER *et al.* 2021).

Após a obtenção do material na fase adulta, é necessário lançar mão de técnicas para sua propagação. Entre as técnicas de propagação mais utilizadas no Brasil em programas de melhoramento genético está a micropropagação, que tem por objetivo realizar a manutenção genética do clone a ser propagado e torna possível acelerar o método de propagação desse material (XAVIER *et al.* 2021).

Portanto, o presente estudo buscou avaliar se é possível estabelecer protocolos de introdução, multiplicação e enraizamento *in vitro* de brotações de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (Huber ex Ducke) Barneby oriundas do resgate do material vegetativo de indivíduos adultos da espécie pela técnica de semianelamento.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. A espécie *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (Huber ex Ducke) Barneby

O gênero *Schizolobium* é formado pela espécie (*Schizolobium parahyba*), que é dividida em duas variedades, *Schizolobium parahyba* (Vell.) Blake var. *parahyba*, e *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (Huber ex Ducke) Barneby, sendo diferenciadas principalmente por características morfológicas e geográficas. *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (Huber ex Ducke) Barneby possui flores e frutos duas vezes menores, bem como pelas pétalas oblongas, mais firmes e glabras e pelos pedicelos articulados, além de florescer completamente sem folhas. No Brasil tem sua ocorrência natural restrita a bacia Amazônica (CARVALHO, 2007), enquanto *S. parahyba* var. *parahyba* ocorre principalmente na Mata Atlântica brasileira (SOUZA et al. 2003).

Schizolobium parahyba var. *amazonicum* (Huber ex Ducke) Barneby, pertencente à família Fabaceae e ao gênero *Schizolobium*, é popularmente conhecida por paricá, canafístula, guapuruvu-da-amazônia, paricá-da-amazônia ou pinho-cuiabano, faveira e bandarra. O paricá é uma árvore decídua, que pode atingir 40 m de altura e DAP (diâmetro à altura do peito) de 100 cm. Seu tronco é reto, e na fase jovem possui coloração verde acentuada além de cicatrizes transversais que são causadas pela queda das folhas. Suas flores são de coloração amarelo-clara e zigomorfas. É uma espécie monoica, polinizada essencialmente por abelhas ou outros insetos pequenos, as sementes são dispersas de forma anemocórica e barocórica (CARVALHO, 2007).

A espécie possui rápido crescimento o que garante o seu amplo uso em áreas de reflorestamento principalmente na região Centro-Oeste e Norte do país. A espécie possui grande utilização da madeira por indústrias de lâminas e compensados, garantidas pelo rápido crescimento, fuste reto, boa desrama natural, fácil trabalhabilidade e secagem da madeira (PIRES, et al., 2011). Produz ainda celulose de boa qualidade e de fácil branqueamento, o que permite a fabricação de papel branqueado com excelente resistência (HOFFMANN et al., 2011).

A silvicultura do paricá é considerada relativamente fácil, podendo ser destacada pelo próprio processo de desrama natural. Um cuidado que vale a pena ressaltar é a limpeza do sub-bosque, principalmente nos primeiros anos de cultivo, para se evitar a mato-competição (SOUZA, 2015).

Diante da necessidade de abastecimento do mercado consumidor da espécie *S. amazonicum*, segundo a Indústria Brasileira de Árvores (IBÁ) no ano de 2019 quase 90 mil hectares de florestas plantadas eram de paricá, sendo 22,4 mil hectares destinados aos plantios de recuperação de áreas degradadas. A distribuição dos plantios ocorre principalmente nos estados de Pará, Maranhão, Tocantins e Mato Grosso (IBÁ, 2019).

2.2. Resgate vegetativo

Para dar início a um programa de melhoramento genético é necessário que seja realizado o resgate do material superior que se pretende propagar, a fim de se obter o material vegetal. Uma das formas de obtenção desse material vegetal é por meio do resgate de materiais adultos já estabelecidos no campo. As mais variadas técnicas podem ser utilizadas para resgatar esse material: anelamento, semianelamento, decepa das árvores, uso de galhos podados, entre outras. A seleção desses explantes devem ser realizadas preferencialmente onde as brotações estejam fisiologicamente ativas e em estágio primário de crescimento. Quando o resgate for realizado a partir de indivíduos adultos, as brotações devem possuir características juvenis, que podem ser obtidas a partir de rejuvenescimento da matriz doadora (OLIVEIRA *et al.*, 2013; SOUZA 2015).

A forma mais eficiente de realizar o rejuvenescimento e revigoramento dos tecidos de uma árvore adulta é a partir da indução de brotações basais, por meio do corte raso da planta (PEREIRA *et al.*, 2015), levando em consideração o gradiente de maturação que ocorre da base para o ápice em decorrência do envelhecimento ontogênico da planta, garantindo maior grau de juvenilidade e propágulos mais propensos ao enraizamento adventício (DIAS *et al.*, 2015). Porém, ao optar por esse método deve-se observar a perda da copa ou perda total do indivíduo selecionado, sendo necessário recorrer à outras alternativas que não sejam destrutivas para o genótipo (WENDLING & XAVIER 2003).

Uma alternativa quando não há possibilidade de se utilizar métodos destrutivos para obtenção de brotações é o semianelamento, que permite obter gemas geneticamente iguais a planta matriz, por meio de desenvolvimento de gemas dormentes que possuem características juvenis (MENEGUZZI, 2017).

O seminelamento ou anelamento é considerado uma técnica simples e eficaz por consistir na retirada parcial ou total de um anel mais comumente do caule, porém também pode ser retirado de galhos. Uma pequena incisão é feita em torno da circunferência na base da

árvore, em uma profundidade suficiente que não danifique o lenho, e após isso são observadas ou não as emissões de brotações (ALFENAS *et al.*, 2004).

A emissão de brotações provenientes do anelamento ocorre porque a técnica provoca um aumento na concentração de substâncias promotoras de brotações, auxina acima da região anelada, e citocinina abaixo. Dessa forma a menor concentração de auxina na região inferior, que tem seu transporte interrompido por conta da retirada do floema, afeta o balanço auxina/citocinina, o que é favorável a emissão de brotos (SANTIN, *et al.*, 2008). As auxinas estão envolvidas nos processos de alongamento celular, fototropismos, iniciação radicular, embriogênese, entre outros. Enquanto as citocininas estimulam processos metabólicos, fisiológicos e bioquímicos referentes a regulação do crescimento, desenvolvimento de gemas, brotações, e reguladores da expressão dos genes (CATO, 2006).

Entretanto a eficiência da técnica de anelamento é influenciado por vários fatores, dentre eles deve ser considerado espécie/genótipo, época do ano em que foi realizado o anelamento, condições ambientais e fisiológicas da planta, bem como a intensidade da técnica realizada (XAVIER *et al.*, 2021).

Outra técnica capaz de induzir brotações epicórmicas é a poda dos galhos, que consiste na retirada de galhos ou ramos e na sua disposição, em local com condições ambientais adequadas para que ocorra a emissão de brotação (MENEGUZZI, 2017). As brotações produzidas pelas podas dos ramos possuem hábitos classificados como ortotrópicos, plagiotrópicos e sem definição, essa classificação se refere ao hábito de crescimento do broto, e corresponde a brotos com crescimento vertical (normal-ortotrópico), crescimento oblíquo ou horizontal (anormal – plagiotrópico) e ainda aqueles sem definição onde não é possível distinguir o hábito de crescimento (WENDLING *et al.*, 2009). As brotações epicórmicas que forem induzidas a partir dos galhos podados serão utilizadas como explante para a introdução *in vitro* (OLVIEIRA *et al.*, 2013).

Na técnica de galhos podados deve-se observar a sua posição no tronco, preferindo obter galhos da base para o topo, observando a idade ontogenética da árvore, uma vez que estes podem estar fisiologicamente maduros o que compromete o enraizamento adventício da brotação a ser emitida (ALMEIDA *et al.*, 2007).

2.3. Propagação vegetativa

Atualmente a propagação clonal de vegetais já é amplamente utilizada e conhecida como um método viável quando se deseja estabelecer plantios clonais. O gênero *Eucalyptus* vem sendo amplamente estudado no que diz respeito a sua propagação vegetativa, porém a expansão dessas técnicas para as espécies nativas tem sido limitada, principalmente no que diz respeito aos métodos eficientes de rejuvenescimento dos tecidos de material adulto e das técnicas de manejo adequadas no ambiente de propagação (DIAS *et al.*, 2015).

Tendo em vista a importância econômica do paricá, e seu crescente uso em plantios comerciais, torna-se importante novos conhecimentos acerca das variadas técnicas de propagação dos indivíduos, bem como a manutenção e evolução das técnicas que já estão em uso.

A propagação do paricá por via seminal embora eficiente, atinge até 94 % de germinação em sementes escarificadas (SHIMIZU *et al.*, 2011), não permite a total manutenção das características originais da planta mãe, acarretando a heterogeneidade dos indivíduos, tornando-se um empecilho para o estabelecimento de plantios comerciais que prezam pela homogeneidade dos indivíduos. Além disso, a espécie possui elevada taxa de fecundação cruzada tendo como resultado grande variabilidade genética de materiais genéticos desconhecidos (FERREIRA *et al.*, 2004; FERRARI *et al.*, 2008), podem ser citados como fatores limitantes para a reprodução da espécie por via seminal, e justificar a necessidade da utilização de técnicas de propagação clonal (SOUZA *et al.*, 2015).

Visando subsidiar programas de melhoramento genético e solucionar os problemas referentes a plantios heterogêneos, bem como viabilizar o uso de materiais genéticos mais produtivos e/ou resistentes a pragas e doenças, a produção de mudas via propagação vegetativa se torna essencial, já que tem capacidade de multiplicar indivíduos superiores, que possuam características desejáveis capazes de agregar valor e melhorar a qualidade dos plantios de paricá estabelecendo plantios homogêneos (CORDEIRO *et al.*, 2006).

No estabelecimento de plantios florestais, é comum utilizar técnicas de estaquia para obtenção das mudas, porém utilizando a estaquia Dias *et al.* (2015) e Souza (2015) observaram que para o enraizamento estacas de paricá necessitam de altas dosagem de AIB (40.000 mg L⁻¹), porém a aplicação de AIB influencia negativamente na taxa de sobrevivência final das mudas. DIAS *et al.* (2015), afirma ainda que a espécie possui difícil enraizamento, e relata a utilização de altas dosagens de AIB se comparadas a doses utilizadas em outras espécies florestais para a mesma finalidade de formação de raízes. Para contornar os entraves referentes

ao enraizamento da espécie, a cultura de tecidos pode ser utilizada visando o rejuvenescimento e revigoramento do material, de forma a aumentar a probabilidade de emitir raízes (Xavier et al., 2021).

Além dos segmentos nodais, os embriões ou tecidos provenientes das sementes podem ser utilizadas como explantes iniciais para a propagação (OLIVEIRA *et al.*, 2013). Em *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* eixos embrionários foram utilizados apresentando vantagens do ponto de vista experimental, entretanto, o embrião é resultado de uma recombinação gênica o que constitui um novo genótipo, por isso, a obtenção de explantes iniciais para a propagação a partir de eixos embrionários limita a clonagem de indivíduos superiores já estabelecidos em campo (REIS *et al.*, 2009).

Alguns fatores influenciam o processo de propagação, como a aplicação de reguladores de crescimento e o tipo de estaca ou explante utilizado, tendo influência sobre a indução de raízes das plantas. Isso se deve ao fato da variação fisiológica ao longo do ramo (DIAS *et al.*, 2015). Nos métodos de propagação oriundos da cultura de tecidos, tanto a composição e concentração dos reguladores de crescimento utilizados no meio de cultura são fatores determinantes no desenvolvimento do material vegetal, para o sistema de cultivo *in vitro* as classes de fitorreguladores mais utilizadas são as auxinas e citocininas (LIMA, *et al.*, 2007).

Mesmo em espécies que não possuem maiores problemas para propagação por via seminal se faz necessário estabelecer protocolos de germinação *in vitro*, tanto para fins de conservação, quanto para sua domesticação e utilização em programas de melhoramento. A cultura de tecidos vegetais é uma alternativa para a produção de plantas elite em grande escala, livres de doenças e em curto intervalo de tempo e espaço, garantindo que as condições ambientais sejam fornecidas em laboratório através do controle de luz, temperatura e umidade (MONFORTE *et al.* 2015; SILVA 2012). As técnicas de cultura de tecidos para as espécies florestais viabilizam a produção de indivíduos em um curto período de tempo, garantindo a obtenção de uma grande quantidade de indivíduos a partir de um único material (XAVIER, 2007).

2.3.1. Micropropagação

A técnica de micropropagação pode ser definida como a propagação vegetativa *in vitro*, que consiste na produção de plantas a partir de órgãos tecidos ou células, cultivados em

condições assépticas e *in vitro* em meio de cultura adequado, com todos os elementos essenciais para o desenvolvimento da planta e com rigoroso controle das condições ambientais (BORÉM, 2003; THORPE, 2007). É uma técnica que permite a partir de uma célula, tecido ou órgão a obtenção de vários indivíduos geneticamente idênticos, em espécies que apresentam dificuldades de propagação por outros métodos em qualquer época do ano, em tempo e espaço físico reduzido e com maior controle sobre a sanidade do material propagado (XAVIER, *et al.*, 2013; RIBEIRO, 2017).

A micropropagação vem sendo utilizada e estudada no setor florestal em plantas de grande valor agregado e com demanda no mercado pois permite o rejuvenescimento do tecido vegetal, reduz as variações genéticas em relação ao explante, é utilizada na formação de bancos de germoplasma, produção de sementes sintéticas, micro enxertia e polinização *in vitro*, e produção de plantas livres de doenças (CANÇADO, 2009; HARTMANN *et al.*, 2011; XAVIER *et al.*, 2013). Dentre as vantagens da micropropagação na área florestal está a possibilidade de propagar árvores selecionadas em todas as idades, constituindo-se de uma alternativa em relação aos outros métodos de propagação (BORÉM, 2003).

Os estádios de desenvolvimento da técnica de propagação *in vitro* são constituídos de fases que incluem a seleção do explante; obtenção de culturas livres de contaminantes; multiplicação dos propágulos obtidos; enraizamento e aclimatização na condição *ex vitro* de plantas obtidas *in vitro* (XAVIER *et al.*, 2021). Alguns fatores influenciam nessas etapas e exigem adequação da metodologia de maneira particular visando atender as necessidades fisiológicas de cada espécie, são eles: tipo de explante, meio de cultura utilizado, reguladores de crescimento, condições de incubação, condições fitossanitárias do ambiente e materiais utilizados, entre outros (KOMALAVALLI e RAO, 2000).

De acordo com XAVIER *et al.*, (2021) a micropropagação pode ser entendida a partir das seguintes fases:

Fase 0 – De acordo com a estratégia adotada para o sucesso da micropropagação a fase 0 pode ser incluída e se, refere ao tratamento dado à planta matriz para fornecimento do explante.

Fase I – Seleção dos explantes, desinfestação e estabelecimento da cultura nas condições *in vitro*. Fase mais crítica para a maioria das espécies lenhosas, principalmente na obtenção de material adulto, em razão da dificuldade da resposta dos propágulos vegetativos a propagação e altas taxas de contaminação.

Fase II – Multiplicação dos propágulos mediante sucessivas subculturas em meio de cultura adequado à propagação. Para algumas espécies florestais pode haver a necessidade de uma fase adicional, a fase de alongamento das gemas multiplicadas, a fim de se obter gemas alongadas o suficiente para obtenção de respostas no enraizamento.

Fase III – Enraizamento dos propágulos vegetativos obtidos no estágio anterior. Esta fase depende de fatores inerentes a fase anterior, como tipo e tamanho das gemas cultivadas. Nesta fase será realizado a indução de raízes adventícias nas gemas alongadas na fase de multiplicação/alongamento.

Fase IV – Aclimatização das plantas obtidas na condição *in vitro* para condição *ex vitro*. Esta fase é considerada uma fase crítica, pois indivíduos enraizados na fase anterior sob uma situação de reduzido fluxo transpiratório, em função da baixa intensidade de luz e elevada umidade relativa diretamente para um ambiente de rustificação onde será demandado um incremento na taxa de transpiração, ficando susceptível ao estresse hídrico.

Algumas dessas fases podem ser prolongadas e/ou uma fase pode ser adicionada, de acordo com as particularidades de cada espécie e dos objetivos a serem alcançados com a micropropagação (XAVIER *et al.*, 2020).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Área de estudo

O experimento de indução de brotações foi instalado em um plantio de paricá (*Schizolobium parahyba* var. *amazonicum*) que possui aproximadamente 2,3 hectares e localiza-se no campo experimental da Embrapa Agrossilvipastoril, no município de Sinop – MT. A área possui solo classificado como Latossolo Vermelho Amarelo distrófico de textura média. Segundo a classificação de Köppen-Geiger, o clima da região é do tipo Aw, ou seja, clima tropical com inverno seco. A precipitação acumulada anual é de 2730,4 mm, com temperatura média anual de 25,9 °C (LULU e ZOLIN, 2020).

Para implementação do plantio, progênies de meios-irmãos de 58 matrizes de paricá foram plantadas em 2017, em um delineamento experimental de blocos ao acaso, com quatro repetições e cinco plantas por parcela. As sementes que constituíram o plantio foram coletadas nos estados do Mato Grosso, Rondônia, Acre, Tocantes e Pará. Após a obtenção das sementes, foram produzidas as mudas no viveiro da Embrapa Agrossilvipastoril. O transplântio das mudas para o campo ocorreu aos 120 dias após a germinação, no ano de 2017, em espaçamento de 4 x 4 m. A primeira adubação foi realizada ainda no plantio das mudas utilizando fertilizante com 10g por planta de FTE e 50g por planta de NPK (8-28-16), a segunda aplicação aos 90 dias pós plantio, consistiu em 30 g de Ureia, 60g de KCL, 125 g de Super Simples, 50g de FTE BR 08 por planta, sendo distribuídas em duas covetas, cerca de 20 a 30 cm da planta e 10 a 20 cm de profundidade. E aos seis meses após a segunda aplicação, realizou adubação com 150g de Ureia, 300g de KCL, 125g de Super Simples, 25g de Borogran, por planta, no início do período chuvoso. O controle de formigas foi realizado com uso de iscas específicas, além de tratamentos culturais (roçagem) para controle plantas daninhas.

3.2. Resgate vegetativo de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* por meio do semianelamento basal do caule.

A técnica de semianelamento foi aplicada em árvores de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* no mês de outubro de 2020, e nos meses seguintes até fevereiro de 2021 foram realizadas as avaliações.

O experimento de resgate por meio do semianelamento consistiu na utilização de

progênes de quatro matrizes de paricá que foram identificadas pelas letras (A, B, C e D), por se tratar de um teste de progênie da Embrapa Agrossilvipastoril e serem informações restritas. De cada matriz foram utilizadas 12 progênes (3 blocos, 4 plantas/bloco) para realizar o resgate vegetativo. No campo, as árvores com altura e diâmetro conhecidos foram selecionadas para a instalação do experimento. A escolha das árvores baseou-se pela disponibilidade de indivíduos no local, dando preferência para indivíduos aparentemente saudáveis. Após a seleção as árvores foram marcadas com uma fita para posterior procedimento de semianelamento.

O semianelamento foi feito por meio do seccionamento de duas linhas transversais no tronco de cada árvore, com auxílio de um facão (Figura 1 A), cortando somente a espessura da casca. A técnica consistiu na retirada de um meio anel de 20 cm de largura em torno do tronco e comprimento que correspondia a aproximadamente a metade do CAP de cada indivíduo (Figura 1 B), a uma altura de 50 cm do solo. As variáveis estudadas foram o número médio de brotos (NB) e o comprimento médio dos brotos (CB), com avaliações realizadas aos 45, 60, 75, 90, 105 e 120 dias após aplicação do semianelamento. O experimento foi realizado em delineamento em blocos casualizados com fatorial 4x4 (quatro famílias: A, B, C e D, e quatro concentrações de BAP - 0; 500; 1000 e 2000 mg L⁻¹) com 3 blocos e 4 plantas por bloco.

Figura 1 – (A) Aplicação da técnica de semianelamento no caule de progênes de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* com o auxílio de um facão. (B) Semianelamento a 50 cm acima do solo em progênes de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum*.



Fonte: própria autora, 2020.

3.3. Resgate vegetativo de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* por meio do semianelamento superior do caule

A técnica de semianelamento foi realizada em árvores de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* no mês de outubro de 2020 e nos meses seguintes até fevereiro de 2021 foram realizadas as avaliações.

O experimento de resgate por meio do semianelamento consistiu na utilização de progênies de quatro matrizes de paricá que foram identificadas pelas letras (A, B, C e D), por se tratar de um teste de progênie da Embrapa Agrossilvipastoril e serem informações restritas. De cada matriz foram utilizadas 12 progênies (3 blocos, 4 plantas/bloco) para realizar o resgate vegetativo. No campo, as árvores com altura e diâmetro conhecidos foram selecionadas para a instalação do experimento. A escolha das árvores baseou-se pela disponibilidade de indivíduos no local, dando preferência para indivíduos aparentemente saudáveis. Após a seleção as árvores foram marcadas com uma fita para posterior procedimento de semianelamento

O semianelamento superior do caule foi realizado por meio do seccionamento de duas linhas transversais no tronco de cada progênie, com auxílio de um facão cortando somente a espessura da casca. A técnica consistiu na retirada de um meio anel de 20 cm de largura em torno do tronco e comprimento que correspondia a aproximadamente a metade do CAP de cada indivíduo, a 40 cm da formação da copa. Todo procedimento foi realizado com auxílio de material de escalada e instrução de profissionais habilitados (Figura 2A e B). As variáveis estudadas foram o número médio de brotos (NB) e o comprimento médio dos brotos (CB), com avaliações realizadas aos 45, 60, 75, 90, 105 e 120 dias após aplicação do semianelamento. O experimento foi realizado em delineamento em blocos casualizados de fatorial 4x4 (quatro famílias: A, B, C e D, e quatro concentrações de BAP - 0; 500; 1000 e 2000 mg L⁻¹) com 3 blocos e 4 plantas por bloco.

Figura 2 – (A) Preparação do material de segurança de escalada para realização de semianelamento superior em progênes de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum*. (B) Procedimento de semianelamento superior de progênes de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* a 40 cm da formação da copa com auxílio de escada, equipamentos de escalada e facão.



Fonte: própria autora, 2020.

3.3.1. Aplicação de reguladores de crescimento

Para estimular a indução das brotações para ambas as técnicas (semianelamento basal e superior do caule) foi aplicado em cada progênie o regulador de crescimento 6-benzilaminopurina (BAP), nas doses de 0, 500, 1000 e 2000 mg L⁻¹ na sua forma líquida. Para a concentração 0 mg L⁻¹ não houve a aplicação da citocinina. O preparo da solução da citocinina, consistiu na dissolução do BAP em pó em solução básica de hidróxido de sódio (NaOH) 0,5 mol L⁻¹, e após o mesmo foi diluído em água destilada para completar o volume final desejado. As aplicações ocorreram com auxílio de um pincel diretamente na região anelada (Figura 3A e B) e foram realizadas a cada sete dias por um período de 120 dias.

Figura 3 – (A) BAP utilizado na região do semianelamento em progênes *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* em um plantio localizado em Sinop - MT. (B) Aplicação de BAP na região do semianelamento com auxílio de um pincel em progênes de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* localizadas em um plantio em Sinop-MT, em outubro de 2020.



Fonte: própria autora, 2020.

3.4. Estabelecimento *in vitro* de brotações obtidas por meio de semianelamento basal do caule de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum*

Para o estabelecimento *in vitro* de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* foram utilizadas as brotações provenientes do resgate vegetativo de brotações basais das progênes semianeladas de paricá. A coleta de brotações foi feita nas primeiras horas da manhã com auxílio de uma tesoura de poda. Em seguida, as brotações foram acondicionadas em caixas térmicas contendo água para evitar a perda de turgescência e o estresse hídrico, sendo posteriormente transportadas até o laboratório da Embrapa Agrossilvipastoril, onde passaram por lavagem superficial e imersão em água corrente por 15 minutos. As brotações que antes possuíam aproximadamente 20 cm foram segmentadas em tamanhos menores (± 10 cm) e levadas à câmara de fluxo laminar, onde ocorreu a desinfestação dos explantes.

Os explantes foram imersos por 60 segundos em uma solução de etanol 70 % (v/v). Posteriormente, foram imersos em uma solução de hipoclorito de sódio 2,5 % (v/v) com adição

do detergente Tween 20, sendo utilizado quatro gotas a cada 100 ml de hipoclorito de sódio e permanecendo sob agitação por 0, 5, 10 e 15 minutos. A seguir realizou-se o enxague do material em seis ciclos com água destilada e autoclavada. Todo o procedimento de estabelecimento foi realizado em câmara de fluxo laminar previamente esterilizada com álcool 70 % e luz UV por 20 minutos.

Após a desinfestação, os explantes foram introduzidos em um tubo de ensaio contendo o meio de cultura MS (MURASHIGE; SKOOG, 1962), acrescido de 30 g L⁻¹ de sacarose, 0,1 g L⁻¹ de mio-inositol e 7 g L⁻¹ de ágar (Tabela 1) e de dois aditivos antioxidantes (CA - carvão ativado, 800 mg. L⁻¹, e PVP - polivinilpirrolidona, 1000 mg. L⁻¹). O pH do meio foi ajustado para 5,8 ± 0,1 antes da autoclavagem a 120 °C e 1 atm por 20 minutos.

Tabela 1: Composição do meio de cultura MS (Murashige; Skoog, 1962) e WPM (Lloyd e McCown, 1981).

Composto	Fórmula Química	Concentração (mg L ⁻¹)	
		MS	WPM
Macronutrientes			
Nitrato de Amônio	NH ₄ NO ₃	1.650,0	400,0
Nitrato de Potássio	KNO ₃	1.900,0	-
Cloreto de Cálcio	CaCl ₂ .2H ₂ O	440,0	96,0
Sulfato de Potássio	K ₂ SO ₄	-	990,0
Nitrato de Cálcio	Ca(NO ₃) ₂ .4H ₂ O	-	556,0
Fosfato de Potássio	KH ₂ PO ₄	170,0	170,0
Sulfato de Magnésio	MgSO ₄ .7H ₂ O	370,0	370,0
Micronutrientes			
Ácido Bórico	H ₃ BO ₃	6,2	6,2
Molibdato de Sódio	NaMoO ₄ .2H ₂ O	0,25	0,25
Cloreto de Cobalto	CoCl ₂ .6H ₂ O	0,025	-
Sulfato de Manganês	MnSO ₄ .H ₂ O	16,9	22,3
Sulfato de Zinco	ZnSO ₄ .7H ₂ O	8,6	8,6
Sulfato de Cobre	CuSO ₄ .5H ₂ O	0,025	0,25
Iodeto de Potássio	KI	0,83	-
FeEDTA			
Sódio EDTA	Na ₂ E.D.T.A.	37,2	37,2
Sulfato de Ferro	Fe ₂ (SO ₄) ₃	27,8	27,8
Vitaminas			
ÁcidoNícotínico	-	0,5	0,5
Piridoxina.HCL	-	0,1	0,5
Tiamina.HCL	-	0,1	1,0
Glicina	-	2,0	2,0

Os tratamentos foram resultantes da combinação de dois aditivos antioxidantes no meio MS, CA (carvão ativado – 800 mg. L⁻¹) e PVP (polivinilpirrolidona – 1000 mg. L⁻¹) com

os tempos de desinfestação (0, 5, 10 e 15 minutos). Foram utilizadas as seguintes denominações para os tratamentos: T1 (PVP – 0); T2 (PVP – 5); T3 (PVP – 10); T4 (PVP – 15); T5 (CA – 0); T6 (CA – 5); T7 (CA – 10); T8 (CA – 15). A unidade experimental foi composta por um tubo de ensaio de dimensões (25 x 150 mm) contendo 10 ml do meio nutritivo, e um explante por tubo. O experimento foi acondicionado em sala de crescimento sob temperatura de $25\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 3\text{ }^{\circ}\text{C}$, fotoperíodo de 16 horas (após período inicial de sete dias no escuro) e umidade relativa do ar de aproximadamente 15 %.

As avaliações foram realizadas semanalmente: incidência de contaminação fúngica e bacteriana (CF), oxidação (OX) e taxa de sobrevivência dos explantes (TS), sendo realizada de maneira visual. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado (DIC), em esquema fatorial 2 x 4 (dois antioxidantes: CA e PVP, e quatro tempos de desinfestação em hipoclorito de sódio: 0, 5, 10 e 15 minutos), utilizando-se quatro repetições e 10 tubos por repetição.

3.5. Multiplicação *in vitro* de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* a partir de segmentos cotiledonares e apicais provenientes de sementes germinadas *in vitro*

Para o experimento de multiplicação foram utilizados segmentos apicais e cotiledonares (epicótilo) com tamanho de $2 \pm 0,5\text{ cm}$, previamente estabelecidos *in vitro* e obtidos via germinação de sementes de paricá. As sementes submetidas a germinação *in vitro* passaram por processo de superação de dormência pelo método da escarificação mecânica com uso de esmeril elétrico (DAPONTE *et al.*, 2014), por aproximadamente dois segundos na região oposta ao hilo.

Posteriormente as sementes foram submersas em uma solução de hipoclorito de sódio 2,5% (v/v) sendo adicionado 4 a 5 gotas de Tween 20, para cada 100 mL de solução, permanecendo sob agitação por alguns minutos. A seguir realizou-se o enxague do material em 6 ciclos com água destilada e autoclavada após isto as sementes foram inoculadas em potes plásticos contendo o meio de cultura, MS (Murashige e Skoog, 1962) e WPM (Lloyd e McCown, 1981), acrescidos de 30 g L^{-1} de sacarose, $0,1\text{ g L}^{-1}$ de mio-inositol e 7 g L^{-1} de ágar.

Os segmentos foram retirados das porções apicais e cotiledonares das plântulas e inoculados em tubos de ensaio de dimensões (25 x 150 mm), contendo 10 ml do meio WPM (Lloyd e McCown, 1981), acrescidos de 30 g L^{-1} de sacarose, $0,1\text{ g L}^{-1}$ de mio-inositol e 7 g L^{-1}

¹ de ágar. Ao meio de cultura foram adicionados dois tipos de citocinina: 6-benzilaminopurina (BAP) e a cinetina (CIN). O pH do meio foi ajustado para $5,8 \pm 0,1$ antes da autoclavagem a 120°C e 1 atm por 20 minutos.

O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado (DIC), em esquema fatorial ($2 \times 2 \times 3 + 2$) (dois segmentos: cotiledonar (COT) e apical (AP); dois tipos de citocinina: 6-benzilaminopurina (BAP) e a cinetina (CIN) nas doses: 0,5; 1 e 2 mg. L⁻¹), além dos tratamentos controle, meio de cultura sem adição de citocinina (dose 0,0) para cada segmento (cotiledonar e apical), utilizando-se quatro repetições por tratamento, cada repetição composta por oito tubos de ensaio e um segmento por tubo, onde foi considerada o valor da média dos 8 tubos para cada repetição.

Os tratamentos foram resultados da combinação dos dois tipos de citocinina BAP e CIN e das doses (Tabela 2), recebendo as seguintes denominações: T1(controle - cotiledonar), T2 (COT - CIN - 0,5), T3 (COT - CIN – 1,0), T4 (COT - CIN - 2,0), T5 (COT- BAP - 0,5), T6 (COT- BAP – 1,0), T7 (COT- BAP – 2,0), T8 (controle - apical), T9 (AP - CIN - 0,5), T10 (AP - CIN – 1,0), T11 (AP - CIN - 2,0), T12 (AP- BAP - 0,5), T13 (AP- BAP – 1,0), T14 (AP - BAP – 2,0). A unidade experimental foi composta por um tubo de ensaio de dimensões (25x150 mm), contendo 10 ml de meio de cultura em cada tubo.

Tabela 2 – Tratamentos utilizados na multiplicação *in vitro* de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* a partir de segmentos cotiledonares e apicais provenientes de sementes germinada *in vitro*

	CIN (mg L ⁻¹)				BAP (mg L ⁻¹)		
	Controle	0,5	1,0	2,0	0,5	1,0	2,0
Segmento cotiledonar	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7
Segmento apical	T8	T9	T10	T11	T12	T13	T14

O experimento foi acondicionado em sala de crescimento sob temperatura de $25^\circ\text{C} \pm 3^\circ\text{C}$, fotoperíodo de 16 de luz e 8 horas no escuro, e umidade relativa do ar de aproximadamente 15 %. Após um período de 25 dias foram avaliados o número de brotação por explante (NBE), comprimento da maior brotação (CMB) e calculado a porcentagem de brotação (PB).

3.6. Enraizamento *in vitro* de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* a partir de explantes obtidos da multiplicação *in vitro*

Para o experimento de enraizamento foram utilizados explantes obtidos da fase de multiplicação *in vitro* com tamanho de aproximadamente $2 \pm 0,5$ cm.

Os explantes foram inoculados em tubos de ensaio de dimensões (25x150 mm), contendo 10 ml do meio WPM (Lloyd e McCown, 1981), acrescidos de 30 g L⁻¹ de sacarose, 0,1 g L⁻¹ de mio-inositol e 7 g L⁻¹ de ágar. Ao meio de cultura foram adicionados dois tipos de auxinas: ácido indolbutírico (AIB) e ácido naftalenoacético (ANA). O pH do meio foi ajustado para $5,8 \pm 0,1$ antes da autoclavagem a 120 °C e 1 atm por 20 minutos.

O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado (DIC), em esquema fatorial 2 x 4 (dois tipos de auxina: ácido indolbutírico (AIB) e ácido naftalenoacético (ANA) e quatro doses: 0; 0,5; 1,5 e 3 mg. L⁻¹), utilizando-se quatro repetições por tratamento, cada repetição composta por oito tubos de ensaio e um explante por tubo. Os tratamentos foram resultados da combinação dos dois tipos de auxina AIB e ANA e das doses, recebendo as seguintes denominações: T1 (AIB – 0,0 mg. L⁻¹), T2 (ANA – 0,0 mg. L⁻¹), T3 (AIB - 0,5 mg. L⁻¹), T4 (AIB – 1,5 mg. L⁻¹), T5 (AIB – 3,0 mg. L⁻¹), T6 (ANA - 0,5 mg. L⁻¹), T7 (ANA – 1,5 mg. L⁻¹), T8 (ANA – 3,0) mg. L⁻¹. A unidade experimental foi composta por um tubo de ensaio de dimensões (25 x 150 mm), contendo 10 ml de meio de cultura em cada tubo. Após um período de 60 dias foram avaliados o percentual de enraizamento (PE), número total de raízes (NTR) e comprimento médio das raízes (CMR).

3.7. Análise de dados

Para todas as análises dos dados obtidos utilizou-se o software estatístico R-4.0.5 (2021), com auxílio do pacote ExpDes (Experimental Designs) versão 1.2.2 (Ferreira et al. 2021). Os dados foram submetidos aos testes de normalidade de Shapiro-Wilk ($p < 0,05$) e homogeneidade de Bartlett ($p < 0,05$). Em seguida foi realizada a análise de variância ANOVA ($p < 0,01$ e $p < 0,05$) e as médias comparadas pelo teste Tukey ($p < 0,05$) além disso, análises descritivas foram realizadas utilizando média e desvio padrão, quando necessário. Em relação ao item “3.5 Multiplicação *in vitro* de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* a partir de segmentos cotiledonares e apicais provenientes de sementes germinadas *in vitro*”, realizou-se também o teste de Dunnet, afim de comparar as médias dos tratamentos e o controle.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. Resgate vegetativo de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* por meio de semianelamento basal do caule

O número médio de brotos por árvore anelada (NB) e o comprimento médio dos brotos (CB) não apresentaram interação significativa entre as progênies avaliadas e as doses de BAP testadas (Tabela 3).

Tabela 3 – Resumo da Análise de variância das variáveis número médio de brotos (NB) e comprimento médio dos brotos (CB) de progênies de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* submetidas a técnica de semianelamento do caule.

FV	GL	QM	
		NB	CB
Bloco	2	0.49 ^{ns}	1.29 ^{ns}
Progenie (P)	3	1.29 ^{ns}	2.09 ^{ns}
Dose (D)	3	1.19 ^{ns}	0.98 ^{ns}
(D) x (P)	9	0.82 ^{ns}	1.59 ^{ns}
Resíduo	30		

Em que: ^{ns} valor de F não significativo; *valor de F significativo a 5 % de probabilidade de erro; FV=fonte de variação; GL= grau de liberdade.

Os resultados demonstram que as variáveis NB e CB não estão relacionados com as progênies testadas nem com as dosagens de BAP aplicadas, ou seja, a emissão de brotações para o paricá independe das progênies e das doses de BAP testadas neste estudo. Estes resultados podem ser influenciados por vários fatores que atuam na capacidade de uma espécie possuir botões axilares capazes de crescer até formar um ramo, tais como hormônios vegetais, fatores ambientais, ou até mesmo possuir níveis mais profundos de inatividade, que são mais difíceis de serem superados (DOMAGALSKA & LEYSER, 2011), a técnica empregada e a intensidade de sua aplicação também exerce influência na obtenção de brotações, em virtude do gradiente de maturação que existe da base ao ápice dos indivíduos (XAVIER *et al.*, 2021).

Para a variável NB os valores médios variam de (0,0 a 1,0) (Figura 4) por árvore anelada. Para a variável comprimento médio dos brotos, os valores variaram de 0,0 a 71,3 cm (Figura 5).

Figura 4 - Número médio de brotos por família (A, B, C e D) de *Schizolobium parahyba* var.

amazonicum submetidas ao semianelamento com quatro doses de BAP (0; 500; 1000 e 2000 mg L⁻¹) em um teste de progênie, localizado na Embrapa Agrossilvipastoril, em SINOP – MT.

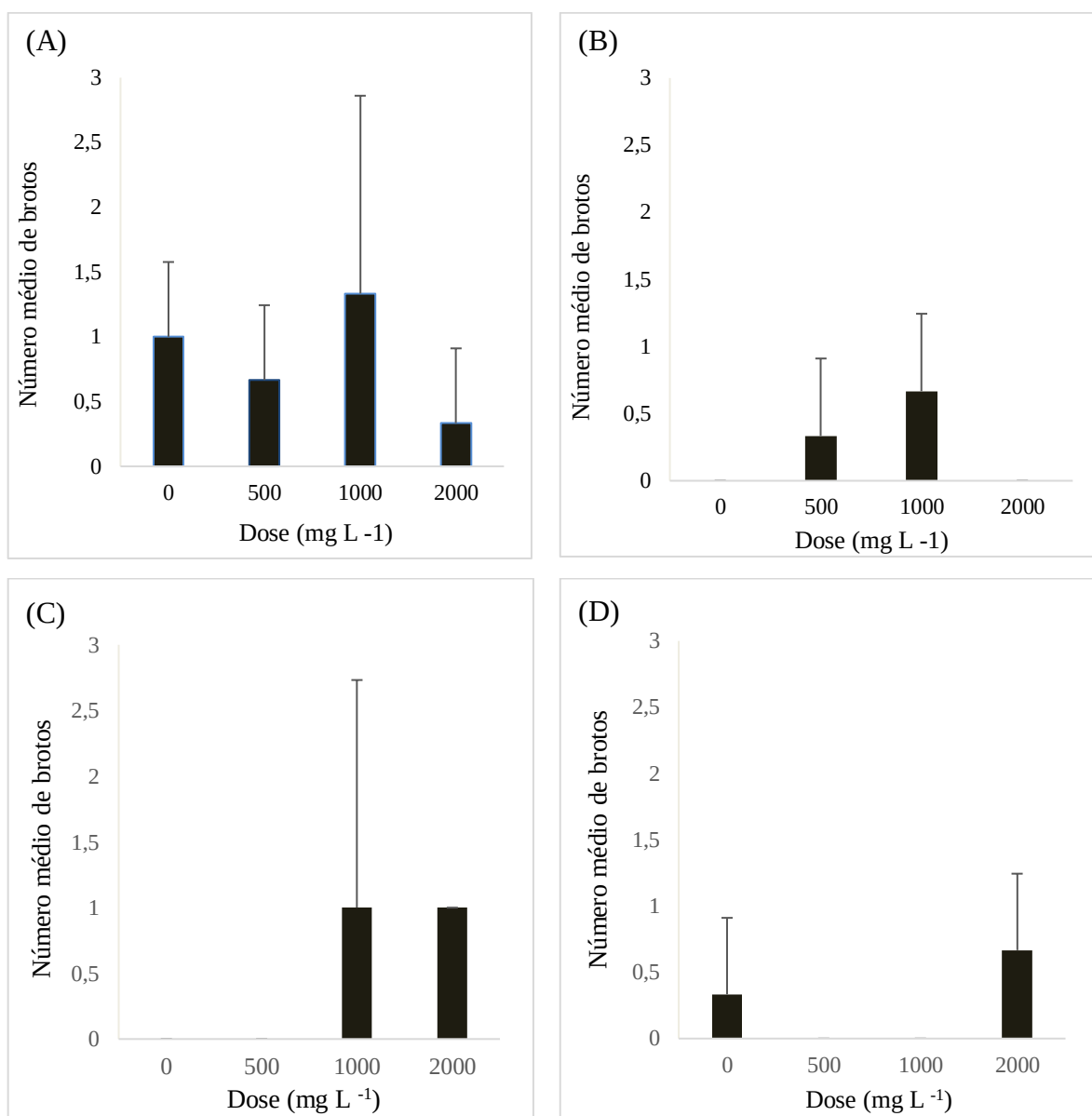
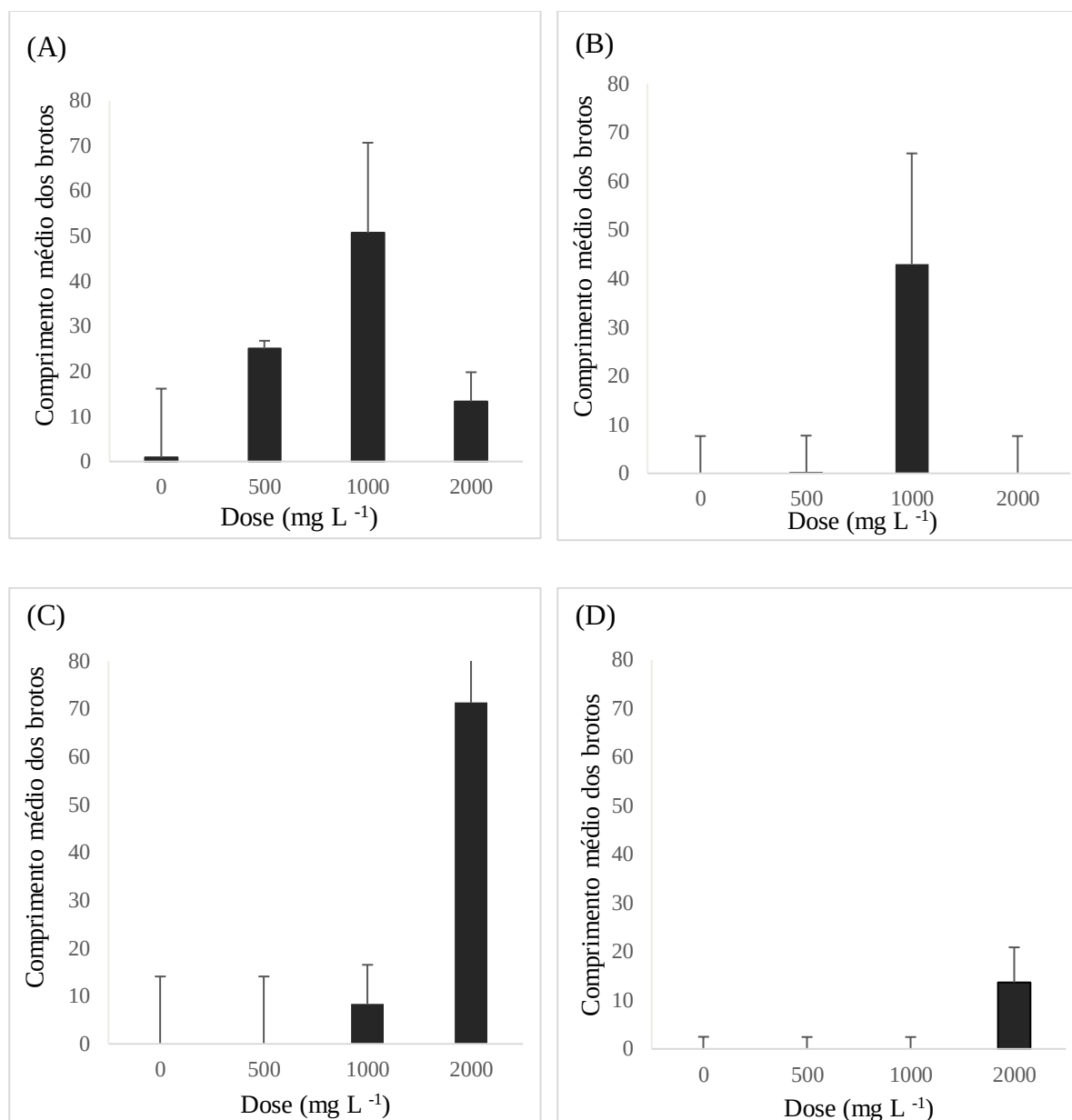


Figura 5 – Comprimento médio dos brotos por família (A, B, C e D) de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* submetidas ao semianelamento com quatro doses de BAP (0; 500; 1000 e 2000 mg L⁻¹) em um teste de progênie, localizado na Embrapa Agrossilvipastoril, em SINOP – MT.



Os dados deste estudo corroboram com os valores encontrados por outros autores quando utilizam a mesma técnica de semianelamento que em sua maioria resulta em um número inferior de brotos emitidos se comparado ao anelamento completo, por exemplo. PEREIRA *et al.* (2017), estudando métodos de resgate vegetativo em indivíduos de *Sequoia sempervirens* (D. Don.) Endl. pertencente à família Cupressaceae relataram valores médios de brotações por árvores de 14,5 utilizando a técnica de semianelamento e 12,9 para técnica de anelamento.

PEREIRA *et al.* (2015) em seus estudos referentes a *Toona ciliata* var. *australis* (F. Muell.) Bahadur, da família Meliaceae, também encontraram valores semelhantes (0,0 a 1,3) para o número de brotos por árvore utilizando a técnica de semianelamento, e constataram que foi o menor valor entre as técnicas avaliadas (anelamento, semianelamento e corte raso). JUNIOR *et al.* (2021) utilizando o semianelamento como técnica de resgate para *Cedrela fissilis* (Vell.), pertencente à família Meliaceae não obteve emissão de brotações em nenhum indivíduo anelado. Ambos os autores comparam as técnicas anelamento completo e semianelamento. NASCIMENTO *et al.*, (2018), para a variável comprimento médio dos brotos, em *Ilex paraguariensis* St. Hill, pertencente à família Aquifoliaceae encontraram valores médios de 5,3 cm, menores do que aqueles encontrados neste estudo aos 120 dias de avaliação. Enquanto neste estudo, o valor de 71,3 cm foi alcançado aos 120 dias de avaliação (Figura 6).

Figura 6 – Brotações em progênie de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* submetidas ao semianelamento em um teste de progênie, localizado na Embrapa Agrossilvipastoril, em Sinop – MT.



Fonte: própria autora, 2020.

De acordo com KRATZ *et al.* (2016), a ineficiência da técnica de semianelamento para a obtenção de um maior número de brotações se comparado a outras técnicas, pode estar relacionada a dominância apical dos vegetais, uma vez que a perda de dominância apical parece não ocorrer de maneira efetiva no semianelamento se comparada a outras técnicas, como a decepta, onde há uma redução no acúmulo de açúcares na região anelada que contribui efetivamente para a emissão de brotações.

O acúmulo de açúcares é importante quando se deseja induzir brotações, uma vez que a dominância apical é mantida pela grande demanda de açúcar no ápice das plantas, limitando assim a quantidade de açúcar disponível para as gemas axilares; quando há perda de dominância apical, os açúcares se acumulam nas gemas axilares, favorecendo a emissão de brotações (MASON *et al.* 2014). Alguns estudos trazem evidências de que o surgimento de brotações laterais provenientes de gemas axilares dormentes pode ter influência da mobilização de açúcares associados aos hormônios que servem como marcadores do processo (MASON *et al.*, 2014; ENDE, 2014).

Porém, apesar da técnica utilizada apresentar valores inferiores se comparadas a outras técnicas, ela ainda foi capaz de induzir brotações mesmo que em pequena quantidade para a produção de propágulos. Fisiologicamente, a emissão de brotações relaciona-se com as alterações nos níveis hormonais por meio de uma série de hormônios que incluem auxina, citocinina e estrigolactonas em árvores que a técnica proporciona (SANTIN *et al.* 2008; DUN *et al.*, 2012).

Alterações como estas citadas acima, dizem respeito aos níveis de hormônios que cada indivíduo/espécie possui de acordo com seu genótipo. A auxina é biossintetizada principalmente na parte aérea, enquanto a citocinina nas raízes, quando submetidas a injúrias no caule, como é o caso do semianelamento, as árvores perdem total ou parcialmente a dominância apical, que proporciona uma alta relação citocinina/auxina, que favorece a emissão de brotações (TAIZ e ZEIGER, 2017; HARTMANN *et al.*, 2011).

Outro fator que pode ter contribuído para a emissão de brotações é o estresse provocado pelo semianelamento, causando distúrbios funcionais nas árvores, que brotam como estratégia de sobrevivência (MENEGUZZI, 2017).

Na primeira avaliação realizada (mês de novembro de 2020), após as famílias serem submetidas a técnica de semianelamento foi constatada a maior emissão de brotações se comparada com o restante das avaliações. A maioria dos indivíduos já apresentaram brotações neste período que coincidiu com a retomada das chuvas na região. Já em novembro a chuva acumulada no primeiro decêndio foi a maior dos últimos 5 anos para o mesmo período, (LULU & ZOLIN, 2020) podendo essa variável ambiental ter contribuído para o maior número de emissão de brotações apenas neste período.

RAVEN (2014), afirma que durante o período de retomada das chuvas há o estímulo da emissão de brotações, onde as células cambiais absorvem água, e começam a se dividir

periclinalmente, essa reativação cambial é desencadeada pelo desenvolvimento das gemas e a retomada do seu crescimento. Além disso este período, diversos hormônios vegetais, incluindo auxina e citocinina, são destinados a regulação e manutenção das atividades cambiais.

Além do transporte de água, o xilema é responsável pelo transporte de citocininas, que favorece a emissão das brotações, este movimento ocorre da raiz em direção aos brotos, porém o sucesso dessa pressão radicular é maior quando as plantas estão bem hidratadas e sob condições de alta umidade relativa do ar (RAVEN, 2014; MENDES *et al.*, 2015).

Apesar das brotações apresentarem comprimento de até 71 cm aproximadamente, para uma das progênies testadas, observou que há uma distância considerável entre uma gema e outra no mesmo broto, o que é uma característica intrínseca a espécie é prejudicial, uma vez que reduz o número de explantes disponíveis para posterior estabelecimento *in vitro*, assim como reportado por MENEGUZZI (2017), em seu estudo referente ao resgate de *Persea willdenovii* Kosterm. da família Lauraceae. Tal fato compromete os processos de estabelecimento *in vitro* de espécies florestais via gemas axilares, pois há um número reduzido de gemas para iniciar o processo de micropropagação.

Apesar da técnica testada não favorecer um elevado número de brotações é interessante aperfeiçoamentos para que seja possível garantir o sucesso do seu uso, considerando que a técnica permite manter o indivíduo vivo, o que beneficia situações em que não é possível perder a árvore matriz, como o caso em questão, que se trata de um teste de progênie.

4.2. Resgate vegetativo de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* por meio de semianelamento superior do caule

A técnica de semianelamento superior do caule não garantiu a emissão de brotações para nenhuma progênie em nenhuma das doses testadas. Porém, em um indivíduo onde ocorreu a quebra da copa por conta de fortes ventos, ocorreu a emissão de várias brotações (Figura 7).

SANTIN *et al.* (2008), afirmam que a remoção da copa das árvores reduz a dominância apical e conseqüentemente o fluxo de auxina. Tal efeito pode contribuir para o único indivíduo a apresentar brotação ser o que sofreu a quebra da copa, outro fator que pode contribuir para esta emissão pós quebra é a idade do plantio, que possui aproximadamente 4,5 anos.

Sugere-se que os indivíduos submetidos ao semianelamento superior não apresentaram brotações pois a região anelada (abaixo da primeira bifurcação) é uma região onde há alta concentração de auxina, devido a biossíntese que ocorre na região, enquanto a biossíntese de citocinina ocorre na região basal, sendo as citocininas o hormônio mais importante no estímulo das novas brotações (TAIZ & ZEIGER, 2017).

A emissão de brotações no semianelamento na região basal e a não emissão de brotações no semianelamento superior confirma a necessidade da diminuição da relação auxina/citocinina para emissão de brotação, a menor concentração de auxina na região abaixo do anelamento ocasiona diminuição do balanço da relação auxina/citocinina e pode ser atribuído com fator contribuinte para emissão de brotações (SANTIN *et al.* 2008; STUEPP *et al.* 2015).

Figura 7 – Brotação em progênie de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* submetidas ao semianelamento superior com perda de dominância apical pela quebra da copa em um teste de progênie, localizado na Embrapa Agrossilvipastoril, em SINOP – MT, onde a seta vermelha indica a região da ruptura após a quebra da copa e as setas brancas indicam as brotações na região inferior ao local da quebra da copa.



Fonte: próprio autor, 2020.

4.3. Estabelecimento *in vitro* de brotações obtidas por meio de semianelamento basal do caule de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum*

Não foi constatada sobrevivência em nenhum dos explantes, onde 100 % dos materiais foram contaminados, tornando-se uma barreira ao estabelecimento do explante em meio de cultivo *in vitro*. Ou seja, não foi possível utilizar os materiais para dar continuidade as fases de multiplicação e posterior enraizamento. Foi verificada uma alta ocorrência de contaminação por bactérias e fungos logo após a inoculação do explante.

A ocorrência de altas taxas de contaminação podem ser atribuída ao material que foi resgatado do campo, onde está diretamente exposto a patógenos. Há também a possibilidade de o método de desinfestação utilizado não ter sido eficaz na eliminação desses patógenos. Meneguzzi (2017), afirma que a dificuldade no estabelecimento de plantas lenhosas se dá principalmente pela contaminação e oxidação.

O material vegetal, especialmente de espécies nativas quando retirado do campo possui elevada concentração de patógenos, que passam a competir com os explantes inoculados por nutrientes presentes no meio de cultura, afetando o material direta e indiretamente, tornando a etapa de desinfestação mais difícil, reduzindo a capacidade de sobrevivência do explante (SATO *et al.* 2001; BRONDANI *et al.* 2012).

MENEGUZZI (2007) em seu estudo com resgate vegetativo e estabelecimento *in vitro* de *Persea wilddenovii* Kosterm, também constatou altos índices de contaminação fúngicas e bacterianas, onde todo o material foi descartado, a autora também afirma que de maneira geral baixas doses de agente desinfetante associadas aos curtos tempos de imersão são capazes de favorecer a sobrevivência de explantes, porém essas condições podem não ser capazes de promover adequada desinfestação do material vegetal.

Resultados contrários foram apresentados por MANTOVANI (2007) estudando *Bixa orellana*, o autor afirma que o processo de desinfestação diminuiu de 100 % (controle) para 18 % a contaminação fúngica do material, entretanto a ação do NaOCl não foi efetiva na eliminação ou controle de bactérias, isso porque o NaOCl é mais eficiente no controle fúngico e de bactérias encontradas na superfície dos tecidos, dificultando o controle de bactérias de natureza endofítica.

De maneira geral o protocolo utilizado no estabelecimento *in vitro* não foi eficaz

para o desenvolvimento dos explantes utilizados, comprometendo assim as próximas etapas da micropropagação.

Assim, o ideal seria acrescentar a fase intermediária (viveiro) onde os brotos podem receber pré-tratamento com fungicidas, a fim de viabilizar o estabelecimento vegetal *in vitro* para a espécie. Porém, vale destacar que alguns estudos relatam dificuldades no enraizamento da espécie e uso de altas dosagens do fitorregulador AIB, como reportado por SOUZA, (2015) e DIAS *et al.* (2015).

4.4. Multiplicação *in vitro* de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* a partir de segmentos cotiledonares e apicais provenientes de sementes germinadas *in vitro*

Para ambos os segmentos testados (apicais e cotiledonares), com base nos resultados obtidos, a análise de variância revelou que para as variáveis número de brotação por explante (NBE), comprimento da maior brotação (CMB) e porcentagem de brotação por explante (PB), houve interação significativa entre os tratamentos e o controle, isso permite inferir que os tratamentos influenciaram as variáveis analisadas (Tabela 4) e (Tabela 5).

Tabela 4 - Resumo da análise de variância (ANOVA) referentes a número de brotação por explante (NBE), comprimento da maior brotação (CMB), porcentagem de brotação por explante (PB) de segmentos apicais de *S. parahyba* var. *amazonicum* obtidos a partir de sementes germinadas *in vitro*.

FV	GL	Quadrados Médios		
		NBE	CMB	PB
Dose (D)	2	0,02914*	0.00029 *	0.00838*
Citocinina (C)	1	0,00005*	0,00000 *	0,00005*
D x C	2	0,21443 ^{ns}	0.09822 ^{ns}	0.06725 ^{ns}
Test x Trat	1	0,00618*	0.00026*	0.00314*
Resíduo	21			
Média Geral		0,70	0,37	59,37
CV (%)		36,60	42,06	27,27

Em que: ^{ns} valor de F não significativo; *valor de F significativo a 5 % de probabilidade de erro; FV=fonte de variação;

GL= grau de liberdade.

Tabela 5 - Resumo da análise de variância (ANOVA) referentes a número de brotação por explante (NBE), comprimento da maior brotação (CMB), porcentagem de brotação por explante (PB) de segmentos cotiledonares de *S. parahyba* var. *amazonicum* obtidos a partir de sementes germinadas *in vitro*.

FV	GL	Quadrados Médios		
		NBE	CMB	PB
Dose (D)	2	0,06381 ^{ns}	0,26749 ^{ns}	0,74583 ^{ns}
Citocinina (C)	1	0,07412 ^{ns}	0,00557 *	0,14532 ^{ns}
D x C	2	0,49953 ^{ns}	0,92323 ^{ns}	0,44307 ^{ns}
Test x Trat	1	0,00000 *	0,00025 *	0,00028 *
Resíduo	21			
Média Geral		1,21	0,70	72,55
CV (%)		17,87	42,82	22,62

Em que: ^{ns} valor de F não significativo; *valor de F significativo a 5 % de probabilidade de erro; FV=fonte de variação; GL= grau de liberdade.

Logo foi necessário o desdobramento das interações para melhor compreensão dos efeitos de cada tratamento em relação ao controle (Tabela 6).

Tabela 6 - Número de brotação por explante (NBE) e Comprimento da maior brotação (CB) da cultura de segmentos cotiledonares e apicais de *S. parahyba* var. *amazonicum* obtidos de sementes germinadas *in vitro*, avaliados após 25 dias de cultura em meio WPM contendo diferentes concentrações de citocininas BAP e CIN.

Variável	Tipo de explante	controle	Citocininas					
			BAP (mg L ⁻¹)			CIN (Mg L ⁻¹)		
			0,5	1,0	2,0	0,5	1,0	2,0
NBE	Cotiledonar	0,25	1,59*	1,28*	1,50*	1,28*	1,15*	1,43*
	Apical	0,34	1,15*	0,81	1,15*	0,34	0,37	0,78
CMB	Cotiledonar	0,09	0,83*	1,02*	1,14*	0,52	0,61	0,71*
	Apical	0,05	0,66*	0,40*	0,94*	0,09	0,09	0,30
PB	Cotiledonar	40,62	93,75*	81,25*	81,25*	71,87	71,87	81,25*
	Apical	34,37	90,62*	62,5	87,5*	34,37	37,5	68,75*

As médias seguidas de * na mesma linha para cada tratamento se diferem estatisticamente do tratamento controle, pelo teste de Dunnett em nível de 5 % de probabilidade.

Em relação a variável NBE do segmento cotiledonar, todas as médias dos

tratamentos foram superiores e diferiram-se estatisticamente do controle. Diferentemente do que aconteceu com o segmento apical para a mesma variável, onde apenas dois tratamentos se diferiram estatisticamente do controle. Isso significa que o acréscimo de citocinina ao meio de cultura influencia no número de brotações. Tal fato pode ser explicado pois algumas espécies possuem níveis endógenos de citocinina que favorecem as brotações sem a necessidade de aplicação exógena desse regulador, o que parece não acontecer para o paricá, neste estudo, pois foi necessário a adição de citocinina para obter incremento das variáveis analisadas (GUTIÉRREZ et al., 2013).

Na variável CMB do segmento cotiledonar e apical todos os tratamentos com BAP, independentemente da dose apresentaram médias superiores, diferindo estatisticamente do controle, oposto do observado nos tratamentos com CIN, pois nem todos diferiram-se do controle. As melhores respostas dos explantes a adição do BAP pode ser atribuída ao fato de que esta citocinina é capaz de promover a quebra da dominância apical e da dormência das gemas laterais culminando, assim, com a formação de novos brotos (TAIZ e ZEIGER, 2004).

Na variável de PB todos os tratamentos com BAP do segmento cotiledonar, promoveram um aumento nos valores das médias e diferiram-se estatisticamente do controle, porém o mesmo comportamento não foi observado nos tratamentos com CIN.

Assim como observado no cotiledonar, no segmento apical também ocorreu um acréscimo nos valores das médias com o uso de CIN, porém, nem todos os tratamentos diferiram-se estatisticamente do controle.

Desta forma, fica evidente que para se obter melhores respostas é necessário que haja adição de citocinina ao meio de cultura, principalmente a citocinina BAP. Pois, esta citocinina proporcionou médias superiores para as variáveis estudadas, assim como reportado por outros autores (COSTA et al., 2010; CAMPO et al., 2013; GUTIERREZ et al., 2013; CORDEIRO et al., 2004).

Comprovando que reguladores de crescimento devem ser adicionados ao meio de cultura afim de estimular as taxas de multiplicação. Observando que não só os reguladores influenciam nesse processo, pois também estão envolvidos, as doses, o genótipo, condições inerentes a planta matriz, concentrações endógenas de hormônios, dentre outros, que justifica a necessidade de adequação nos protocolos para cada espécie (CAMPOS et al., 2013).

Independente do segmento os reguladores promoveram um aumento das médias dos tratamentos em relação ao controle, para todas as variáveis analisadas, uma vez que o uso

de hormônios exógenos adicionados em meios de cultura para cultivo de explantes supre a sua deficiência endógena, que podem estar isolados nas regiões produtoras da planta matriz, dessa forma é possível induzir a desdiferenciação e auxiliar na formação de tecidos e órgãos vegetais (NASCIMENTO 2009; FLORES et al. 2011).

Após a comparação dos tratamentos para cada segmento, foi realizado um fatorial triplo ($2 \times 2 \times 3$), utilizando dois segmentos (apical e cotiledonar); dois reguladores (BAP e CIN); três doses de reguladores (0,5 - 1,0 - 2,0 mg. L⁻¹) com base nos resultados obtidos a análise de variância (Tabela 7).

Foi observado que para as variáveis número de brotação por explante (NBE), e porcentagem de brotação por explante (PB) houve apenas interação dupla entre os reguladores e os segmentos, demonstrando a dependência destes dois fatores e uma independência do fator dose, sendo então realizados desdobramentos das interações permitindo a melhor compreensão dos efeitos entre estes fatores. Para a variável comprimento da maior brotação (CMB), não houve efeito significativo para nenhuma das interações (tripla ou dupla), tendo apenas significância para os fatores isoladamente.

Tabela 7 - Resumo da análise de variância (ANOVA) referentes a número de brotação por explante (NBE), comprimento da maior brotação (CMB), porcentagem de brotação por explante (PB) de segmentos apicais e cotiledonares de *S. parahyba* var. *amazonicum* obtidos por meio de sementes germinadas *in vitro*

FV	GL	Quadrados Médios		
		NBE	CMB	PB
Citocinina (C)	1	0,00*	0,00*	0,00*
Dose (D)	2	0,00*	0,01*	0,01*
Segmento (S)	1	0,00*	0,00*	0,00*
C x D	2	0,11 ^{ns}	0,62 ^{ns}	0,02*
C x S	1	0,01*	0,41 ^{ns}	0,01*
D x S	2	0,51 ^{ns}	0,24 ^{ns}	0,08 ^{ns}
C x D x S	2	0,81 ^{ns}	0,56 ^{ns}	0,64 ^{ns}
Resíduo	36			
Média Geral		1,07	0,61	71,87
CV (%)		22%	42%	20%

Em que: ^{ns} valor de F não significativo; *valor de F significativo a 5% de probabilidade de erro; FV=fonte de variação;

GL= grau de liberdade.

Observa-se, de acordo com a (Tabela 8) o desdobramento da interação dupla

(regulador x segmento), o número de brotações por explantes obtidos com a utilização do regulador BAP não diferiu estatisticamente da CIN, porém a utilização do segmento cotiledonar apresentou média superior ao segmento apical. A porcentagem de brotação também não apresentou diferença estatística entre os dois reguladores utilizados, para o segmento cotiledonar, nem entre os segmentos no utilizando o regulador BAP, porém para o segmento apical a média foi superior e diferiu estatisticamente utilizando o regulador BAP, na comparação entre os segmentos, o cotiledonar foi superior quando associado ao regulador CIN.

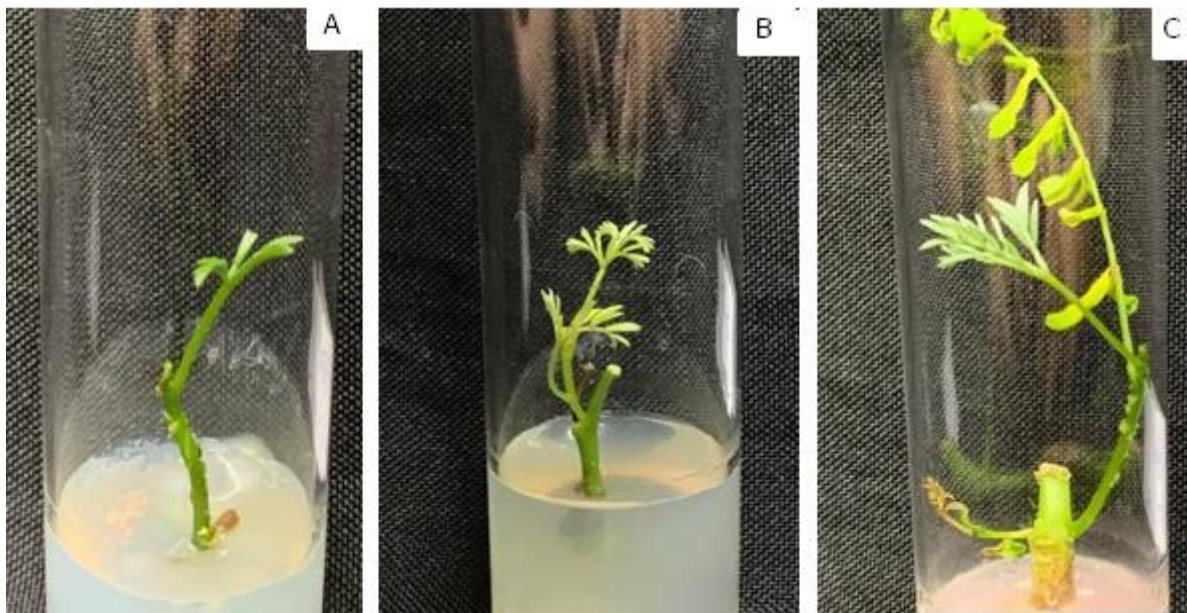
Tabela 8 - Número de brotação por explante (NBE) e porcentagem de explante com brotação (PB), de segmentos apicais e cotiledonares de *S. parahyba* var. *amazonicum* obtidos por meio de sementes germinadas *in vitro*

Variável	Tipo de explante	Citocininas	
		BAP (mg L ⁻¹)	CIN (mg L ⁻¹)
NBE	Cotiledonar	1,45aA	1,29aA
	Apical	1,04aB	0,5bB
PB	Cotiledonar	85,41aA	75,00aA
	Apical	80,20aA	46,87bB

Letras minúsculas idênticas na mesma linha analisando o efeito de cada nível de regulador dentro de segmento e letras maiúsculas idênticas na mesma coluna analisando o efeito de cada nível de segmento para cada regulador não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%

Desta forma, sugere-se que o segmento cotiledonar não recebe influência dos reguladores da mesma forma que o apical (Figura 8). Essa diferença observada onde um segmento recebe mais influência da adição de reguladores deve-se ao fato de que o comportamento morfogênico de diferentes regiões do explante resulta em diferentes capacidades regenerativas e sustenta as investigações acerca de um gradiente morfogênico ao longo dos explantes (MANTOVANI, 2007).

Figura 8 – Multiplicação *in vitro* *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* – (A) segmento apical obtido por meio de germinação *in vitro* de sementes de *S. parahyba* var. *amazonicum*, submetidos a dose de $0,5 \text{ mg L}^{-1}$ de BAP. (B) segmento apical obtido por meio de germinação *in vitro* de sementes de *S. parahyba* var. *amazonicum*, submetidos a dose de $0,5 \text{ mg L}^{-1}$ de CIN. (C) segmento cotiledonar obtido por meio de germinação *in vitro* de sementes de *S. parahyba* var. *amazonicum*, submetidos a dose de $0,5 \text{ mg L}^{-1}$ de BAP.



A capacidade de multiplicação do segmento cotiledonar independente do regulador utilizado, baseia-se nas respostas morfogênicas que ocorrem a partir do mesofilo localizado na região, sugerindo que o processo de regeneração tenha ocorrido a partir da reprogramação celular, fato observado principal quando os explantes são seccionados previamente ao processo de inoculação (COSTA, 2019). Além disso segmentos cotiledonares são tecidos que apresentam maior juvenilidade, visto que o cotilédone é uma estrutura embrionária formado por meristema, tecido capaz de multiplicar-se por divisão celular e formar outros tecidos (FERRI *et al.* 1981; XAVIER *et al.* 2003).

O segmento apical, entretanto, recebeu influência dos reguladores em ambas as variáveis testadas, pois na maioria das vezes essa dependência de citocinina pode estar relacionada ao fato de que segmentos apicais são fontes de auxina, que estão relacionadas a dominância apical, portanto a citocinina sempre é necessária para alterar o balanço hormonal e induzir maior proliferação de brotações (MONFORT *et al.* 2012). A dependência da citocinina para a ocorrência de multiplicação ocorre, pois, esses reguladores têm a função primordial de divisão celular atuando na quebra da dominância apical dos segmentos além de induzirem as

brotações (PREECE, 1995).

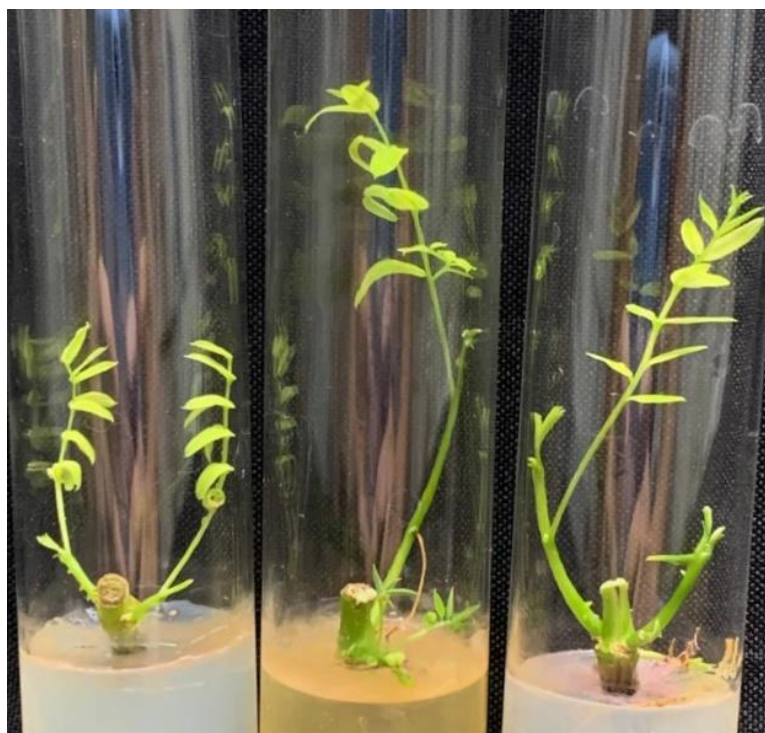
Um fator que pode influenciar na diferença das respostas a partir de cada segmento é a biossíntese de citocinina nos explantes após a decapitação (retirada do meristema apical), permitindo inferir que há concentrações diferentes dos tipos de explantes testados (apicais e cotiledonares) tanto de auxinas quanto de citocininas (OLIVEIRA, 2017). Essas diferenças endógenas de cada explante sugerem a necessidade de estudos futuros que busquem analisar o conteúdo de auxinas e citocininas em cada tipo de explante, facilitando o entendimento de como o balanço endógeno atua na morfogênese *in vitro* da espécie estudada (*S. parahyba* var. *amazonicum*). Para algumas espécies da família Fabaceae o uso de segmento cotiledonar é recomendado estabelecimento *in vitro*, considerado a alta capacidade de regeneração do tecido (COSTA, 2019).

Para a variável NBE, analisando o efeito de cada segmento dentre de cada nível de regulador, observa-se que para as citocininas utilizadas não houve diferença estatística entre os segmentos. Onde o segmento cotiledonar apresentou média superior em relação ao apical.

Em relação a variável PB utilizando o regulador BAP não houve diferença estatística entre as médias dos dois segmentos, tal diferença só foi observada em relação a CIN, onde o segmento cotiledonar apresentou médias superiores (Figura 9).

A resposta dos explantes a adição de reguladores de crescimento no meio de cultura, ocorrem, pois, os mesmos contribuem para a formação da zona meristemática e diferenciação dos tecidos, porém, esta resposta se baseia na interação dos explantes com o meio de cultura e as concentrações destes reguladores (ARARUNA, 2015; MISHRA *et al.* 2019). Esta resposta morfogênica dos explantes cultivados *in vitro* a citocinina adicionada ao meio de cultura se baseia na sinalização hormonal que ativa genes específicos envolvidos na alteração morfológica, influenciando na divisão celular (MISHRA *et al.* 2019).

Figura 9. Multiplicação *in vitro* *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* utilizando segmentos cotiledonares obtidos por meio de germinação *in vitro* de sementes de *S. parahyba* var. *amazonicum*.



A variável (PB) também apresentou interação entre os fatores (reguladores x dose), o desdobramento dessa interação é apresentado na (tabela 9). Analisando o efeito dos reguladores dentro dos níveis de cada dose, observa-se que as médias apresentam diferença estatística para as doses 0,5 e 1,0, com superioridade do BAP, e para a dose 2,0 não houve diferença estatística. Porém analisando o efeito da dose dentro dos níveis de reguladores, observa-se que para o BAP a melhor dose utilizada foi a dose 0,5, apesar de não diferir estatisticamente da dose 2,0, e em relação a CIN a maior média foi observada para a dose 2,0, com diferença estatística das demais doses.

Tabela 9. Porcentagem de explante com brotação (PB), de segmentos apicais e cotiledonares de *S. parahyba* var. *amazonicum* obtidos por meio de sementes germinadas *in vitro*

	Concentrações (mg L ⁻¹)		
	0,5	1,0	2,0
BAP	92,19 aA	71,88 aB	84,38 aAB
CIN	53,12 bB	54,69 bB	75,00 aA

Letras minúscula e idênticas na mesma linha analisando o efeito de cada reguladores dentro dos níveis de cada dose e letras maiúsculas idênticas

na mesma coluna analisando o efeito de cada dose em cada nível do regulador não diferem estatisticamente entre si ao nível de 5 % de significância pelo teste de Tukey.

Os resultados observados superiores para o BAP em relação a CIN, são justificados pelo fato de que os vegetais possuem maior eficiência em metabolizam os reguladores de crescimento naturais mais rapidamente que reguladores de crescimento sintéticos (GRATTAPAGLIA & MACHADO, 1998).

Outra hipótese que também sustenta o resultado é a de que o regulador BAP estimula a maior formação de números de brotos (LEITZKE *et. al.*, 2010).

Os resultados podem ser considerados animadores em relação a utilização do BAP, pois se comparado a outros citocininas como a cinetina, apresenta-se como um composto mais ativo, encontrado facilmente e de custo razoável, além disto, a cinetina, apresentam resultados quando utilizados em conjunto com uma auxina, como exemplo, podendo onerar o processo AIA (KRIKORIAN, 1991).

As baixas dosagens de citocinina exigidas pela espécie *S. amazonicum* para alcançar o maior número de brotações por explante pode estar associado aos altos teores endógenos do genótipo, neste caso, adição de citocinia ao meio de crescimento pode produzir um efeito decrescente na taxa de multiplicação (RADMAN *et al.*, 2009).

Em relação a variável CMB, não foi obtido interação dupla entre nenhum dos fatores testados, ocorrendo significância apenas para cada efeito de maneira isolada (Tabela 10). Em relação ao regulador, houve diferença significativa entre eles, onde o BAP apresentou média superior. Apesar de autores afirmarem que a presença do regulador BAP no meio de cultura é prejudicial ao alongamento das brotações, neste estudo ela proporcionou médias superiores ao comprimento médio das brotações, se comparada a CIN, assim como LEITZKE *et al.*, (2010), que encontrou inferioridade na capacidade de alongamento das brotações quando usado o regulador CIN.

Tabela 10. Comprimento da maior brotação (CMB) de segmentos apicais e cotiledonares de *S. parahyba* var. *amazonicum* obtidos por meio de sementes germinadas *in vitro*

Regulador		Dose (mg L ⁻¹)			Segmento	
BAP	CIN	0,5	1,0	2,0	COT	AP
0,83a	0,39b	0,53b	0,53b	0,78a	0,81a	0,41b

Médias seguidas pela mesma letra na mesma linha não diferem entre si para cada fator isoladamente pelo teste de Tukey a 5 % de significância.

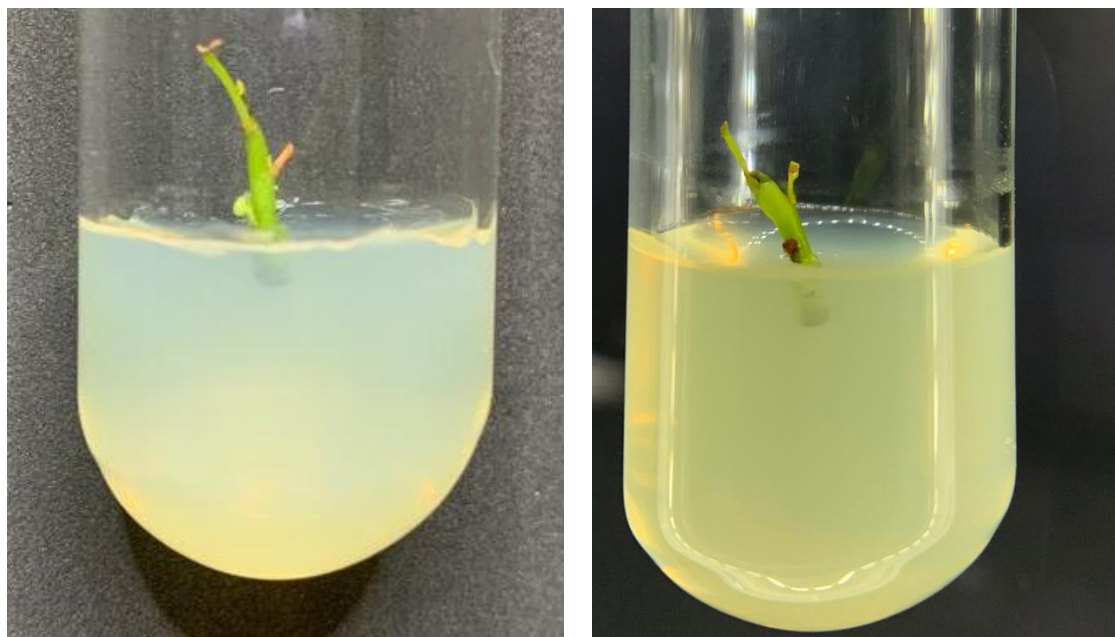
Em relação ao fator dose, conforme ocorreu o aumento da dose, aumentou-se o valor da média. Gratapaglia e Machado (1999), afirmam que as citocininas estimulam o crescimento das partes aéreas até determinada concentração, que varia de acordo com a espécie estudada, e a partir disto, proporciona um efeito inibidor ao material. Em razão disto, seria necessário a utilização de doses superiores a que garantiu maior média da variável, afim de afirmar se $2,0 \text{ mg L}^{-1}$ já seria uma dose inibitória a espécie, bem como, se seria possível obter maior comprimento das brotações.

Em relação aos segmentos testados observou-se diferenças estatísticas e médias superiores para o segmento cotiledonar se comparado ao segmento apical, assim como reportado por COSTA et al., 2010 utilizando segmento cotiledonar. OLIVEIRA (2017) em seu estudo referente a *C. fissilis*, sugere que o comprimento das brotações pode estar associado aos níveis endógenos de carboidratos nos segmentos cotiledonares se comparados aos apicais, podendo influenciar uma interação entre o metabolismo bioquímico, carboidratos e hormônios, que são importantes para as respostas morfogenéticas da espécie, sugerindo também novos estudos para entender como o metabolismo da espécie influencia no potencial morfogênico *in vitro*.

4.5. Enraizamento *in vitro* de *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* a partir de explantes obtidos da multiplicação *in vitro*

No presente estudo, após 60 dias de inoculação mesmo com a adição de fonte exógena de auxina, não foi observado a formação de raízes (Figura 10), o que possivelmente pode ser atribuído as doses utilizadas ou aos níveis endógenos de auxina no explante que não foram suficientes para indução de raízes, além de fatores genéticos inerentes a própria espécie.

Figura 10. Enraizamento *in vitro* *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* utilizando segmentos obtidos da fase de multiplicação *in vitro* de *S. parahyba* var. *amazonicum*.



Espécies ou cultivares diferentes reagem de maneira distinta as diferentes concentrações de reguladores, pois os níveis endógenos de auxina, condições inerentes a planta matriz, como a juvenilidade ou genótipo, o meio nutritivo, a presença de reguladores de crescimento são fatores que podem determinar o sucesso do enraizamento (SILVA, 2016).

De maneira geral, materiais genéticos provenientes de espécies lenhosas em idade ontogenética mais avançada mesmo na presença de auxinas, tendem a apresentar dificuldades para o enraizamento adventício (Mantovani et al. 2010). Esta dificuldade pode ser agravada, à medida que não se utiliza material jovem, pois a competência de enraizamento tendo a ser diminuída conforme a planta se aproxima da fase adulta (DECCETTI, 2000).

Existem espécies ou cultivares com pouca habilidade para o enraizamento (ROCHA et al., 2008), ASSIS E TEIXEIRA (1998) destacam que há evidências de que a formação de raízes é geneticamente controlada, uma vez que há grande variação entre as espécies, cultivares ou clones, que se referem a maior ou menor capacidade natural na rizogênese. Assim como reportado por SOUZA (2015) e DIAS et al., (2015) que consideram a espécie de difícil enraizamento, onde estacas enraizadas foram obtidas com doses superiores as comumente utilizadas 32.000 e 40.000, sugerindo assim aumento da concentração em estudos

futuros referentes ao enraizamento.

A concentração de sais minerais presentes no meio nutritivo pode também inibir a formação de raízes adventícias (SOUZA E PEREIRA, 2007). De acordo com SILVA (2016), meios nutritivos menos concentrado apresentam melhores resultados no enraizamento *in vitro*, em diluições de ½ até 1/4, diferente do utilizado no presente estudo, onde o meio nutritivo foi utilizado na composição original.

Os explantes possuem níveis endógenos e hormônios promotores ou inibidores de enraizamento, porém, é necessário que haja o balanço adequado entre as citocininas, auxinas, gibberelinas e co-fatores (HARTMANN *et al.*, 2011). Portanto, afim de auxiliar nesse balanço, o acréscimo de fontes exógenas de auxinas em alguns casos é capaz de promover a alteração hormonal, de maneira a favorecer ou não a rizogênese em algumas espécies (DIAS *et al.*, 2012).

Vários autores indicam a formação de raízes adventícias mesmo em meio de cultura livre de reguladores de crescimento (FERMINO JUNIOR e SCHERWINSKI-PEREIRA (2012); GUTIERREZ *et al.*, (2011); PARK *et al.*, (2008); LOPES *et al.*, 2001; KIELSE *et al.*, (2009); COSTA *et al.*, (2010)). Essa formação, em meio de cultura acrescidos de concentrações reduzidas ou sem adição de auxina indicam a existência de níveis endógenos desses hormônios que são capazes de estimular a rizogênese para algumas espécies (JUNIOR E SCHERWINSKI-PEREIRA, 2012).

Como observado, vários são os fatores que podem influenciar na ausência de rizogênese da espécie, principalmente no que diz respeito aos fatores inerentes ao *S. parahyba* var. *amazonicum*. Porém, pesquisas futuras podem contornar essa característica realizando a multiplicação, posterior alongamento e coleta de microestacas para enraizamento em casa de vegetação. Desta forma o material utilizado para enraizar seria rejuvenescido e teria sua capacidade de enraizamento recuperada.

5. CONCLUSÕES

1. O resgate de vegetativo de *S. parahyba* var. *amazonicum* por meio de semianelamento basal do caule não foi influenciado pelas progênes e doses testadas neste estudo.
2. O resgate de vegetativo de *S. parahyba* var. *amazonicum* por meio de semianelamento superior não foi capaz de induzir brotações nas progênes e doses testadas neste estudo.
3. O estabelecimento *in vitro* com brotações coletadas diretamente do campo de *S. parahyba* var. *amazonicum* não foi eficaz dentro das técnicas utilizadas (tempo de desinfestação e antioxidantes) com infestação total do material interferindo negativamente na sobrevivência dos explantes.
4. A multiplicação *in vitro* de *S. parahyba* var. *amazonicum*, o uso de segmento cotiledonares apresenta maiores médias se comparados ao segmento apical, a citocinina BAP apresenta médias superiores se comparadas a citocinina CIN.
5. Não foi possível induzir formação de raízes *in vitro* para *S. parahyba* var. *amazonicum* a partir dos tratamentos testados.
6. Não foi possível estabelecer um protocolo de micropropagação *in vitro* de *S. parahyba* var. *amazonicum*

6. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALFENAS, A. C.; ZAUZA, E. A. V.; MAFIA, R.G.; ASSIS, T. F. Clonagem e doenças do eucalipto. 2 ed. Viçosa/MG: Editora UFV. 442p, 2004.

ALMEIDA, F. D.; XAVIER, A.; DIAS, J. M. M. Propagação vegetativa de árvores selecionadas de *eucalyptus cloeziana* f. muell. por estaquia. **Revista Árvore**, Viçosa, v.31 n.3, p.445-453, 2007.

ASSIS, T.F. de; TEIXEIRA, S.L. Enraizamento de plantas lenhosas. In: TORRES, A.C.; CALDAS, L.S., BUSO, J.A. **Cultura de tecidos e transformação genética de plantas**. Brasília: Embrapa-SPI/Embrapa-CNPq, 1998. p. 261-296.

ARARUNA, E. C. Propagação in vitro de barueiro (*Dipteryx alata* vog.). Tese (doutorado) – Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia – MG, 2015.

BADILLA, Y.; XAVIER, A.; MURILLO, O. Resgate vegetativo de árvores de *Tectona grandis* Linn f. **Nativa**, Sinop, v. 4, n. 2m p. 91 - 96, 2016.

BALDONI, A. B.; BOTIN, A. A.; TARDIN, F. D.; MARQUES, J. A. B.; OLIVEIRA, F. L.; AWABDI, C. P.; FILHO, E. P.; NEVES, L. G.; PANTALEAO, A. A.; TEODORO, L. P. R.; TEODORO, P. E. Early selection strategies in *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (huber ex ducke) barneby. *Industrial Crops and Products*, v. 154, n. 15, 2020.

BRONDANI, G. E.; WENDLING, I.; GROSSI, F.; DUTRA, L. F.; ARAUJO, M. A. Miniestaquia de *Eucalyptus benthamii* × *Eucalyptus dunnii*: (i) sobrevivência de minicepas e produção de miniestacas em função das coletas e estações do ano. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 22, n. 1, p. 11-21, 2012.

CAMPOS, V. C.; BRITO, A. L.; GUTIERREZ, I. E. M.; SANTANA, J. R. F.; SOUZA, A. V. V. Micropropagação de umburana de cheiro. *Ciência Rural*, v. 43, n. 4, p. 639 - 644, 2013.

CANÇADO, G. M. A.; RIBEIRO, A. P.; FREITAS, G. F.; SÁ, M. E. L.; SILVA, H. E.; VAL, A. D. B.; NUNES, C. F. Cultivo *in vitro* e suas aplicações. *Informe Agropecuário*, Belo Horizonte, v.30, n.253, p.64-74, 2009.

CANDIDO, F. D. Cultivo *in vitro* de *Peltophroum dubium* (SPRENGEL) TAUBERT: Multiplicação, senescência foliar e calogênese. 2013. 120 p. Dissertação de Mestrado - Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria - RS.

CARVALHO, P.E.R. Paricá *Schizolobium amazonicum*. Circular Técnica 142, Embrapa Florestas, Colombo, 2007.

CATO, S. C. Ações de bioestimulante nas culturas do amendoizeiro, sorgo e trigo e interações hormonais entre auxinas, citocininas e giberelinas. 2006. 73f. Tese (Doutorado) Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Piracicaba.

CHAND, S.; SINGH, A. K. *In vitro* shoot regeneration from cotyledonary node explants of a multipurpose leguminous tree *Pterocarpus marsupium* Roxb. *In vitro Cellular & Developmental Biology - Plant*. v. 40, p. 464 - 466, 2004.

CORDEIRO, I. M. C. C.; LAMEIRA, O. A.; LOPES, S. C.; RIOS, M. S. Germinação *in vitro* de paricá. **Biotecnologia Ciência & Desenvolvimento**, nº 27, 2002.

CORDEIRO, I. M. C. C.; LAMEIRA, O. A.; OHASHI, S. T.; REIS, L. R. S. Indução de calos *in vitro* de paricá (*Schizolobium amazonicum* huber ex ducke). **Plant Cell Culture & Micropropagation**, Lavras, v.3 n.1, p. 35-40, 2007.

CORDEIRO, I. M. C. C.; LAMEIRA, O. A.; OHASHI, S. T.; ROSAL, L. F. Efeito de BAP sobre a proliferação de brotos *in vitro* de *Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke (paricá). **Cerne**, Lavras, v.10, n.1, p. 118-124, 2004.

CORDEIRO, I.M.C.C.; LAMEIRA, O.A.; OHASHI, S.T. **Respostas morfogênicas de explantes de paricá (*Schizolobium amazonicum* Huber ex Ducke) cultivados *in vitro***. In: CONGRESSO E EXPOSIÇÃO INTERNACIONAL SOBRE FLORESTAS, 8., 2006, Cuiabá. FOREST Rio de Janeiro: Instituto Ambiental Biosfera, 2006.

COSTA, A. O. Estabelecimento de sistemas de regeneração *in vitro* de flamboyant [*Delonix regia* (Bojer ex Hook) Raf.]. Dissertação de mestrado. Universidade Federal de Goiás, Jataí – GO. 2019.

COSTA, G. M.; NEPOMUCENO, G. M.; SANTANA, J. R. F. Propagação *in vitro* de *Erythrina velutina*. **Ciência Rural**, v.40, n.5, mai, 2010. *Ciência Rural*, Santa Maria, v.40, n.5, 2010.

DAPONT, E. C.; SILVA, J. B.; OLIVEIRA, J. D.; ALVES, C. Z.; DUTRA, A. S. Métodos para acelerar e uniformizar a emergência de plântulas de *Schizolobium amazonicum*. *Revista Ciência Agronômica*, Fortaleza - CE, v. 45, n. 3, p. 598 - 605, 2014.

DECETTI, S. F. C. Propagação *in vitro* de *Annona glabra* L. 2000. 101 p. Dissertação (Mestrado em Fisiologia Vegetal) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2000.

DIAS, P. C.; ATAÍDE, G. M.; XAVIER, A.; OLIVEIRA, L. S.; PAIVA, H. N. PROPAGAÇÃO VEGETATIVA DE *Schizolobium amazonicum* POR ESTAQUIA. **Revista Cerne**, v. 21 n. 3, p. 379-386, 2015.

DOMAGALSKA, M. A. & LEYSER, O. Signal integration in the control of shoot branching. **Nature Reviews Molecular Cell Biology**, v. 12, p. 211 - 221, 2011.

DUN, E. A.; GERMAIN, A. S.; RAMEAU, C.; BEVERIDGE, C. A. Antagonistic Action of Strigolactone and Cytokinin in Bud Outgrowth Control. **Plant physiology**, v. 158, p. 487-498, 2012.

EMBRAPA AGROSSILVIPASTORIL. Estação meteorológica. Dados meteorológicos mensais - estação Embrapa Agrossilvipastoril.xlsx. [Sinop], 2020. 1 Planilha eletrônica. Disponível em:

<https://www.embrapa.br/documents/1354377/2455052/Dados+meteorol%C3%B3gicos+mensais/fa06cdc7-d4d5-67f0-9f98-986013ce403c>. Acesso em: 4 nov. 2021.

FERRARI, M. P.; GROSSI, F.; WENDLING, I. Propagação vegetativa de espécies florestais. Embrapa Florestas, Colombo, 2008.

FERREIRA, R. A.; DAVIDE, A. C.; MOTTA, M. S. Vigor e viabilidade de sementes de *Senna multijuga* (Rich.) Irwin et Barn. E *Senna macranthera* (Collad.) Irwin et Barn., num banco de sementes em solo de viveiro. **Revista Brasileira de Sementes**, v. 26, n. 1, p.24-31, 2004.

FERRI, M.G.; MENEZES, N.L.; MONTEIRO, W.R. **Glossário ilustrado de botânica**. São Paulo: Nobel, 1981. 198p.

FERMINO JUNIOR, P. C. P.; SCHERWINSKI-PEREIRA, J. E. Germinação e propagação *in vitro* de cerejeira (*Amburana acreana* (Ducke) A.C. Smith - FABACEAE). **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 22, n. 1, p. 1-9, 2012.

FLORES, A. V.; REINIGER, L. R. S.; CURTI, A. R.; CUNHA, A. C. M. C. M.; GOLLE, D. P.; BASSAN, J. S. Estabelecimento e multiplicação *in vitro* de *Luehea divaricata* Mart. & Zucc. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 21, n. 1, p. 175-182, 2011.

GRATTAPAGLIA, D.; MACHADO, M. A. Micropropagação. In: TORRES, A. C.; CALDAS, L. S.; BUSO, J. A. Cultura de tecidos e transformação genética de plantas. Brasília: EMBRAPA/CBAB, 1998. p. 183-260.

GUTIÉRREZ, I.E.M. et al. Regeneração *in vitro* via organogênese direta de *Bauhinia cheilantha*. **Ciência Rural**, v.41, n.2, p.260-265, 2011.

GUTIERREZ, I. E. M.; NEPOMUCENO, C. F.; SILVA, T. S.; FONSECA, P. T.; CAMPOS, V. C. A.; ALVIM, B. F. M.; CARNEIRO, F. S.; ALBUQUERQUE, M. M. S.; SANTANA, J. R. F. Multiplicação *in vitro* de *Tapirira guianensis* Aubl. (Anacardiaceae). *Ceres*, v. 60, n. 2, p. 143 - 151, 2013.

HARTMANN H. T.; KESTER D. E.; Davies F. T.; GENEVE, R. L. Hartmann and Kester's plant propagation—princípios e práticas, 8ª ed. (Prentice Hall). Upper Saddle River, Nova Jersey, (2011).

HOFFMANN, R. G.; SILVA, G. F.; CHICHORRO, J. F.; FERREIRA, R. L. C.; VESCOVI, L. B.; ZANETI, L. Z. Caracterização dendrométrica de plantios de paricá (*Schizolobium amazonicum* Huber ex. Ducke) na região de Paragominas, PA. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, Recife, v.6, n.4, p.675-684, 2011.

IBÁ [Indústria Brasileira de Árvores] Relatório anual, 2021. Disponível em: <<https://iba.org/datafiles/publicacoes/relatorios/relatorioiba2021-compactado.pdf>>. Acesso em janeiro/2022.

JUNIOR, C. F. S.; RECH, T. D.; NAVROSKI, M. C.; BOFF, P.; BOFF, M. I. C. Vegetative rescue of *Cedrela fissilis* Vell. by the rooting of cuttings from epicormic and canopy sprouts.

Ciência Rural, Santa Maria, v. 51, n.8, 2021.

KIELSE, P.; FRANCO, E. T. H.; PARANHOS, J. T.; LIMA, A. P. S. Regeneração *in vitro* de *Parapiptadenia rigida*. **Ciência Rural**, v. 39, n. 4, p. 1098 - 1104, 2009.

KRIKORIAN, A. D. Medios de cultivo: generalidades, composición y preparación. In: ROCA, W. R.; MROGINSKI, L. A. Cultivo de tejidos en la agricultura: fundamentos y aplicaciones. Cali, Colombia: Centro Internacional de Agricultura Tropical, 1991. p. 41-78.

KRATZ, D.; WENDLING, I.; STUEPP, C. A.; FILHO, A. N. K. Epicormic shoots induction and rooting cuttings of *Calophyllum brasiliense*. **Cerne**, Lavras, v. 22, n.4, p. 365 - 372, 2016.

KOMALAVALLI, N.; RAO, M. V. *In vitro* micropropagation of *Gymnema sylvestre* – A multipurpose medicinal plant. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, v. 61, n. 97, 2000.

LEITZKE, L. N.; DAMIANI, C. R.; SCHUCH, M. W. Influência do meio de cultura, tipo e concentração de citocininas na multiplicação *in vitro* de amoreira-preta e framboeseira. **Ciências agrotécnicas**, v. 34, n. 2, p. 352-360, 2010.

LEMOS, E.E.P.; FERREIRA, M.S.; ALENCAR, L.M.C.; OLIVEIRA, J.G.L.; MAGALHÃES, V.S. Micropropagação de clones de banana cv. terra em biorreator de imersão temporária. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v.23, n.3, p.482-487, 2001.

LIMA, C. C.; OHASHI, S. T.; SILVEIRA, A. S. Efeito de diferentes concentrações de AIB e procedências geográficas no enraizamento de estacas de paricá. **Ciência Florestal**, v. 28, n. 3, 2018.

LIMA, C. S. M.; BANDEIRA, J. M.; RUBIN, S.; RIBEIRO, M. V.; BENITEZ, L.; PETERS, J. A.; BRAGA, E. J. B. Influência de fitorreguladores no crescimento *in vitro* de partes aérea de *Mentha viridis*. **Revista Brasileira de Biociências**, Porto Alegre, v. 5, p. 669-671, 2007.

LLOYD, G.; MCCOWN, B. Commercially-feasible micropropagation of Mountain laurel, *Kalmia latifolia*, by use of shoot tip culture. International Plant Propagation Society Proceedings, v. 30 p. 421-427, 1981.

LOBÃO, M. S. Dendrocronologia, fenologia, atividade cambial e qualidade do lenho de árvores de *Cedrela odorata* L., *Cedrela fissilis* Vell. e *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* Hub. ex Ducke, no estado do Acre, Brasil. 2011, 215 f. Tese (Doutorado) - Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", 2011.

LOPES, S. C.; LAMEIRA, O. A.; FORTES, G. R. L.; NOGUEIRA, R. C.; PINTO J. E. B. P. Enraizamento *in vitro* de mogno (*Swietenia macrophylla* King). **Cerne**, Lavras, v.7, n.1, p.124-128, 2001

LULU, J.; ZOLIN, C. A. Início da 1ª safra 2020/2021 em Mato Grosso. Sinop: Embrapa Agrossilvipastoril, 2020. 6 p. (Embrapa Agrossilvipastoril. Boletim Agrometeorológico, 13).

MASON, M. G.; ROSS, J. J.; BABST, B. A.; WIENCLAW, B. N.; BEVERIDGE, C. A. Sugar demand, not auxin, is the initial regulator of apical dominance. **Plant Biology**, v. 111, n. 16, 2014.

MACHADO, J. F.; HILLIG, E.; WATZLAWICK, L. F.; BEDNARCZUK, E.; TAVARES, E. L. Production of plywood panel for exterior use with paricá and embaúba timbers. **Revista Árvore**, v. 42, n.4, 2018.

MANTOVANIM N. C.; GRANDO, M. F.; XAVIER, A.; OTONI, W. C. Resgate vegetativo por alporquia de genótipos adultos de Urucum (*Bixa orellana* L.). **Ciência Florestal**, Santa Maria, v.20, n.3, p. 403 – 410, 2010.

MANTOVANI, N.; ROVEDA, M.; TRES, L.; FORTES, F. O.; GRANDO, M. F. Cultivo de canafistula (*Peltophorum dubium*) em minijardim clonal e propagação por miniestacas. **Ciência Florestal**, v. 27, n. 1, 2017.

MEIRER, A. R.; SAUNDERS, M. R.; MICHLER, C. H. Epicormic buds in trees: a review of bud establishment, development and dormancy release. **Tree physiology**, v. 32, 565 - 584.

MELO, R. R.; DEL MENEZZI, C. H. S.; PAVAN, B. E.; JÚNIOR, F. R. Rotary peeling yield of *Schizolobium amazonicum* (Leguminosae - Caesalpinioideae). **Acta Amazônia**, v. 44, n.3, p. 315 -320, 2014.

MENDES, R. M. S.; LUCENA, E. M. P.; MEDEIROS, J. B. L. P. Princípios de fisiologia vegetal. 2. ed. – Fortaleza: EdUECE, 126 p. 2015.

MENEGUZZI, A. Resgate vegetativo in vitro de *Persea wilddenovii* Kosterm. 2017. 83f. Dissertação (Programa de Pós Graduação em Engenharia Florestal) – Universidade do Estado de Santa Catarina, Lages, SC.

MISHRA, A. K.; TIWARI, K. N.; MISHRA P.; TIWARI, S. K.; MISHRA, S. K.; SAINI, R. Effect of cytokinin and MS medium composition on efficient shoot proliferation of *Nyctanthes arbor-tristis* L. through cotyledonary node explant and evaluation of genetic fidelity and antioxidant capacity of regenerants. **South African Journal of Botany**, v. 127, p. 284 – 292, 2019.

MONFORT, L. E. F.; PINTO, J. E. B. P.; BERTOLUCCI, S. K. V.; ROSSI, Z. T. T.; LIMA, A. F.; SILVA, S. T.; SILVA, G. M. Micropropagação e germinação de sementes in vitro de atoveran. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 62, n.2, p. 215-223, 2015.

MOURA, L.C.; TITON, M.; MIRANDA, N. A.; MOREIRA, T. P.; OLIVEIRA, M. L. R. Multiplicação e alongamento in vitro de vinhático (*Plathymenia reticulata*). **Scientia Forestalis**, v. 40, n. 96, p. 499 - 505, 2012.

MURASHIGE, T., SKOOG, F. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. *Physiologia Plantarum*, v.15, p.473-497, 1962.

NASCIMENTO, B.; SÁ, A. C. S.; LEMOS, L. B.; ROSA, D. P.; PEREIRA, M. O.;

NAVROSKI, M. C. Three epicormic shoot techniques in *I. paraguariensis* mother trees and its cutting according to the material rejuvenation degree. **Cerne**, v. 24, n.3, p. 240 - 248, 2018.

NASCIMENTO, P. K. V. Regeneração *in vitro* de *Parapiptadenia rigida* (Benth) Brenan. Dissertação de mestrado - Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria - RS. 2008.

NERY, M. C.; CARVALHO, M. L. M.; OLIVEIRA, L. M.; NERY, F. C.; SILVA, D. G. Germinação *in vitro* e *ex vitro* de embriões/sementes de *Tabebuia serratifolia* (VAHL) NICH. **Cerne**, v. 14, n. 1, p. 1-8, 2008.

NOGUEIRA, R. C.; PAIVA, R.; CASTRO, A. H.; VIEIRA, C. V.; ABBADE, L. C.; ALVARENGA, A. A. Germinação *in vitro* de murici-pequeno (*Byrsonima intermedia* A. Juss.). **Ciências Agrotécnicas**, v. 25, n. 5, p. 1053-1059, 2004.

OLIVEIRA, L. S.; DIAS, P. C.; BRONDANIS, G. E. Micropropagação de espécies florestais brasileiras. **Pesquisa Florestal Brasileira**, Colombo, v. 33, n. 76, p. 439-453, 2013.

OLIVEIRA, T. R. Influência dos subcultivos e da qualidade da luz na morfogênese *in vitro* em *Cedrela fissilis* Vell. (meliaceae). Dissertação de mestrado – Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Rio de Janeiro, Campos dos Goytacazes – RJ, 2017.

PARK, S. Y. et al. Micropropagation of *Salix pseudolasioogyne* from nodal explants. **Plant Cell Tissue and Organ Culture**, v. 93, p. 341-346, 2008.

PEREIRA, M. O.; WENDLING, I.; NOGUEIRA, A. C.; FILHO, A. N. K.; NAVROSKI, M. C. Resgate vegetativo e propagação de cedro australiano por estaquia. **Pesquisa agropecuária brasileira**. Brasília, v.50, n.4, p.282-289, abr. 2015.

PEREIRA, M. O.; ÂNGELO, A. C.; NAVROSKI, M. C.; JÚNIOR, M. D.; OLIVEIRA, L. M. Vegetative rescue and rooting of cuttings of different stock plants of *Sequoia sempervirens*. **Cerne**, Lavras, v. 23, n.4, p. 435 - 444, 2017.

PIRES, I.E.; RESENDE, M.D.V.; SILVA, R.L., RESENDE JR., M.F.R. **Genética Florestal**. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, MG, Arka, 318 p. 2011.

PREECE, J. E. Can nutrient salts partially substitute for plant growth regulator? **Plant tissue culture and biotechnology**, n. 1, v.1, p.26-37, 1995.

PRUDENTE, D. O.; NERY, F. C.; SILVA, L. S.; PAIVA, R.; REIS, V.; NERY, M. C. Germinação *in vitro* e criopreservação de sementes de Paineira-rosa. **Scientia Agraria Paranaensis**, v. 15, n. 3, p. 247 - 276, 2016.

RADMANN, E. B.; GONÇALVES, E. D.; FORTES, G. R. de L. Emprego de diferentes concentrações de ácido indolbutírico e do escuro no enraizamento *in vitro* de amoreira-preta (*Rubus* sp.), cv. Ébano. In: ENCONTRO ESTADUAL DE BOTÂNICOS, 10., 2000, Ijuí-RS. Resumos.

RAVEN, P.H., Evert, R.F. & Eichhorn, S.E. 2014. *Biologia Vegetal*, 8ª ed. Guanabara Koogan

S.A., Rio de Janeiro.

REIS, I. N. R. S.; LAMEIRA, O. A.; CORDEIRO, I. M. C. C.; CASTRO, C. V. B.; CARNEIRO, A. G. Cultivo *in vitro* de eixos embrionários de paricá. **Ciências. Agrotecnicas**, v. 33 n. 1, p. 60-66, 2009.

RIBEIRO, A. S. Micropropagação de *Bambusa vulgaris* visando a produção de mudas clonais. 2017. 110 p. Dissertação de Mestrado – Universidade Federal de Mato Grosso, Cuiabá-MT.

ROCHA, M. A. C.; COSTA, M. A. P. C.; SILVA, S. A.; LEDO, C. A. S.; MOREIRA, M. J. S.; BASTOS, L. P. Enraizamento *in vitro* e aclimatização de genótipos de jenipapeiro (*Genipa americana*). **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 30, n. 3, p. 769-774, 2008.

SANTIN, D.; WENDLING, I.; BENEDETTI, E. L.; BONDANI, G. E.; REISSMANN, C. B.; MORANDI, D.; ROVEDA, L. F. Poda e anelamento em erva-mate (*Ilex paraguariensis*) visando a indução de brotações basais. **Pesquisa Florestal Brasileira**, Colombo, n.56, p.97-104, 2008.

SABÁ, R. T. et al. Micropropagação de jaborandi. *Horticultura Brasileira*, Campinas, v. 20, n. 1, p. 106-109, 2002.

SATO, Y. A.; DIAS, H. C. T.; ANDRADE, L. A.; SOUZA, V. C. Micropropagação de *Celtis* sp: controle da contaminação e oxidação. *CERNE*, v. 7, n. 2, p. 117 - 123, 2001.

SHIMIZU, E.; S.; C.; PINHEIRO, H. A.; COSTA, M.; A.; FILHO, B.; G.; S. Aspectos fisiológicos da germinação e da qualidade de Plântulas de *Schizolobium amazonicum* em resposta à escarificação das sementes em lixa e água quente. **Revista Árvore**, Viçosa-MG, v.35, n.4, p.791-800, 2011.

SILVA, M. K. F. **Propagação e resgate vegetativo de *Cordia trichotoma* (Vell.) Arrab. Ex Steud.** 2021, 79 f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) - Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias, 2021.

SILVA, T. S.; FILHO, R. S. L. C.; FONSECA, P. T.; SANTANA, J. R. F. *In vitro* shoot regeneration in *Myracrodruon urundeuva* Fr. All. *Pesquisa Agropecuária Tropical*, v. 51, 2021.

SILVA, K. B. **Rizogênese *in vitro* e aclimatização de *Luehea divaricata* Mart. & Zucc.** 2016, 84 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Florestal) – Universidade Federal de Santa Maria, Centro de Ciências Rurais, 2016.

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

SOARES, F. P.; PAIVA, R.; STEIN, V. C.; NERY, F. C.; NOGUEIRA, R. C.; OLIVEIRA, L. M. Efeitos de meios de cultura, concentração de GA3, e pH sobre a germinação *in vitro* de mangabeira (*Hancornia speciosa* Gomes). *Ciências Agrotécnicas*, v. 33, ed. Especial, p. 1847 - 1852, 2009.

SOUZA, A.V.; PEREIRA, A.M.S. Enraizamento de plantas cultivadas *in vitro*. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v.9, n.4, p.103-117, 2007.

SOUZA, C.C. Propagação vegetativa de Paricá (*Schizolobium amazonicum* Huber Ex. Ducke) e Guapuruvu (*Schizolobium parahyba* (Vell.) Blake) por miniestaquia. 2015. 78f. Tese (Doutorado em Ciências Florestais) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa - MG.

SOUZA, C. R.; ROSSI, L. M. B.; AZEVEDO, C. P.; VIEIRA, A. H. Paricá: *Schizolobium parahyba* var. *amazonicum* (Huber x Ducke) Barneby. Circular Técnica n. 18, Embrapa, Dez, 2003.

SOUZA, A. V.; PEREIRA, A. M. S. Enraizamento de plantas cultivadas *in vitro*. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, v. 9, n. 4, p. 103-116, 2007.

STEIN, V. C.; PAIVA, R.; SOARES, F. P.; NOGUEIRA, R. C.; SILVA, L. C.; EMRICH, E. Germinação *in vitro* e *ex vitro* de Inga vera Willd. Subsp. Affinis (DC.) T.D. Penn. Ciências Agrotécnicas, v. 31, n. 6, p. 1702-1708, 2007.

THORPE, T.A. History of plant tissue culture. **Molecular biotechnology**, Totowa, v. 37, n 2, p. 169-180, 2007.

ENDE, WIM. Sugar take a central position in plant growth, development and, stress responses. A focus on apical dominance. *Frontiers in Plant Science*, v. 5, n. 313, 2014.

WENDLING, I. XAVIER, A. Miniestaquia seriada no rejuvenescimento de clones de *Eucalyptus*. **Pesquisa Agropecuária brasileira**, v. 38 n. 4, p. 475-480, 2003.

WENDLING, I.; DUTRA, L. F.; HOFFMANN, H. A.; BETTIO, G.; HANSEL, F. Indução de brotações epicórmicas ortotrópicas para a propagação vegetativa de árvores adultas de *Araucaria angustifolia*. **Revista Agronomía Costarricense**, v. 33, n.2, p. 309-319, 2009.

WENDLING, I.; DUTRA, L. F.; HOFFMANN, H. A.; BETTIO, G.; HANSEL, F. Indução de brotações epicórmicas ortotrópicas para a propagação vegetativa DE árvores adultas de *Araucaria angustifolia*. **Revista Agronomía Costarricense**, v.33, p.309-319, 2009.

XAVIER, A.; WENDLING, I.; SILVA, R. L. **Silvicultura clonal**: Princípios e técnicas. 3. ed. Viçosa, MG: Ed. UFV, 275 p. 2021.

XAVIER, A; WENDLING, R.L.; SILVA, R.L. **Silvicultura clonal**: Princípios e técnicas. 2 ed., rev. e ampl. - Viçosa, MG: ED: UFV, 279 p. 2013.

XAVIER, A.; SANTOS, G.A. dos; OLIVEIRA, M.L. de. Enraizamento de miniestaca caulinar e foliar na propagação vegetativa de cedro-rosa (*Cedrela fissilis* Vell.). **Revista Árvore**, v.27, p.351-356, 2003.