



Ecofisiologia e Nutrição de Espécies Frutíferas e Arbóreas

**Cleberton Correia Santos
Silvana de Paula Quintão Scalon**
Organizadores



2020

Cleberton Correia Santos
Silvana de Paula Quintão Scalon
Organizadores

ECOFISIOLOGIA E NUTRIÇÃO DE
ESPÉCIES FRUTÍFERAS E ARBÓREAS



Pantanal Editora

2020

Copyright© Pantanal Editora
Copyright do Texto© 2020 Os Autores
Copyright da Edição© 2020 Pantanal Editora
Editor Chefe: Prof. Dr. Alan Mario Zuffo
Editores Executivos: Prof. Dr. Jorge González Aguilera
Prof. Dr. Bruno Rodrigues de Oliveira

Diagramação: A editora

Edição de Arte: A editora. Imagens de capa e contra-capa: Canva.com

Revisão: Os autor(es), organizador(es) e a editora

Conselho Editorial

- Prof. Dr. Adaylson Wagner Sousa de Vasconcelos – OAB/PB
- Profa. Msc. Adriana Flávia Neu – Mun. Faxinal Soturno e Tupanciretã
- Profa. Dra. Albys Ferrer Dubois – UO (Cuba)
- Prof. Dr. Antonio Gasparetto Júnior – IF SUDESTE MG
- Profa. Msc. Aris Verdecia Peña – Facultad de Medicina (Cuba)
- Profa. Arisleidis Chapman Verdecia – ISCM (Cuba)
- Prof. Dr. Bruno Gomes de Araújo - UEA
- Prof. Dr. Caio Cesar Enside de Abreu – UNEMAT
- Prof. Dr. Carlos Nick – UFV
- Prof. Dr. Claudio Silveira Maia – AJES
- Prof. Dr. Cleberton Correia Santos – UFGD
- Prof. Dr. Cristiano Pereira da Silva – UEMS
- Profa. Ma. Dayse Rodrigues dos Santos – IFPA
- Prof. Msc. David Chacon Alvarez – UNICENTRO
- Prof. Dr. Denis Silva Nogueira – IFMT
- Profa. Dra. Denise Silva Nogueira – UFMG
- Profa. Dra. Dennyura Oliveira Galvão – URCA
- Prof. Dr. Elias Rocha Gonçalves – ISEPAM-FAETEC
- Prof. Me. Ernane Rosa Martins – IFG
- Prof. Dr. Fábio Steiner – UEMS
- Prof. Dr. Gabriel Andres Tafur Gomez (Colômbia)
- Prof. Dr. Hebert Hernán Soto Gonzáles – UNAM (Peru)
- Prof. Dr. Hudson do Vale de Oliveira – IFRR
- Prof. Msc. Javier Revilla Armesto – UCG (México)
- Prof. Msc. João Camilo Sevilla – Mun. Rio de Janeiro
- Prof. Dr. José Luis Soto Gonzales – UNMSM (Peru)
- Prof. Dr. Julio Cezar Uzinski – UFMT
- Prof. Msc. Lucas R. Oliveira – Mun. de Chap. do Sul
- Prof. Dr. Leandris Argentele-Martínez – Tec-NM (México)
- Profa. Msc. Lidiene Jaqueline de Souza Costa Marchesan – Consultório em Santa Maria
- Prof. Msc. Marcos Pisarski Júnior – UEG
- Prof. Dr. Mario Rodrigo Esparza Mantilla – UNAM (Peru)
- Profa. Msc. Mary Jose Almeida Pereira – SEDUC/PA
- Profa. Msc. Nila Luciana Vilhena Madureira – IFPA
- Profa. Dra. Patrícia Maurer
- Profa. Msc. Queila Pahim da Silva – IFB
- Prof. Dr. Rafael Chapman Auty – UO (Cuba)
- Prof. Dr. Rafael Felipe Ratke – UFMS
- Prof. Dr. Raphael Reis da Silva – UFPI

- Prof. Dr. Ricardo Alves de Araújo – UEMA
- Prof. Dr. Wéverson Lima Fonseca – UFPI
- Prof. Msc. Wesclen Vilar Nogueira – FURG
- Profa. Dra. Yilan Fung Boix – UO (Cuba)
- Prof. Dr. Willian Douglas Guilherme – UFT

Conselho Técnico Científico

- Esp. Joacir Mário Zuffo Júnior
- Esp. Maurício Amormino Júnior
- Esp. Tayronne de Almeida Rodrigues
- Esp. Camila Alves Pereira
- Lda. Rosalina Eufrausino Lustosa Zuffo

Ficha Catalográfica

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP) (eDOC BRASIL, Belo Horizonte/MG)	
E19	<p>Ecofisiologia e nutrição de espécies frutíferas e arbóreas [recurso eletrônico / Organizadores Cleberton Correia Santos, Silvana de Paula Quintão Scalon. – Nova Xavantina, MT: Pantanal Editora, 2020. 150p.</p> <p>Formato: PDF Requisitos de sistema: Adobe Acrobat Reader Modo de acesso: World Wide Web Inclui bibliografia ISBN 978-65-88319-31-4 DOI https://doi.org/10.46420/9786588319314</p> <p>1. Adubação fosfatada. 2. Ecofisiologia vegetal. 3. Desenvolvimento sustentável. I. Santos, Cleberton Correia. II. Scalon, Silvana de Paula Quintão. CDD 581.7</p>
Elaborado por Maurício Amormino Júnior – CRB6/2422	

O conteúdo dos e-books e capítulos, seus dados em sua forma, correção e confiabilidade são de responsabilidade exclusiva do(s) autor (es) e não representam necessariamente a opinião da Pantanal Editora. Os e-books e/ou capítulos foram previamente submetidos à avaliação pelos pares, membros do Conselho Editorial desta Editora, tendo sido aprovados para a publicação. O download e o compartilhamento das obras são permitidos desde que sejam citadas devidamente, mas sem a possibilidade de alterá-la de nenhuma forma ou utilizá-la para fins comerciais, exceto se houver autorização por escrito dos autores de cada capítulo ou e-book com a anuência dos editores da Pantanal Editora.



Pantanal Editora

Rua Abaete, 83, Sala B, Centro. CEP: 78690-000. Nova Xavantina – Mato Grosso – Brasil.
 Telefone (66) 99682-4165 (Whatsapp).
<https://www.editorapantanal.com.br>
contato@editorapantanal.com.br

APRESENTAÇÃO

O livro “Ecofisiologia e Nutrição de Espécies Frutíferas e Arbóreas” apresenta, em seus dez capítulos, informações provenientes de revisão de literatura e trabalhos técnicos científicos com intuito de fortalecer o conhecimento sobre as respostas morfofisiológicas de espécies de interesse da cadeia produtiva da fruticultura e silvicultura.

O padrão da biodiversidade em diferentes fitofisionomias em áreas florestais, especialmente nativas, tem reduzido em função de diversas práticas desordenadas, as quais são provenientes da ação antrópica realizada de maneira intensiva sobre os recursos naturais renováveis. Além disso, a exploração dos recursos fitogenéticos de maneira extrativista, não amigável, é um agravante que pode implicar na extinção de muitas espécies, que além dos serviços ecossistêmicos gerados, também possuem propriedades medicinais e alimentícias promissoras para sua agregação de valor em bioprocessos.

Em função das alterações na ecologia da paisagem e de práticas inadequadas nos agroecossistemas, mudanças ambientais tem ocorrido constantemente no Mundo, refletindo em aumento pronunciado da temperatura, irregularidade de precipitações ou inundações temporárias em algumas regiões, podendo afetar drasticamente tanto as fruteiras de interesse comercial tradicionalmente cultivadas, bem como das espécies nativas e essências florestais.

Portanto, o conhecimento acerca das respostas ecofisiológicas e de crescimento em função dos fatores abióticos, tal como água, luz, e da nutrição mineral de plantas, bem como às tecnologias biológicas no solo e de mitigação do estresse são imprescindíveis para obtenção de mudas de elevada qualidade, as quais podem ser inseridas em áreas em processo de recuperação ambiental, enriquecimento de matas nativas ou sistemas integrados de produção e pomares comerciais.

Assim, os capítulos apresentados são constituídos de resultados de pesquisa de trabalhos sobre os efeitos do déficit hídrico, alagamento, luminosidade, toxicidade de alumínio, polímeros hidrorretentores, uso de fertilizantes minerais e fungos micorrízicos arbusculares para produção de mudas frutíferas e florestais, a fim de assegurar as cadeias produtivas e a conservação da biodiversidade florística.

Os agradecimentos dos organizadores aos autores pela dedicação e empenho na produção dos materiais de qualidade, os quais serão bases norteadoras para o estabelecimento de práticas no setor da fruticultura e da silvicultura, visando o fortalecimento do desenvolvimento sustentável.

Esperamos por meio desta obra difundir informações técnicas que possam contribuir para obtenção de mudas de elevada qualidade para conservação da flora, bem como sua exploração sustentável.


Ótima leitura!!!

Cleberton Correia Santos
Silvana de Paula Quintão Scalon


SUMÁRIO


Apresentação	4
Capítulo I	6
Fisiologia e crescimento de fruteiras em resposta ao déficit hídrico.....	6
Capítulo II	19
Respostas fisiológicas de <i>Schinus terebinthifolius</i> Raddi submetidas a toxicidade do alumínio na presença de silício e selênio	19
Capítulo III	30
Tecnologias para mitigar o déficit hídrico em <i>Eugenia myrcianthes</i> Nied.....	30
Capítulo IV	48
Resposta de condutância estomática em plantas jovens de <i>Attalea phalerata</i> Mart. em diferentes condições ambientais	48
Capítulo V	60
Influência do alagamento no crescimento de mudas de <i>Dipteryx alata</i> e a determinação de recuperação ao estresse no pós-alagamento.....	60
Capítulo VI	70
Propagação <i>in vitro</i> da canafístula (<i>Peltophorum dubium</i> (Spreng.) Taub.).....	70
Capítulo VII	88
Crescimento inicial e qualidade de mudas de <i>Dipteryx alata</i> inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares sob adubação fosfatada.....	88
Capítulo VIII	102
Fertilização fosfatada e fungos micorrízicos arbusculares na produção de mudas de <i>Peltophorum dubium</i>	102
Capítulo IX	113
Crescimento e produção de biomassa de mudas de <i>Pterogyne nitens</i> Tull. inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares e adubação fosfatada.....	113
Capítulo X	126
Mudas de canafístula (<i>Peltophorum dubium</i> (Spreng.) Taub.) com fungos micorrízicos arbusculares	126
Índice Remissivo	149


Propagação *in vitro* da canafístula (*Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub.)

 10.46420/9786588319314cap6


Daniella Arai Zanetta Bassan¹ 

Silvia Correa Santos^{2*} 

Claudia Roberta Damiani² 

Livia Maria Chamma Davide² 

Elias Silva de Medeiros² 

Luiz Guilherme Vieira de Carvalho² 

Viviane Wruck Trovato² 

Gilmar Gabriel de Souza² 

INTRODUÇÃO

A canafístula (*Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub.) é uma leguminosa arbórea de grande porte, da família Caesalpinaceae, com grande potencial para reflorestamento devido sua ocorrência natural em diversos tipos de solo, com baixa exigência quanto à fertilidade química do solo e apresenta plasticidade adaptativa (Carvalho, 1994). Tendo em vista a necessidade de ampliação da base de dados de espécies nativas e genótipos potenciais para cada região do país, têm-se buscado conhecer mais a respeito da silvicultura de espécies nativas que tenham crescimento rápido, aliado a alta produtividade de madeira (Bertolini et al., 2015).

A propagação da maioria das espécies florestais ocorre via semente, a qual gera variabilidade genética, resultado da recombinação gênica ou das diversas possibilidades de recombinação dos gametas femininos e masculinos durante a fecundação (Gauer; Cavalli-Molina, 2000). Devido à recombinação gênica na reprodução sexuada, resultante da polinização livre, genótipos elite correm o risco de deixar de transmitir suas características superiores à sua descendência. Entretanto, quando ocorre multiplicação por autofecundação ou via propagação vegetativa este risco é quase nulo (Ribas et al., 2005). Dentre as formas de propagação vegetativa, a propagação via cultura de tecidos pode ser uma ferramenta valiosa para obter mudas para reflorestamento de áreas perturbadas, bem como gerenciar espécies ameaçadas de extinção (Souza et al., 2017).

¹ IMASUL - Instituto de Meio Ambiente do Mato Grosso do Sul – Brasil.

² Universidade Federal da Grande Dourados (UFGD), Dourados-Itahum, Km 12, Cidade Universitária, CEP: 79.804-970, Dourados-MS, Brasil.

* Autor para correspondência: silviasantos@ufgd.edu.br

A cultura de tecidos representa uma das formas mais viáveis de multiplicação de matrizes selecionadas de espécies florestais (Oliveira et al., 2013). Contudo, os protocolos de estabelecimento *in vitro* e subsequentes etapas para a produção de plantas viáveis pode variar bastante entre diferentes espécies (Ram et al., 2012). Durante o processo de micropropagação é importante obter taxas satisfatórias de multiplicação com o mínimo de variação de explante para explante (Morais et al., 2012), sendo os principais limitantes para o sucesso dessa técnica, o genótipo, a desinfestação superficial e a superação de recalcitrância dos explantes (Borges et al., 2012). Estando *in vitro*, a recalcitrância de espécies é a incapacidade de as plantas responderem a cultura de tecidos e, de acordo com Carra et al. (2019), pode estar relacionada a uma variedade de fatores desencadeantes. Dentre estes fatores pode-se citar os genéticos (Mccown, 2000), a fisiologia das plantas doadoras, a manipulação *in vitro* e estresses da cultura *in vitro* (Benson, 2000).

A desinfestação dos explantes é um dos fatores mais críticos para o estabelecimento da cultura asséptica *in vitro* (Brondani et al., 2009), sendo imprescindível nesta etapa o controle da contaminação dos explantes, que pode variar de acordo com a espécie estudada em função dos microrganismos endofíticos específicos e das condições sanitárias das sementes (Souza et al., 2017).

Para o cultivo *in vitro*, o principal meio de cultura é o MS (Murashige; Skoog, 1962), no entanto para espécies lenhosas o WPM (Woody Plant Medium) (Lloyd; Mccown, 1980) têm sido muito utilizado (Oliveira et al., 2013). MS e WPM possuem diferentes concentrações de sais basais utilizados para induzir e manter a embriogênese e organogênese, segundo Costa (2019), o meio de cultura MS tem sido muito utilizado em trabalhos com espécies da família Fabaceae.

Na etapa de multiplicação, os fatores mais importantes são o tipo e a concentração de citocinina, sendo estas indispensáveis para a superação de dominância apical e indução de proliferação de gemas axilares (Brondani et al., 2009). As espécies respondem diferentemente a tipo e concentrações de citocinina, portanto, o sucesso nesta etapa está nas tentativas e erros, e nas necessidades e/ou problemas encontrados durante os testes. A concentração de citocinina utilizada deve induzir uma taxa de proliferação aceitável sem causar o amarelecimento ou malformação dos brotos (Inácio, 2010). A Zeatina é uma citocinina natural (Cid; Teixeira, 2014), enquanto a 6-benzilaminopurina (BAP) é sintética e utilizada em diferentes espécies na cultura de tecidos (Soares, 2011).

O enraizamento é uma etapa que define o resultado final da micropropagação, e consiste na formação de raízes adventícias na base das microestacas. No enraizamento *in vitro*, as raízes são induzidas em meio de cultura sob condições laboratoriais, sendo em última fase, as plantas transplantadas para substratos e acondicionadas em casa de vegetação para a aclimatização. Neste caso, tem-se melhor controle das condições de cultura obtendo-se elevados percentuais de enraizamento (Leitzke et al., 2009). Em geral,

a composição do meio de cultura e o tipo e concentrações de auxina são as variáveis que mais influenciam o enraizamento, sendo as respostas dependentes do genótipo (Oliveira et al., 2013).

As auxinas mais utilizadas para promover a indução de raízes e melhorar o sistema radicular formado, são o ácido indolbutírico (AIB), o ácido naftaleno acético (ANA) e o ácido 3-indolacético (AIA) (Santos-Serejo et al., 2006). Borges et al. (2012), relatam que o AIB é a auxina sintética mais empregada com sucesso no enraizamento *in vitro* de diferentes espécies, pois estimula a iniciação radicial promovendo aumento da porcentagem e a uniformidade do enraizamento, possibilitando a redução do tempo de permanência na fase de produção de mudas, além de não causar fitotoxicidade aos explantes em uma larga faixa de concentração (Pizzatto et al., 2011).

A geração de protocolos é primordial para a micropropagação, uma vez que cada espécie responde diferentemente às condições de estabelecimento, multiplicação, enraizamento e de aclimatização (Hua et al., 2014). No caso da canafístula, as informações sobre a micropropagação da espécie ainda são escassas. Estudos realizados por Bassan et al. (2006), Curti (2011) e Cândido (2013) não obtiveram um protocolo eficiente de propagação clonal a partir da cultura de tecidos, embora afirmem que a espécie tem potencial para a micropropagação e ressaltam a necessidade de novos estudos.

Diante do exposto, o objetivo do presente estudo foi estabelecer um protocolo eficiente de propagação clonal para a canafístula a partir da cultura de tecidos, passando pelas etapas de estabelecimento, multiplicação e enraizamento *in vitro*.

MATERIAL E MÉTODOS

Estabelecimento in vitro

O experimento foi desenvolvido no Laboratório de Biotecnologia Vegetal da Faculdade de Ciências Biológicas e Ambientais (FCBA) da Universidade Federal da Grande Dourados (UFGD), Dourados-MS, no período de abril a agosto de 2017.

Para a obtenção das plantas doadoras de explantes, as sementes foram coletadas de matrizes localizadas nos municípios de Angélica e Ivinhema (MS) e submetidas à escarificação térmica em água quente (95 °C), por 24 horas (Oliveira et al., 2013). A semeadura foi realizada em tubetes contendo substrato florestal. Aos 85 dias após a semeadura, ramos caulinares com aproximadamente 60 - 80 mm foram excisados.

No laboratório, os ramos foram lavados em água corrente e suas folhas retiradas. Em câmara de fluxo laminar, os ramos vegetativos foram esterilizados superficialmente por meio de lavagem com álcool 70% (1 minuto) e imersão em solução de hipoclorito de sódio 2,5%, sob agitação constante, por cinco e 10 minutos. Para cada 500 mL de solução de hipoclorito foi adicionado 0,5 mL de detergente (Tween 80).

Após a esterilização superficial foram realizadas três lavagens com água estéril, seguida da preparação e inoculação dos explantes em meio de cultura Wood Plant Medium - WPM (Lloyd; Mccown, 1980), acrescido de 5,0 mg L⁻¹ de BAP (6-benzilaminopurina), 30 g L⁻¹ de sacarose, 100 mg L⁻¹ de mio-inositol e 6 g L⁻¹ de ágar, sendo o pH ajustado para 5,8 antes da adição do ágar. O meio de cultura foi esterilizado em autoclave a 121°C e 1,5 atm por 20 minutos. Após a inoculação dos explantes, os frascos de cultivo (tubos de ensaio) foram mantidos em sala de crescimento com temperatura controlada de 25 ± 2°C em período de escuro por 7 dias e, posteriormente, foram submetidos à luminosidade com densidade de fluxo de fótons de 45 µmol.m².s e fotoperíodo de 16 horas.

O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado num esquema fatorial 2x2. Os fatores avaliados foram o tipo de explante (um nó com a gema apical e segmento nodal com duas gemas laterais) e o tempo de desinfestação (5 e 10 minutos) em hipoclorito de sódio (2,5%), totalizando quatro tratamentos. Cada tratamento foi constituído de dez repetições e cada repetição constituída de oito tubos de ensaio com um explante cada.

As avaliações foram realizadas aos 7 e 41 dias após a desinfecção. As características analisadas aos 7 dias foram: porcentagem de contaminação fúngica (FUNG) e bacteriana (BACT), e explantes oxidados (OXID). Aos 41 dias foram analisadas: porcentagem de explantes estabelecidos (SOB), número médio de folhas por brotação (NF/B), número médio de brotos por explante (NB) e comprimento médio das brotações (CB), presença ou ausência de calos (CALO). Durante as avaliações, os tubos com contaminações e com explantes totalmente oxidados foram descartados.

Os dados obtidos foram avaliados por meio da análise de deviance, sendo utilizado o modelo linear generalizado com famílias Binomial e Poisson (Resende; Biele, 2002). Variáveis binomiais relevantes na área biológica são aquelas provenientes de experimentos do tipo dose-resposta, em que os indivíduos sobrevivem, ou não, em função da dosagem do elemento adverso (produto químico, nível de estresse, etc.). Neste caso, geralmente são atribuídos, por exemplo, os valores 1 para os indivíduos sobreviventes e zero para os mortos (Resende; Biele, 2002).

Para as variáveis SOB, OXID, FUNG e BACT foi utilizado o modelo de regressão Binomial com função de ligação logit. Para as variáveis NB e NF/B foi utilizado o modelo de regressão Poisson com função de ligação log. Para verificar a significância de cada fator foi utilizando o teste Qui-Quadrado na análise de deviance. Como os dois fatores (Explante e Tempo) possuem apenas dois níveis, a análise de deviance já é conclusiva para comparação entre os níveis. Para a variável CB foi realizada a análise de variância sendo utilizando a transformação Box Cox. As análises estatísticas foram realizadas no software R (R Core Team, 2018) e para as análises gráficas foram utilizadas as bibliotecas ggplot2 (Wickham, 2016).

Multiplicação e enraizamento in vitro

Os experimentos visando à multiplicação e enraizamento da canafístula, foram desenvolvidos no período de agosto de 2018 a março de 2019.

O material vegetal utilizado nas etapas descritas a seguir foi oriundo de plântulas advindas de sementes germinadas *in vitro*. As sementes foram coletadas de matrizes nos municípios de Angélica e Ivinhema (MS) e submetidas à escarificação mecânica na ponta oposta ao hilo, com uso de lixa. O meio de cultivo utilizado, bem como os protocolos para germinação e estabelecimento *in vitro* já foram descritos.

Nesta fase foram utilizados segmentos nodais caulinares, com duas gemas laterais sem folhas e o ápice excisado com aproximadamente 1,0 cm, oriundas do cultivo *in vitro*. Os fatores estudados foram três concentrações de Zeatina (ZEA), em delineamento inteiramente casualizado, totalizando três tratamentos com dez repetições, sendo cada repetição constituída por um frasco de cultivo de 260 mL, contendo 50 mL de meio de cultura com quatro explantes cada. O meio de cultura utilizado foi o meio WPM, acrescido de 1,0 g L⁻¹ de carvão ativado, zeatina de acordo com o tratamento, 30 g L⁻¹ de sacarose, 100 mg L⁻¹ de mio-inositol e 6 g L⁻¹ de ágar, sendo o pH ajustado para 5,8 antes da adição do ágar. O meio de cultura foi esterilizado em autoclave a 121°C e 1,5 atm por 20 minutos. Após a inoculação, os frascos com explantes foram mantidos em sala de crescimento com condições controladas conforme descrito no item 2.1.

As avaliações foram realizadas após 40 dias de cultivo, sendo analisadas: sobrevivência (SOB), explantes que emitiram brotações adventícias (EBA), explantes que formaram calo (CALO), número médio de brotações por explante (B/E), comprimento médio das brotações (CB) e número médio de folhas por brotação (NF).

Os resultados foram avaliados por meio da análise de deviance, utilizando o modelo linear generalizado com famílias Binomial e Poisson. Para as variáveis SOB, CALO e EB foi utilizado o modelo de regressão Binomial com função de ligação logit. Para as variáveis NB/E e NF/B foi utilizado o modelo de regressão Poisson com função de ligação log. Para verificar a significância de cada fator foi utilizando o teste Qui-Quadrado na análise de deviance. Para a variável CB foi proposta a análise de variância sendo aplicado o teste Tukey para comparação entre os níveis de Zeatinina. As análises estatísticas foram realizadas no software R (R Core Team, 2018) e para as análises gráficas foram utilizadas as bibliotecas ggplot2 (Wickham, 2016).

Enraizamento in vitro

Na fase de enraizamento foram utilizados segmentos nodais caulinares, com duas folhas e a gema apical, de cerca de 2,0 cm, oriundas do cultivo *in vitro*. Os fatores estudados foram a concentração de AIB: 0; 2,5 e 5,0 mg L⁻¹, em delineamento inteiramente casualizado, totalizando três tratamentos com dez repetições, sendo cada repetição constituída por um frasco de cultivo de 260 mL, contendo 50 mL de

meio, com quatro explantes cada. O meio de cultura utilizado foi o meio WPM acrescido de 1,0 g L⁻¹ de carvão ativado, AIB de acordo com o tratamento, 30 g L⁻¹ de sacarose, 100 mg L⁻¹ de mio-inositol e 6 g L⁻¹ de ágar, sendo o pH ajustado para 5,8 antes da adição do ágar. O meio de cultura foi esterilizado em autoclave a 121°C e 1,5 atm por 20 minutos. Após a inoculação, os frascos com explantes foram mantidos em sala de crescimento com condições controladas, descrito no item 2.1.

As avaliações foram realizadas após 40 dias de cultivo, sendo analisadas: sobrevivência (SOB), explantes que emitiram raízes (ER), explantes que formaram calo (CALOS), número médio de raízes (NMR) e comprimento médio das raízes (CR).

Os resultados foram avaliados por meio da análise de deviance, através do modelo linear generalizado com família Binomial e função de ligação logit. As análises estatísticas foram realizadas no software R (R Core Team, 2018) e para as análises gráficas foram utilizadas as bibliotecas ggplot2 (Wickham, 2016).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Pela análise de deviance foram detectadas diferenças significativas a 1% de probabilidade entre o tipo de explante para as variáveis sobrevivência, oxidação, contaminação fúngica e bacteriana e número de folhas por broto. Para o fator tempo de desinfestação, somente oxidação apresentou diferença significativa. A interação do explante e tempo de desinfestação mostrou-se significativa para a variável número de folhas por broto (Tabela 1). Os resultados sugerem que a escolha do explante refletiu nos resultados apresentados.

Tabela 1. Valores de p para sobrevivência (SOB), oxidação (OXID), contaminação fúngica (FUNGO), contaminação bacteriana (BACT), número de broto (NB) e número de folhas por broto (NF/B) - fase de estabelecimento.

FV	Sob	Oxid	Fungo	Bact	Nb	Nf/b
Explante	< 0,0001**	0,0005**	0,0013**	1	0,0229**	< 0,0001**
Tempo des.	0,0537	0,0003**	0,6821	1	0,3748	0,2154
E x t	0,4289	1	0,9999	1	0,1852	0,0001**

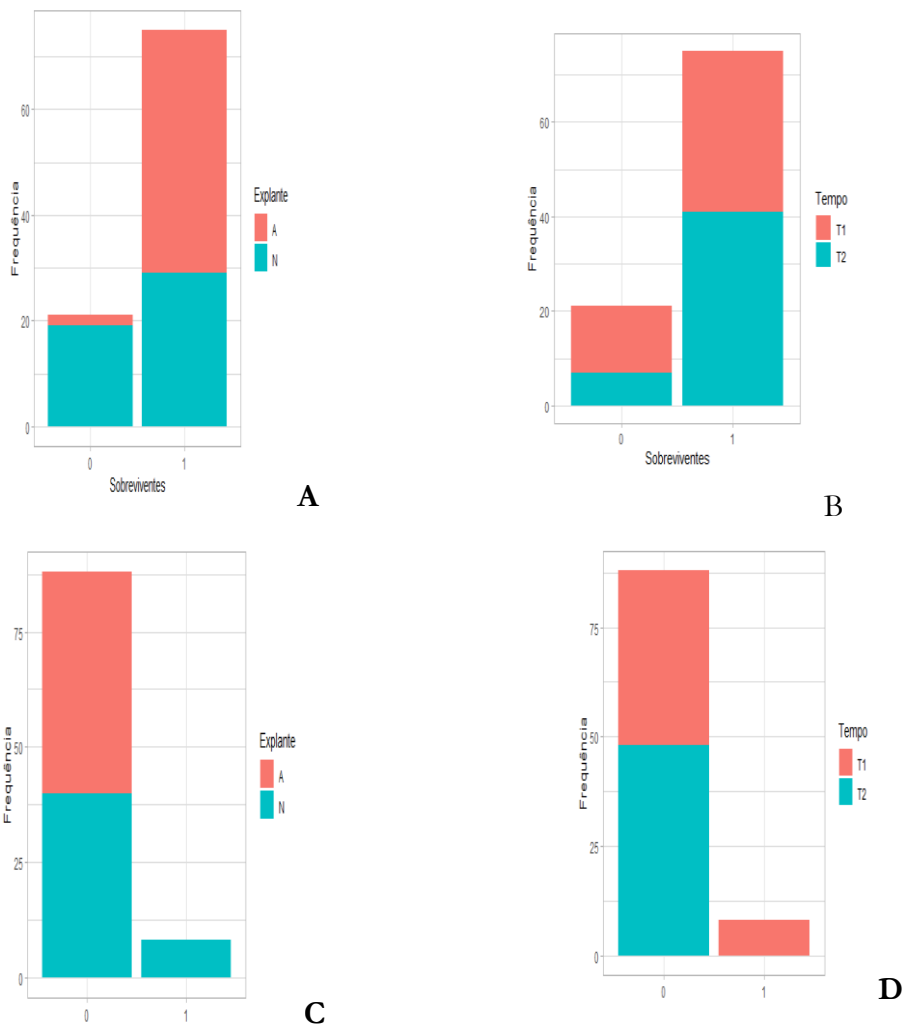
** (significativo a $p < 0,01$)

Na Figura 1 são apresentados os dados de sobrevivência de explantes em função do tipo de explante e tempo de desinfestação estudados. No teste Qui-Quadrado da análise de deviance (Tabela 1), apenas o fator explante foi significativo. Pode-se verificar na Figura 1 que os explantes apicais apresentaram frequência de morte menor que segmentos nodais (coluna “0”) e frequência de estabelecimento (coluna “1”), superior ao estabelecimento de segmentos nodais.

Ecofisiologia e nutrição de espécies frutíferas e arbóreas

Em termos de porcentagem foi obtido 95,8% de estabelecimento de explantes apicais e 60,4% de estabelecimento de segmentos nodais. O tempo de desinfestação em hipoclorito de sódio não afetou o estabelecimento de explantes. Pode-se verificar no gráfico que a frequência de sobrevivência dos explantes na coluna “1” para ambos os tempos de desinfestação estudados, variando entre 70% e 85%. Flôres et al. (2011) observaram elevadas taxas de sobrevivência e estabelecimento (98%) *in vitro* para a mesma espécie.

Na análise da oxidação, os fatores explante e tempo de desinfestação foram significativos a 1% de probabilidade, de acordo com o teste Qui-Quadrado na análise de deviance (Quadro 1). Na Figura 1, verifica-se que praticamente não ocorreu oxidação dos explantes estudados (coluna “0”), não tendo sido verificada a ocorrência de oxidação em explantes apicais, o que ocorreu para segmentos nodais em baixa porcentagem (coluna “1”). Ainda, a desinfestação com hipoclorito de sódio a 10’ foi superior à desinfestação por 5’, uma vez que não ocorreu oxidação de explantes no maior tempo de desinfestação.



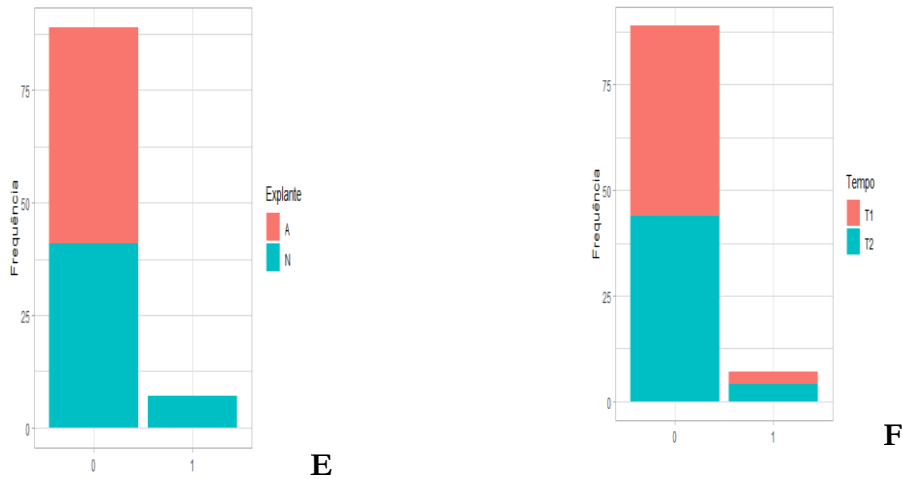


Figura 1. Estabelecimento de explantes de canafístula, oxidação de explantes (A, B, C, D, E, F), e contaminação fúngica de canafístula de explantes de canafístula (A, B, C, D, E, F) oriundos de ápice (A) e segmento nodal (N) em função do tempo de desinfestação em hipoclorito de sódio por 5 minutos (T1) e 10 minutos (T2) aos 07 dias de cultivo. Dourados/MS, 2017.

De acordo com Junior Fermino et al. (2009), as espécies arbóreas apresentam dificuldade para o estabelecimento *in vitro* devido à grande diversidade de microrganismos contaminantes. De acordo com Bassan et al. (2006), a ausência de oxidação nos explantes de canafístula se deve, provavelmente, à reduzida concentração de fenóis nos tecidos de canafístula ou pode ser atribuída à origem seminal dos explantes, uma vez que vários autores correlacionam a formação de compostos fenólicos em culturas *in vitro* à idade do explante.

Na avaliação da contaminação dos explantes por fungos e bactérias, podemos verificar que não ocorreu contaminação fúngica em ápices caulinares (coluna “1”), e para segmentos nodais, a contaminação foi baixa, correspondendo a aproximadamente 14% de segmentos nodais contaminados. Os tempos de desinfestação, 5 e 10’ de exposição ao hipoclorito de sódio não foram significativos para a característica estudada, tendo ambos se mostrado eficientes para controle da contaminação fúngica, que ocorreu em baixa porcentagem para ambos os tempos de exposição, em torno de 6 e 5%, respectivamente (Figura 1).

Para número de brotações emitidas por explante, apenas o fator explante foi significativo de acordo com o teste Qui-Quadrado na análise de deviance (Tabela 1). A quantidade de brotos emitidos em explantes nodais (36,5%) foi menor e estatisticamente diferente da quantidade de brotos em explantes apicais, mostrando superioridade de explantes apicais para a variável (Figura 2). O tempo de desinfestação não teve efeito significativo sobre o número de brotos.

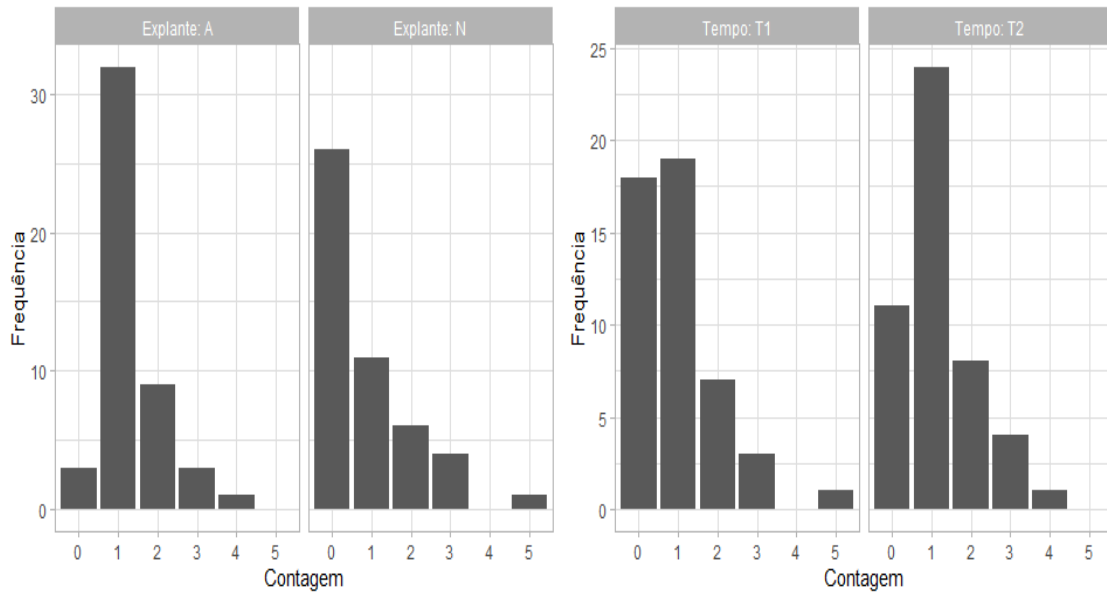


Figura 2. Número de brotos emitidos por explante, considerando o tipo de explante, ápice (A) e segmento nodal (N) e o tempo de desinfestação em hipoclorito de sódio por 5 minutos (T1) e 10 minutos (T2) aos 07 dias de cultivo. Dourados/MS, 2017.

De acordo com o teste Qui-Quadrado na análise de deviance, a interação tipo de explante e tempo de desinfestação foi significativa (Tabela 1). A quantidade de folhas em explantes de segmentos nodais é 96% menor em relação aos explantes apicais. Para os explantes apicais, não houve diferença significativa entre os tempos de desinfestação. Para explantes de segmentos nodais, a quantidade de folhas quando os explantes são submetidos a dez minutos de desinfestação em hipoclorito de sódio é 9,5 vezes maior do que no tempo de desinfestação de cinco minutos (Tabela 2 e Figura 3).

Para comprimento de brotos, somente o fator explante foi significativo pelo teste F, onde ápice foi superior a segmentos nodais, gerando brotações maiores (Figura 3B).

Tabela 2. Número de folhas totais emitidas por explantes de canafístula, considerando o tipo de explante, ápice (A) e segmento nodal (N), e o tempo de desinfestação em hipoclorito de sódio por 5 minutos (T1) e 10 minutos (T2) aos 41 dias de cultivo.

Tipo de explante	Tempo de exposição		Total
	5'	10'	
A	55	52	107
N	2	19	21
Total	57	71	128

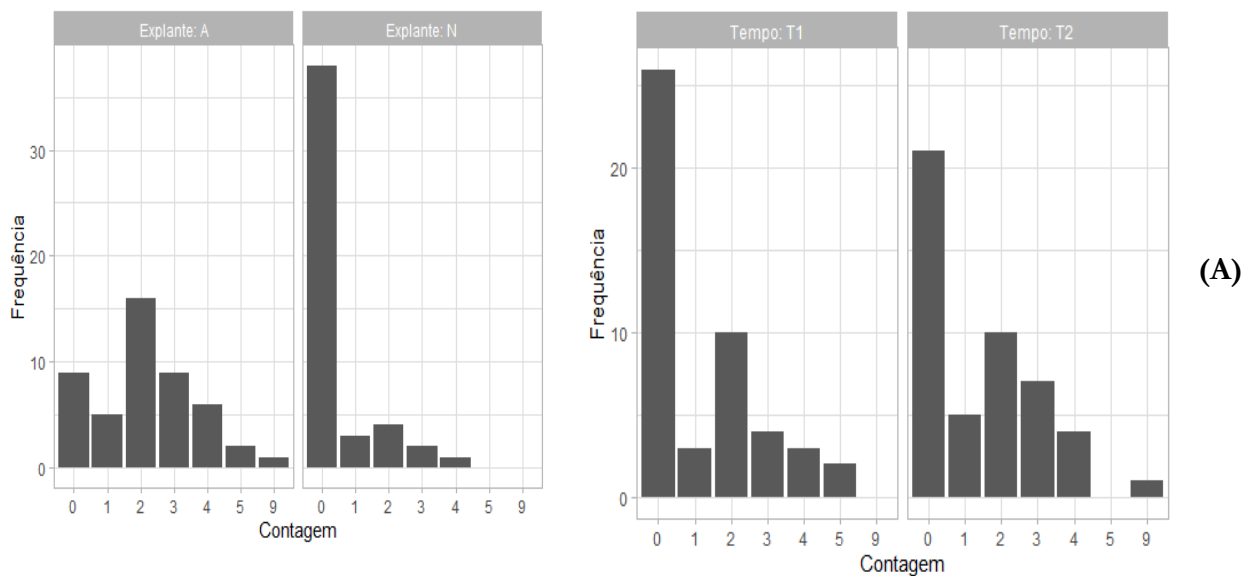
Foi realizada análise de deviance para as variáveis sobrevivência (SOB), formação de calos (CALO), explantes que emitiram brotações (EB), número de brotos por explante (NB/E) e número de folhas por

brotação, onde verificou-se através do teste do qui-quadrado, que o fator de variação Zeatina não foi significativo para nenhuma das variáveis analisadas na fase de multiplicação *in vitro*. As figuras abaixo ilustram as respostas de explantes de canafístula submetidos a concentrações de zeatina no meio de cultivo WPM.

Na Figura 4 são apresentados os dados de sobrevivência de explantes para os tratamentos, demonstrando que a utilização do regulador de crescimento vegetal nas concentrações estudadas não se mostrou eficiente para a indução de brotações.

Observou-se ainda, que a utilização de zeatina e o aumento em sua concentração no meio de cultura favoreceu a formação de calos friáveis na base dos segmentos caulinares (Figura 4B). Embora tenha sido constatado que o uso de carvão ativado ($1g L^{-1}$) promova menor formação de calos, na presença da citocinina, ocorreu maior formação de calos na base dos explantes (dados não apresentados).

Todos os tratamentos promoveram emissão de brotos e folhas nos explantes, embora não tenham diferido estatisticamente pelo teste do qui-quadrado na análise de deviance. A emissão de brotos foi alta em todos os tratamentos com uma média de 97,9% (Figura 4C), no entanto, apesar disso, as taxas de multiplicação de brotos foram relativamente baixas (menor que 2,00 brotos/segmento) mostrando queda com o aumento na concentração de zeatina e aumento no número de folhas por broto. Em experimento realizado por Cândido (2013), a média obtida de brotos por explante foi de 3,4 e a porcentagem de brotos que emitiram brotação foi de 90,51% respectivamente.



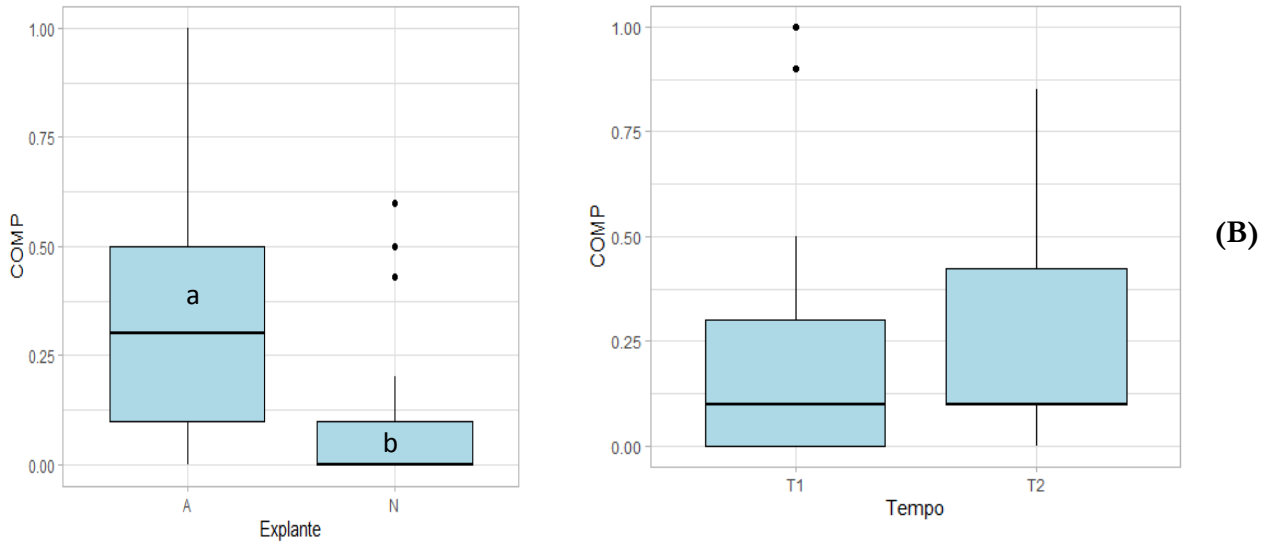
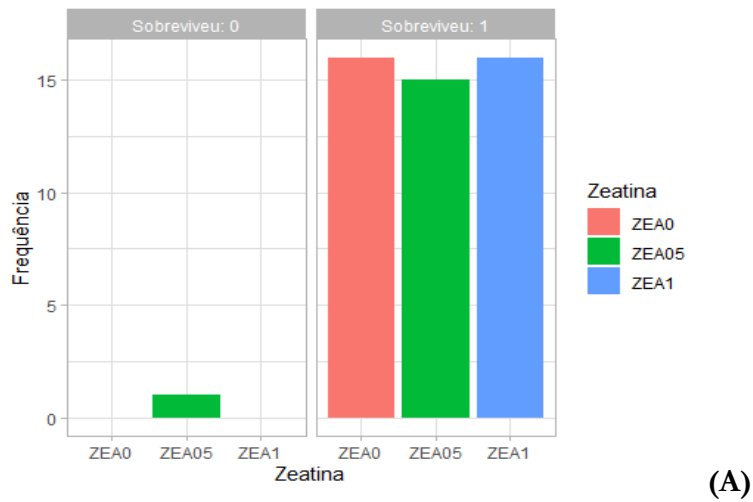
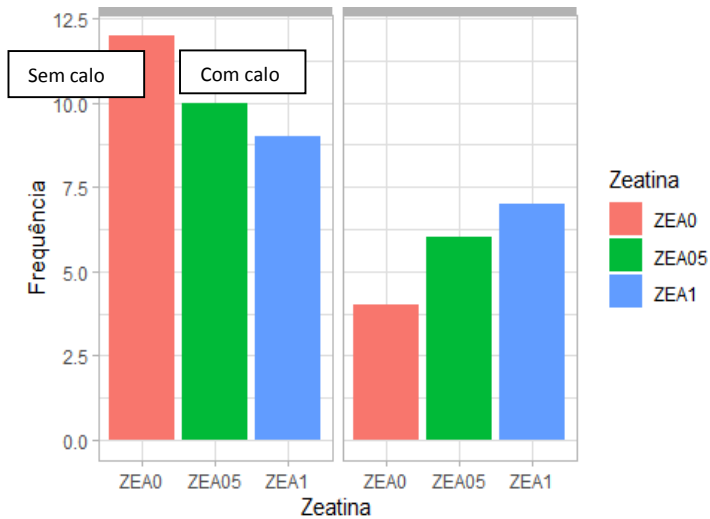
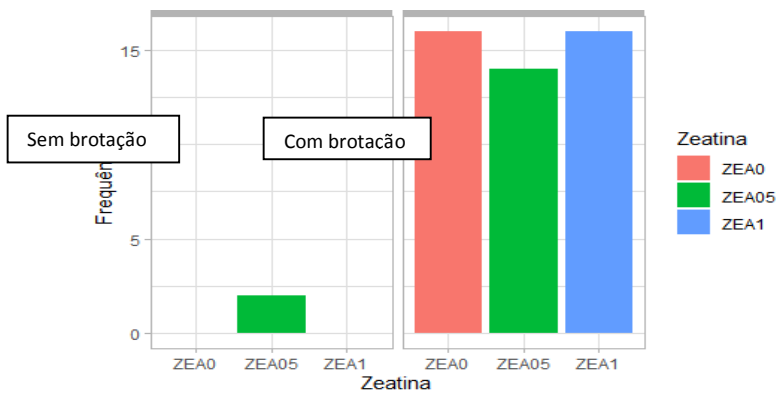


Figura 3. Número de folhas emitidas por explante de canafistula, considerando o tipo de explante, ápice (A) e segmento nodal (N), e o tempo de desinfestação em hipoclorito de sódio por 5 minutos (T1) e 10 minutos (T2) aos 41 dias de cultivo. (B) Comprimento de brotos de canafistula, considerando o tipo de explante, ápice (A) e segmento nodal (N) e o tempo de desinfestação em hipoclorito de sódio por 5 minutos (T1) e 10 minutos (T2) aos 07 dias de cultivo. (Letras iguais não diferem entre si pelo teste F a 1% de probabilidade). Dourados/MS, 2017.





(B)



(C)

Figura 4. (A) Sobrevivência de explantes de canafístula submetidos a concentrações de zeatina: ausência (ZEA0); 0,5 mg L⁻¹ de zeatina (ZEA05) e 1,0 mg L⁻¹ de zeatina (ZEA1). (B) Formação de calos em explantes, e (C) emissão de brotos em explantes de canafístula submetidos a concentrações de zeatina: ausência (ZEA0); 0,5 mg L⁻¹ de zeatina (ZEA05) e 1,0 mg L⁻¹ de zeatina (ZEA1). Dourados/MS, 2019.

Para comprimento de brotos foi realizada análise de variância e teste de Tukey, e verificou-se que diferença significativa para as concentrações de zeatina utilizadas, tendo a concentração de 1 mg L⁻¹ promovido maior indução no comprimento de brotos dos explantes de canafístula (Figura 5B).

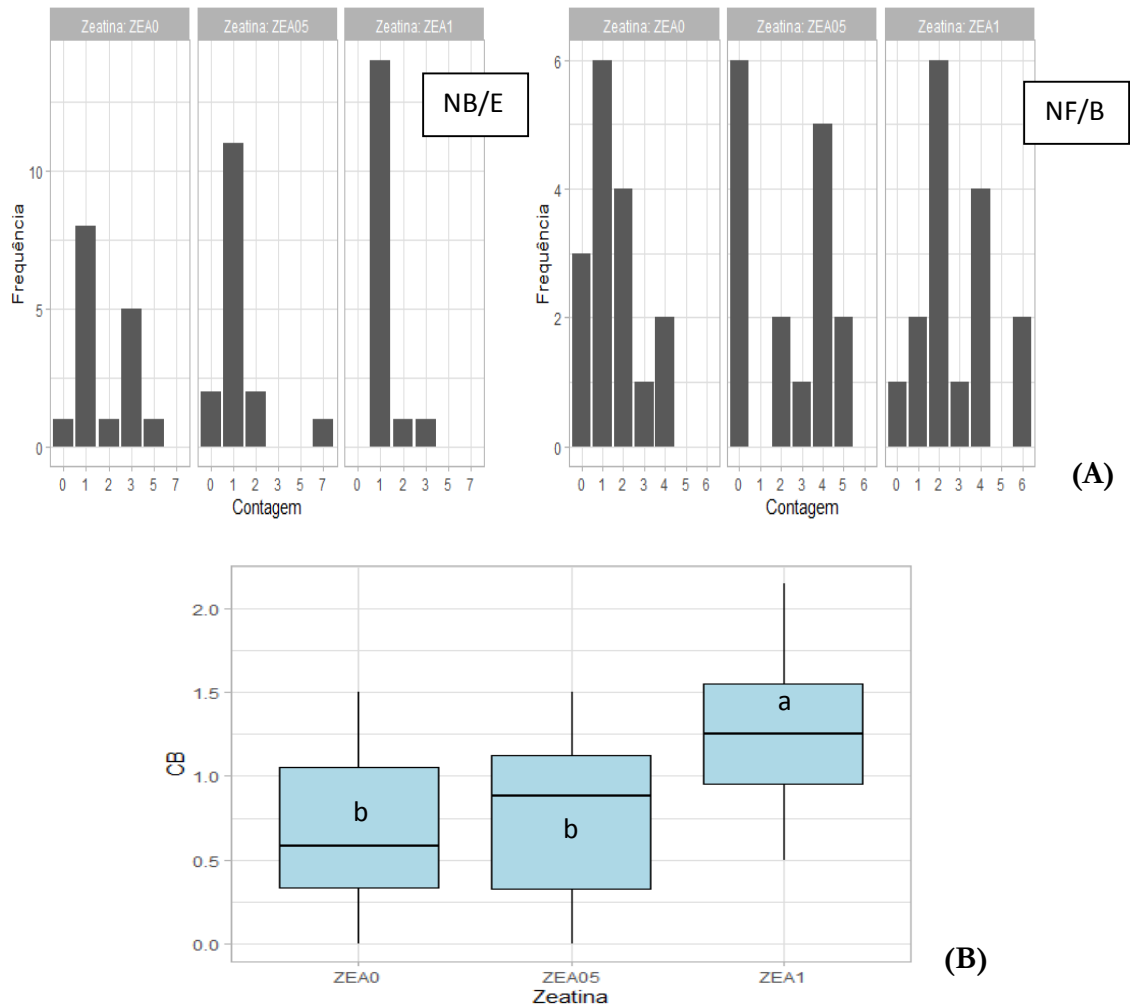


Figura 5. (A) Número de brotos/explante (NB/E) e número de folhas/brotação (NF/B) em explantes de canafístula submetidos a concentrações de zeatina: ausência (ZEA0); 0,5 mg L⁻¹ de zeatina (ZEA05) e 1,0 mg L⁻¹ de zeatina (ZEA1). (B) Comprimento de brotações (CB) em explantes de canafístula submetidos a concentrações de zeatina: ausência (ZEA0); 0,5 mg L⁻¹ de zeatina (ZEA05) e 1,0 mg L⁻¹ de zeatina (ZEA1). Dourados/MS, 2019.

Carra et al. (2019) ressaltam que BAP e ZEA são as citocininas mais amplamente utilizadas, com resultados satisfatórios para proliferação em árvores lenhosas, tendo obtido não somente maiores quantidades de produção de novos brotos, mas também favorecendo o alongamento de entrenós, essencial para obter uma boa porcentagem de enraizamento.

Os resultados do presente trabalho corroboram com as observações relatadas por Cândido (2013) com o uso de citocininas (BAP, cinetina, thidiazuron -TDZ e isopenteniladenina - 2iP) na multiplicação da espécie, com alta taxa de sobrevivência, alta porcentagem de formação de brotos (90,51%) em todos os tratamentos, sugerindo que não há necessidade de uso dos reguladores avaliados, até o momento, na multiplicação *in vitro* de canafístula.

Enraizamento in vitro

Nesta etapa não foi observada protrusão de raízes na avaliação realizada aos 40 dias, em nenhum dos tratamentos. Para os dados obtidos sobrevivência (SOB) e formação de calos (CALO) foram realizadas análise de deviance onde se verificou através do teste do qui-quadrado, que o fator de variação AIB não foi significativo.

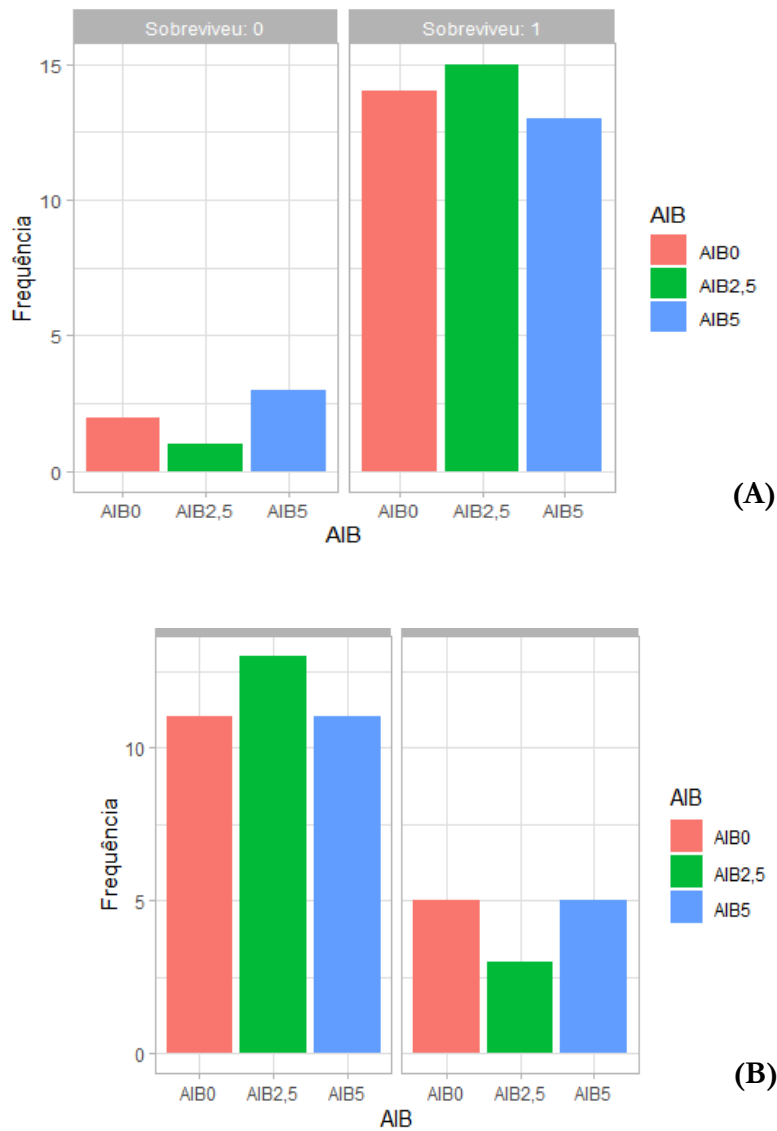


Figura 6. Sobrevivência de explantes (A) e formação de calos em explantes (B) de canafístula submetidos a concentrações de AIB: ausência de AIB (AIB0); 2,5 mg L⁻¹ de AIB (AIB2,5) e 5,0 mg L⁻¹ de AIB (AIB5). Dourados/MS, 2019.

Na Figura 6 verifica-se alta sobrevivência dos explantes independente da concentração de AIB aplicada, entretanto, houve a formação de calos friáveis na base dos explantes em todos os tratamentos (Figura 6). De acordo com Rossato et al. (2015), a formação de calos (massas celulares) é um dos principais problemas durante a elaboração de protocolos de micropropagação, pois comprometem a protrusão de

raízes e também de brotações. Carra et al. (2019) verificaram que o uso de AIB na micropropagação de *Zelkova sicula* promoveu a formação de massa de calos na superfície cortada, que não é adequada para desenvolvimento radicular subsequente e crescimento de plântulas.

Embora vários estudos tenham sido realizados visando o desenvolvimento *in vitro* da canafístula (Bassan, 2006; Curti, 2014), não foi estabelecido um protocolo otimizado. Gomes (2017) ressalta que o período de cultivo é de grande importância, onde os melhores resultados foram observados aos 60 dias.

Resultados recorrentes de insucesso no estudo da multiplicação e rizogênese *in vitro* de canafístula com o uso de diversos reguladores de crescimento sugerem a recalcitrância da espécie, isto é, a incapacidade de células, tecidos e órgãos vegetais de responder à cultura de tecidos (Benson, 2000). Segundo McCown (2000), plantas perenes lenhosas apresentam recalcitrância de explantes com maior intensidade quando comparadas a plantas dos demais táxons.

Estudos realizados por Ckurshumova e Berleth (2015) comprovaram que genes responsáveis pela regulação na via metabólica da auxina tem implicação no aumento da capacidade de regeneração e na formação de brotações novas, mesmo a partir de tecidos recalcitrantes; sugerindo que, apesar dos recentes avanços, a base molecular da regeneração de plantas ainda é pouco clara, sendo imprescindível um aprofundamento nos estudos, pois muitas plantas importantes permanecem recalcitrantes à regeneração.

CONCLUSÃO

O meio WPM suplementado com 5,0 mg L⁻¹ de BAP é eficaz no estabelecimento de explantes de canafístula.

O estabelecimento de ápices caulinares de canafístula é superior ao estabelecimento de segmentos nodais.

O tempo de exposição ao hipoclorito de sódio é eficaz no controle de contaminação bacteriana e fúngica em ápices caulinares de canafístula, no entanto não apresenta a mesma eficácia no controle de contaminação fúngica de segmentos nodais, bem como não afetou a sobrevivência e o estabelecimento *in vitro* de segmentos apicais caulinares de canafístula.

A citocinina nas concentrações testadas não foi eficiente na multiplicação *in vitro* da espécie, para as condições de estudo.

O uso de diferentes concentrações de AIB não promoveu enraizamento devido à formação de calos friáveis na base dos explantes.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Bassan JS, Reiniger LRJ, Rocha BHG, Severo CRP, Flôres AV (2006). Oxidação fenólica, tipo de explante e meios de cultura no estabelecimento *in vitro* de canafístula (*Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub.). *Ciência Florestal*, 16: 381-390.
- Benson EE (2000). *In vitro* plant recalcitrance: an introduction. *In vitro Cellular e Developmental Biology – Plant*, 36: 141–148.
- Bertolini IC, Debastiani AB, Brun EJ (2015). Caracterização silvicultural da canafístula (*Peltophorum dubium* (Spreng.) Taubert.). *Scientia Agraria Paranensis*, 14(2): 67-76.
- Borges SR, Xavier A, Oliveira LS, Lopes AP, Otoni W, Takahashi E (2012). Estabelecimento *in vitro* de clones híbridos de *Eucalyptus globulus*. *Ciência Florestal*, 22(3): 605-616.
- Brondani GE, Dutra LF, Grossi F, Wendling I, Hornig J (2009). Estabelecimento, multiplicação e alongamento *in vitro* de *Eucalyptus benthamii* Maiden e Cambage x *Eucalyptus dunnii* Maiden. *Revista Árvore*, 33(1): 11-19.
- Candido DF (2013). *Cultivo in vitro de Peltophorum dubium (Spreng.) Taubert: multiplicação, senescência foliar e calogênese*. Dissertação. Santa Maria, Universidade Federal de Santa Maria. 120p.
- Carra A, Catalano C, Badalamenti O, Carimi F, Pasta S, Motisi A, Abbate L, La Bella F, Fazan L, Kozłowski G, Garfi G (2019). Overcoming sexual sterility in conservation of endangered species: the prominent role of biotechnology in the multiplication of *Zelkova sicula* (Ulmaceae), a relict tree at the brink of extinction. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*, 137: 139-148.
- Carvalho PER (1994). *Espécies florestais brasileiras: Recomendações Silviculturais, potencialidades e uso de madeira*. Brasília, Empresa Brasileira de Agropecuária - CNPF, 640p.
- Cid LPB, Teixeira JB (2014). Explante, meio nutritivo, luz e temperatura. In: Cid, L.P.B. (Ed.) - *Cultivo in vitro de plantas*. Brasília, Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, p. 21-26.
- Ckurshumova W, Berleth T (2015). Overcoming recalcitrance - Auxin response factor functions in plant regeneration. *Plant Signaling & Behavior*, 10(7): 1-13.
- Costa AO (2019). *Estabelecimento de sistemas de regeneração in vitro de flamboyant [Delonix regia (Bojer ex Hook) Raf.]*. Dissertação. Jataí, Universidade Federal de Goiás. 82p.
- Curti AR (2011). *Contribuições para a micropropagação de Peltophorum dubium (Spreng.) Taubert*. Dissertação. Santa Maria, Universidade Federal de Santa Maria. 94p.
- Curti AR, Reiniger LRS (2014). Formação *in vitro* de raízes em canafístula: o efeito de diferentes meios de cultivo. *Ciência Rural*, 44(2): 314-320.
- Flôres AV, Reiniger LRS, Curti AR, Paim A, Bassan JS, Cunha CMC (2011). Estabelecimento *in vitro* de canafístula (*Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub.). em função das concentrações do meio MS. *Cerne*, 17: 549-553.

- Gauer L, Cavalli-Molina S (2000). Apomixia: um método alternativo para a produção de sementes em plantas. *Pesquisa Agropecuária Gaúcha*, 6(1): 157-170.
- Gomes CS (2017). *Qualidade de sementes e rizogênese in vitro em Peltophorum dubium (Sprengel) Taubert*. Dissertação. Santa Maria, Universidade Federal de Santa Maria. 60p.
- Hua Q, Chen P, Liu W, Ma Y, Liang R, Wang L, Wang Z, Hu G, Qin Y (2014). A protocol for rapid in vitro propagation of genetically diverse pitaya. *Plant Cell Tiss Organ Cult*, 120: 741-745.
- Inácio MC (2010). *Cochlospermum regium (Mart. ex. Scharank): uma planta medicinal do cerrado*. Dissertação. Botucatu, Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho. 118 p.
- Junior Fermino PCP, Nagao EO, Pereira JES (2009). Estabelecimento, germinação e multiplicação in vitro de teca (*Tectona grandis* L.f.) a partir de genótipos da Amazônia Sul-Occidental. *Scientia Forestalis*, 37: 427-435.
- Leitzke LN, Damiani CR, Schuch MW (2009). Multiplicação e enraizamento in vitro de amoreira-preta 'Xavante': efeito da concentração de sais, do tipo de explante e de carvão ativado no meio de cultura. *Ciência e Agrotecnologia*, 33: 1959-1966.
- Lloyd G, Mccown B (1980). Commercially-feasible micropropagation of mountain laurel, *Kalmia latifolia*, by use of shoot-tip culture. *Combined Proceedings of the International Plant Propagators Society*, 30: 421-427.
- Mccown BH (2000) - Special symposium: In vitro plant recalcitrance. Recalcitrance of woody and herbaceous perennial plants: Dealing with genetic predeterminism. *In Vitro Cellular & Developmental Biology*, 36: 149-154.
- Morais TP, Luz JMQ, Silva SM, Resende RF, Silva AS (2012). Aplicações da cultura de tecidos em plantas medicinais. *Revista Brasileira de Plantas Medicinais*, 14(1): 110-121.
- Murashige T, Skoog F (1962). A Revised Medium for Rapid Growth and Bio Assays with Tobacco Tissue Cultures. *Physiologia Plantarum*, 15(3): 473-497.
- Oliveira LS, Dias PC, Brondani GE (2013). Micropropagação de espécies florestais brasileiras. *Pesquisa Florestal Brasileira*, 33(76): 439-453.
- Pizzatto M, Wagner Júnior A, Luckmann D, Pirola K, Cassol DA, Mazaro SM (2011). Influência do uso de AIB, época de coleta e tamanho de estaca na propagação vegetativa de hibisco por estaquia. *Revista Ceres*, 58: 487-492.
- Ram B, Rathore TS, Reddy GRS (2012). *In vitro* propagation of *Melia dubia* Cav. from seedling explants. *Biotechnology Bioinformatics Bioengineering*, 2(1): 610-616.
- R CORE TEAM. (2018). R: *A language and environment for statistical computing* - R Foundation for Statistical Computing, Vienna. [cit.2019-11-05]. <<http://www.R-project.org/>>.
- Resende MDV, Biele J (2002). Estimação e predição em modelos lineares generalizados mistos com variáveis binomiais. *Revista Matemática e Estatística*, 20: 39-65.

- Ribas LLFR, Zanette F, Kulchetscki L, Guerra MP (2005). Micropropagação de *Aspidosperma polyneuron* (peroba-rosa) a partir de segmentos nodais de mudas juvenis. *Revista Árvore*, 29(4): 517-524.
- Rossato M, Schumacher PV, Netto APC, Souza GC, Reis EF, Stein VC (2015). Multiplicação e enraizamento in vitro de gabirobeira. *Plant Cell Culture e Micropropagation*, 11(2): 70-77.
- Santos-Serejo JA et al. (2006). Meios nutritivos para micropropagação de plantas. In: Souza AS, Junghans TG. *Introdução à micropropagação de plantas*. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura Tropical. 80-98.
- Soares FP (2011). Taxa de multiplicação e efeito residual de diferentes fontes de citocinina no cultivo in vitro de *Hancornia speciosa* Gomes. *Ciência e Agrotecnologia*, 35(1): 152-157.
- Souza RA, Dantas PVP, Cavalcante PF, Tenório RR, Houllou LM (2017). Basic procedure for the in vitro propagation of Brazilian trees for reforestation purposes. *Journal of Environmental Analysis and Progress*, 2(2): 107-114.
- Wickham H (2016). *Ggplot2: Elegant Graphics for Data Analysis*. 3ªed. New York, Springer, 217p.

ÍNDICE REMISSIVO

A

adubação, 31, 45, 48, 50, 88, 89, 93, 99, 100, 112, 113, 116, 117, 118, 119, 120, 121, 122, 123, 124, 128, 134, 145, 146, 148, 149
amendoim do campo, 114, 122
arbóreas, 31, 46, 48, 56, 60, 77, 99, 100, 102, 109, 110, 111, 112, 124, 126, 127, 131, 139, 146, 149
Arecaceae, 48
aroeira, 20, 28

B

BAP, 71, 73, 82, 84
baru, 61, 99, 100
botânica, 14

C

canafistula, 70, 72, 74, 77, 78, 79, 80, 81, 82, 83, 84, 85, 103, 108, 109, 111, 112, 126, 127, 128, 129, 131, 132, 133, 134, 135, 136, 137, 138, 139, 140, 141, 142, 143, 144, 145, 146, 147
cerrado, 43, 61, 96, 99, 100, 116, 123, 147

D

déficit hídrico, 4, 6, 7, 9, 10, 11, 12, 13, 15, 17, 30, 31, 35, 36, 39, 40, 42, 45, 46, 53
desenvolvimento vegetal, 18, 60

E

espécies nativas, 4, 48, 70, 88, 97, 132, 147
esporulação micorrízica, 127
estresse hídrico, 12, 13, 31, 39, 42, 45, 49, 53, 57, 67, 96, 102
Eugenia myrcianthes, 30, 36, 37, 38, 40, 41, 42, 43, 44, 45, 46
explante, 71, 73, 74, 75, 76, 77, 78, 79, 80, 82, 85, 86

F

fósforo, 14, 21, 89, 90, 92, 93, 94, 96, 99, 103, 104, 106, 107, 108, 109, 111, 112, 114, 115, 117, 118, 119, 120, 121, 122, 123, 124, 127, 130, 131, 134, 136, 138, 139, 140, 141, 142, 143, 144, 147, 148
fotossíntese zero, 33, 34, 35, 36, 37, 38, 39, 40, 41, 42, 43, 44
fruticultura tropical, 7, 17
fungos micorrízicos arbusculares, 4, 88, 89, 92, 93, 94, 96, 102, 103, 106, 107, 108, 110, 111, 113, 114, 116, 117, 118, 119, 121, 122, 123, 124, 125, 126, 127, 129, 146, 147, 148

H

hipóxia, 60, 67

I

índice de qualidade de Dickson, 44, 91, 96, 98, 105, 122

L

leguminosa, 70, 103
luminosidade, 4, 53, 73

M

micropropagação, 71, 72, 83, 85, 87
mudanças climáticas, 7, 8, 15, 16, 18

N

nutrição, 4, 46, 89, 95, 98, 109, 147, 148

P

Pantanal, 2, 48, 49, 57, 58, 100, 149
polímero hidroretentor, 39
produção

de mudas, 4, 16, 32, 46, 47, 72, 94, 96, 97, 98,
100, 102, 103, 108, 109, 110, 111, 112, 113,
114, 116, 122, 123, 125, 127, 145, 146, 147,
148
vegetal, 8
Pterogyne nitens, 113, 114, 117, 118, 119, 121, 122,
123, 124

Q

qualidade de mudas, 44, 46, 88, 89, 103, 111,
112, 129, 140, 146, 149

R

radiação solar, 54, 55, 56
reflorestamento, 70, 88, 126
respostas fisiológicas, 7, 8, 143, 144

S

segmentos nodais, 74, 75, 76, 77, 78, 84, 87
selênio, 19, 22, 24, 26
sensível ao alumínio, 26
silício, 19, 22, 24, 25, 28, 30, 31, 35, 36, 37, 38,
39, 45, 46
simbiose, 95, 97, 98, 106, 108, 117, 127, 130,
137, 139, 140, 145, 146
sombreamento, 30, 31, 32, 33, 34, 35, 45, 46, 50,
52, 53, 54, 55, 57, 58, 61, 62, 67, 128, 147, 148

T

toxicidade do alumínio, 19
transpiração, 7, 10, 12, 13, 31, 49, 55, 56, 57, 58

  **Cleberton Correia Santos**

Graduado em Agroecologia (UEMS). Mestre e Doutor em Agronomia - Produção Vegetal (UFGD). Atualmente é Pós-Doutorando (PNPD/CAPES) pelo Programa de Pós-Graduação em Agronomia, da UFGD. Professor Voluntário na Graduação e Pós-Graduação em Agronomia da UFGD. Tem experiência em Tecnologias para Produção de Mudas e Ecofisiologia, Nutrição e Metabolismo de Plantas. Contato: cleber_frs@yahoo.com.br.



  **Silvana de Paula Quintão Scalon**

Graduada em Ciências Biológicas (UFJF), Mestre em Agronomia - Fisiologia Vegetal e Doutora em Ciência dos Alimentos - Fisiologia Pós-colheita de Frutos e Hortaliças, ambas pela UFLA. Professora Titular da Universidade Federal da Grande Dourados (UFGD). Produtividade em Pesquisa do CNPq nível 1D. Tem experiência em Ecofisiologia de Mudas de Espécies Arbóreas e Frutíferas Nativas. Contato: silvanascalon@ufgd.edu.br.



ISBN 978-658831931-4



Pantanal Editora

Rua Abaete, 83, Sala B, Centro. CEP: 78690-000
Nova Xavantina – Mato Grosso – Brasil
Telefone (66) 99682-4165 (Whatsapp)
<https://www.editorapantanal.com.br>
contato@editorapantanal.com.br