
**MULTIPLICAÇÃO E BIOMETRIA DE BROTOS DE *TOONA CILIATA*
VAR. *AUSTRALIS* REGENERADOS VIA ORGANOGÊNESE *IN VITRO***

MARINA DE SOUZA ROMANIUK¹
ALEXANDRE TECHY DE ALMEIDA GARRETT
DANIELA SANSON
ISABEL HOMCZINSKI
FABIANA SCHMIDT BANDEIRA PERES
EVANDRO TAMBARUSSI

¹ UNICENTRO

E-mail para correspondência: marinasromaniuk@gmail.com

Resumo

O cedro australiano é uma espécie lenhosa com relevante interesse comercial e apresenta limitações para propagação via seminal devido às dificuldades na coleta e à curta viabilidade de suas sementes. Esta pesquisa objetivou multiplicar brotações adventícias de cedro australiano regeneradas via organogênese *in vitro*. As gemas provenientes da organogênese *in vitro* foram multiplicadas *in vitro* e posteriormente pré-aclimatadas em vidros e tubetes plásticos contendo substrato. A maior taxa de multiplicação dos brotos aéreos obtida aos 90 dias foi de 1,66 explantes regenerados em meio com 0,1 mg. L⁻¹ de BAP. Aos 180 dias, houve 34,14% de enraizamento *in vitro* de brotações oriundas da concentração de 0,5 mg. L⁻¹ de BAP. Aos 240 dias houve maior desenvolvimento de brotações regeneradas na concentração 1,0 mg. L⁻¹ de BAP e observou-se maior formação de raízes adventícias *ex vitro* (63,15%) em brotações regeneradas em meio com 0,1 mg. L⁻¹ de BAP.

Termos para indexação: benzilaminopurina, enraizamento, micropropagação, proliferação de gemas axilares, cedro australiano.

MULTIPLICATION AND BIOMETRY OF AERIAL SHOOTS OF *TOONA CILIATA* VAR. *AUSTRALIS* REGENERATED VIA IN VITRO ORGANOGENESIS

Abstract

The Australian cedar is a woody species with relevant commercial interest and presents limitations for propagation via seminal propagation due to the collection and short viability of seeds. This research aimed to multiply sprouts of Australian cedar regenerated via *in vitro* organogenesis. The buds from *in vitro* organogenesis of BAP concentrations were multiplied *in vitro* and later pre-acclimated in glass and plastic tubes containing substrate. The multiplication rate of aerial shoots obtained at 90 days was 1.66 in explants regenerated on medium with 0.1 mg. L⁻¹ of BAP. At 180 days, there was 34.14% of *in vitro* rooting of sprouts from the concentration of 0.5 mg. L⁻¹ of BAP. At 240 days there was greater development of regenerated sprouts in the concentration of 1.0 mg. L⁻¹ of BAP and it was observed a higher formation of adventitious roots *ex vitro* (63.15%) in sprouts regenerated with 0.1 mg. L⁻¹ of BAP.

Index terms: benzylaminopurine, rooting, micropropagation, axillary bud proliferation, cedro australiano.

INTRODUÇÃO

O cedro australiano (*Toona ciliata* M. Roem.), é uma espécie endêmica da Ásia, introduzida no Brasil em 1973 pela empresa Aracruz Florestal: Aracruz Celulose (Kalil Filho e Wendling, 2012). É uma espécie com elevado valor comercial, devido ao rápido crescimento e madeira de ótima qualidade (Zhan *et al.*, 2019) além de apresentar resistência ao frio e a *Hypsypilla grandella* (Hilje, 2020), apresentando também constituintes orgânicos utilizados como princípio ativo de tratamentos de doenças como câncer, diabetes, dentre outros (Zhang *et al.*, 2012; Rana *et al.*, 2016; Leo *et al.*, 2018; Beseni *et al.*, 2019).

A propagação da espécie é via seminal, no entanto a mesma apresenta dificuldade para coleta de sementes, visto que as árvores podem chegar a 30 metros de altura, além disso as sementes apresentam baixa viabilidade (Kalil Filho e Wendling, 2012). Por isso, alternativas como a cultura de tecidos ou micropropagação tem-se mostrado interessantes para essa espécie, dada a uniformidade e a possibilidade de multiplicação das plantas *in vitro*.

Alguns estudos sobre a micropropagação em *Toona ciliata* foram conduzidos pelos pesquisadores Mroginski *et al.* (2003) que avaliaram a regeneração de explantes cultivados em meio com benzilaminopurina (BAP) e ácido indol butírico (AIB); Daquinta *et al.* (2003, 2005, 2007), estudaram a regeneração de explantes de *T. ciliata* cultivados em meio com tiazuron (TDZ); Liao *et al.* (2017) que descrevem o efeito dos meios de cultivo para essa espécie; Li *et al.* (2018) observaram a regeneração de explantes de segmento de caule de *T. ciliata* em meio contendo BAP, cinetina e AIB, Song *et al.* (2020) estudaram a organogênese e regeneração de explantes de *T. ciliata*. Tal fato demonstra a importância de estudos que envolvam a micropropagação de *T. ciliata* e sobre as etapas de multiplicação das brotações aéreas e aclimatização dessa espécie.

Desta forma, o presente trabalho teve por objetivo avaliar o efeito do biorregulador benzilaminopurina- BAP na multiplicação *in vitro* de brotações aéreas de *Toona ciliata* M. Roem. var. *australis*, obtidas via organogênese

in vitro e seu efeito na biometria e enraizamento das plantas.

MATERIAL E MÉTODOS

Material vegetal

Foram utilizados como explantes brotações aéreas da espécie *Toona ciliata* M. Roem. var. *australis* regeneradas via organogênese direta, a partir de segmentos de caule. As brotações foram obtidas a partir do cultivo em meio basal MS (Murashige e Skoog, 1962) com diferentes concentrações de BAP (0,1; 0,5 e 1,0 mg. L⁻¹) e apresentavam

aproximadamente 1,5 cm de comprimento com três e quatro folíolos (Figura 1).



Fonte: O Autor (2021).

Figura 1. Brotos aéreos de *Toona ciliata* M. Roem. var. *australis* regenerados via organogênese direta, cultivados em meio com diferentes concentrações de BAP, em mg. L⁻¹ (0,1; 0,5 e 1,0). Barras horizontais representam 10 mm.

Multiplicação dos brotos aéreos

O meio de cultivo utilizado para a multiplicação dos brotos aéreos nos diferentes subcultivos, constituiu-se pelos sais de Murashige e Skoog (1962) (MS), acrescido de sacarose (30,0 g. L⁻¹); mio inositol (100 mg. L⁻¹), 0,3 mg. L⁻¹ BAP e 0,01 mg. L⁻¹ ácido a-naftaleno acético (ANA) e ágar (6 g. L⁻¹). Após o preparo, o pH do meio foi ajustado para 5,7 ± 0,1, utilizando-se soluções de hidróxido de sódio (NaOH) 1 mol. L⁻¹ e de ácido clorídrico (HCl) 1 mol. L⁻¹.

Após à inoculação dos explantes nos meios de cultivo, as culturas foram mantidas em sala de crescimento a 25 °C ± 1 °C e fotoperíodo de 16 horas de luz e oito horas de

escuro e intensidade luminosa de 27 μmol. m⁻². s⁻¹, obtida por lâmpadas brancas de led, simulando a luz do dia.

Os subcultivos dos explantes no meio de cultivo foram realizados em capela de fluxo laminar, em que os brotos aéreos foram subdivididos e individualizados, constituindo os brotos repicados para novos tubos de ensaio contendo meio de cultura fresco. Tomou-se o cuidado de utilizar brotos com aproximadamente três centímetros de comprimento e com três a quatro folíolos por broto, os quais foram inoculados em novo meio de cultivo.

Os subcultivos em meio fresco foram realizados aos 60 e 90 dias após ter ocorrido a regeneração, constituindo-se da retirada das brotações do tubo de ensaio e excisão das

raízes adventícias formadas em meio de cultivo de multiplicação e posterior inoculação de brotações em novo meio de cultivo, com mesma concentração.

Pré-aclimatização das plantas

A transferência das plantas cultivadas em meio de cultivo *in vitro* para frascos contendo substrato ocorreu aos 180 dias após a inoculação *in vitro*, quando os brotos tinham aproximadamente cinco centímetros de comprimento. As brotações foram retiradas dos tubos de ensaio, lavadas em água corrente para remoção de meio de cultivo, e em seguida transplantadas para frascos de vidro (13,5 cm de altura e 10,0 cm de largura), contendo cerca de 250 g de substrato (autoclavado a 120 °C, 1.3 Kgf por 40 minutos) contendo vermiculita expandida, calcário dolomítico, gesso agrícola, NPK e micronutrientes. Depois de

transferidos, os frascos foram vedados com dupla camada de filme plástico e mantidos em sala de crescimento.

As plantas permaneceram nos frascos de vidro por 60 dias, irrigadas a cada três dias com água deionizada autoclavada. Após esse período, quando as plantas completaram 240 dias, as brotações com aproximadamente 10 cm de comprimento, foram transferidas para tubetes de polipropileno com 115 cm³, contendo substrato esterilizado, sendo subsequentemente mantidas em casa de vegetação climatizada.

Delineamento experimental e análise de dados

Utilizou-se o delineamento experimental inteiramente casualizado (DIC). Avaliou-se o efeito residual do BAP na multiplicação de brotações aéreas regeneradas via organogênese direta em meio de cultivo com diferentes concentrações de BAP, em mg. L⁻¹: 0,1; 0,5; 1,0. Foram utilizadas quatro repetições constituídas por quatro brotações em cada tratamento com BAP, inoculando-se um broto por tubo de ensaio (150 x 25 mm).

Avaliou-se a taxa de multiplicação aos 60 e 90 dias após a regeneração de brotações nos explantes, obtida pela quantidade de brotações formadas a partir de um único propágulo ou broto aéreo, e nestes verificou-se também a quantidade de folíolos formados.

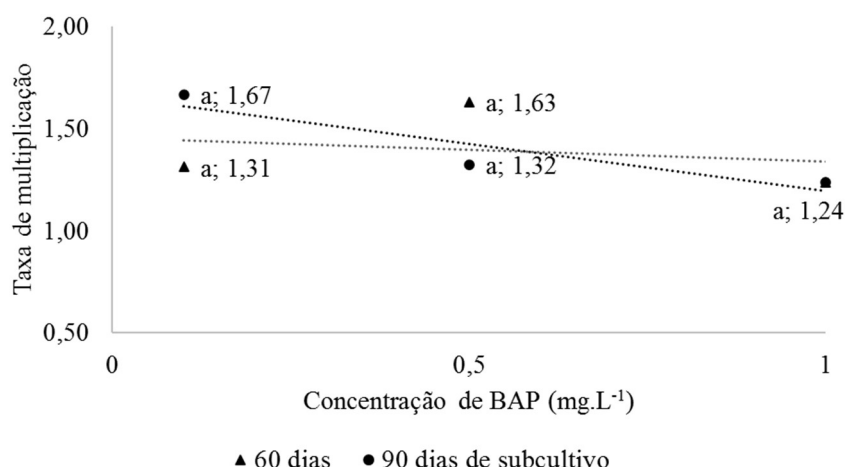
Aos 180 e aos 240 dias de cultivo avaliou-se a biometria das plantas, mensurando-se o comprimento total da parte aérea e das raízes com o auxílio de um paquímetro digital, e o percentual de enraizamento *in vitro* e no substrato.

Os dados não atenderam aos pressupostos de normalidade e homogeneidade da ANOVA, utilizou-se nesse estudo o teste não paramétrico de Kruskal-Wallis para comparação de médias a 5% de probabilidade de erro. Realizou-se a análise de regressão e ajuste dos parâmetros para os dados. As análises estatísticas foram realizadas no *software* Action (Equipe Estacamp, 2014).

Resultados E Discussão

A quantidade de brotações formadas em explantes regenerados via organogênese em meio MS contendo 0,5 mg. L⁻¹ de BAP aos 60 dias resultou em taxa de multiplicação de 1,63 brotos. Aos 90 dias observou-se maior taxa de multiplicação (1,66) em explantes que foram obtidos a partir da organogênese

induzida por meio de cultivo contendo 0,1 mg. L⁻¹ de BAP. Nesse estudo verificou-se menores taxas de multiplicação (1,24) em explantes regenerados em meio com concentração 1,0 mg. L⁻¹ de BAP, nos subcultivos avaliados aos 60 e 90 dias (Figura 2).



Fonte: O Autor (2021).

Figura 2. Taxa de multiplicação de brotações aéreas de *Toona ciliata* M. Roem. var. *australis* provenientes da organogênese *in vitro* induzida com diferentes concentrações de BAP, em mg. L⁻¹ (0,1; 0,5 e 1,0). Teste de comparações múltiplas de Kruskal-Wallis. Médias seguidas de mesma letra não diferem significativamente.

Em cada subcultivo avaliado as plantas apresentaram melhor desenvolvimento em meios com menores quantidades de BAP, tal efeito pode ser explicado pela possível toxidez do biorregulador adicionado no meio de cultivo. Esse efeito de toxidez por biorreguladores já foram observados em outros trabalhos com outras plantas, como por exemplo, Vasconcelos *et al.* (2019) observaram em *Amburana cearensis* A.C. Smith (sin. *Torresea cearensis* Fr. All) menor desenvolvimento de brotações conforme o

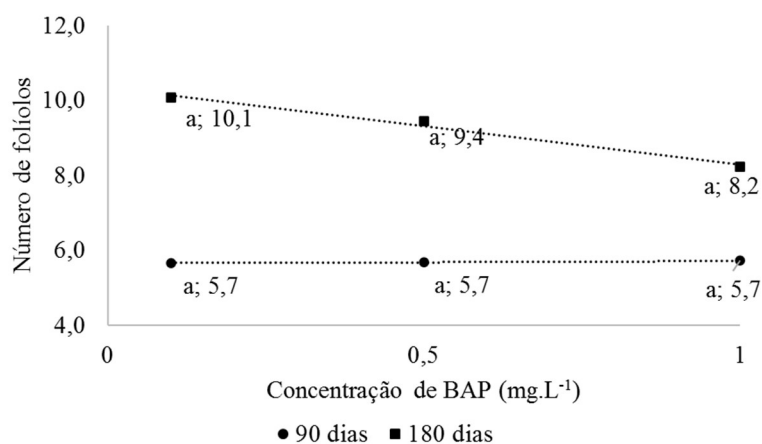
aumento da concentração do biorregulador em meio de cultivo, Martins *et al.* (2018) notaram deficiências no fotossistema de *Aechmea blanchetiana* (Baker) L.B.Sm. após o cultivo em meio com 2,25 mg.L⁻¹ de BAP e Oliveira *et al.* (2019), verificaram em *Hancornia speciosa* Gomes. desenvolvimento superior quando cultivado em meio com ausência de BAP.

Sobre estudos semelhantes com a mesma espécie, os valores de taxa de multiplicação do presente estudo foram

inferiores. Liao *et al.* (2017) obtiveram taxa de multiplicação de *T. ciliata* de 2,18 em meio MS + 6-BA 0,5 mg. L⁻¹+ IBA 0,05 mg. L⁻¹.

Em outras espécies lenhosas, a aplicação de BAP ao meio de cultivo mostra-se eficiente na fase de multiplicação como em *Swietenia macrophylla* King. com 5,31 mg. L⁻¹ BAP (Schottz *et al.*, 2007), *Khaya ivorensis* A. Chev. com 1,0 mg. L⁻¹ BAP (Haliza *et al.*, 2014) e, *Cariniana estrellensis* (Raddi) Kuntze com 1,0 mg. L⁻¹ BAP (Albino *et al.*, 2019),

Quanto a formação de folíolos em explantes regenerada via organogênese, observou-se, aos 90 dias que o efeito do meio de cultivo contendo BAP, não teve diferença significativa entre as diferentes concentrações empregadas, no entanto, aos 180 dias de cultivo as concentrações de 0,1 e 0,5 mg. L⁻¹ de BAP, obtiveram maior destaque na indução na formação de folíolos com 10,1 e 9,4 folíolos formados (Figura 3).



Fonte: O Autor (2021).

Figura 3. Número de folíolos formados por broto aéreo de *Toona ciliata* M. Roem. var. *australis*, provenientes da organogênese *in vitro* induzida com diferentes concentrações de BAP, em mg. L⁻¹ (0,1; 0,5 e 1,0). Teste de comparações múltiplas de Kruskal-Wallis ($\alpha=0,05$). Médias seguidas de mesma letra não diferem significativamente.

A avaliação biométrica das plantas demonstra a evolução do crescimento em um dado período. As brotações aéreas obtidas nos meios com diferentes concentrações de BAP (Figura 4) não apresentaram diferença significativa entre os tratamentos, tendo os valores médios de comprimento total 55,3 mm, da parte aérea 44,2 mm e de raiz 9,23 mm.

No presente trabalho observamos que para *T. ciliata* a utilização de biorregulador implicou positivamente no crescimento das plantas em substrato, sendo assim, para a espécie em questão pode-se recomendar o uso de biorreguladores como BAP e ANA para acelerar o crescimento das plantas. Corroborando os resultados obtidos no presente estudo, Song *et al.* (2020) observaram

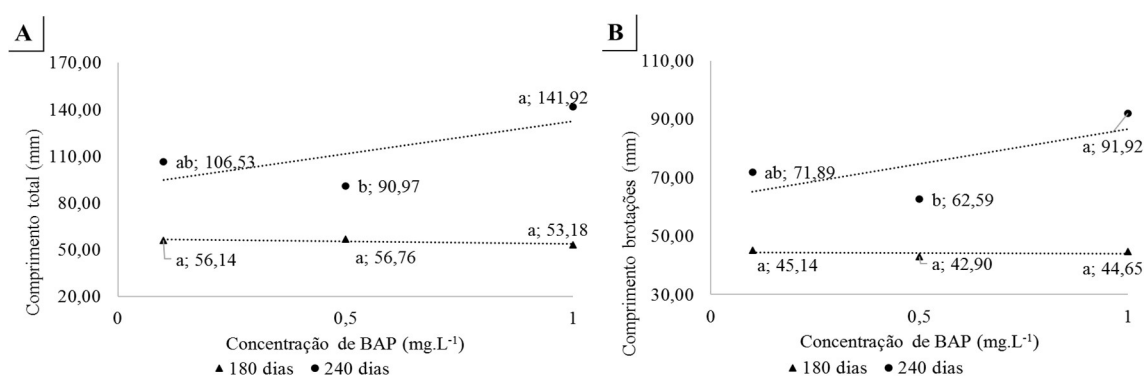
que plantas de *T. ciliata* cultivadas em 0,5 mg. L⁻¹ de BAP, 0,5 mg. L⁻¹ de cinetina e 0,05 mg. L⁻¹ de ANA obtiveram maior incremento em altura com média de 34 mm por broto.

Em relação ao percentual de enraizamento das plantas *in vitro* (Figura 5), aos 180 dias, o efeito residual da concentração de 0,5 mg. L⁻¹ de BAP durante a organogênese, mostrou maior influência na formação radicular em 34,14% das brotações. No entanto, aos 240 dias houve diferença significativa entre o efeito residual de concentrações e o tratamento com 1,0 mg. L⁻¹ de BAP apresentou maiores valores para as três variáveis mensuradas, 142,0 mm para o crescimento em altura total (Figura 4 A), 92,0 mm em parte aérea (Figura 4 B) e 50 mm em

raiz. Nesta avaliação, observou-se maior formação de raízes adventícias (63,15%) em brotações oriundas da regeneração via organogênese em meio com 0,1 mg. L⁻¹ de BAP.

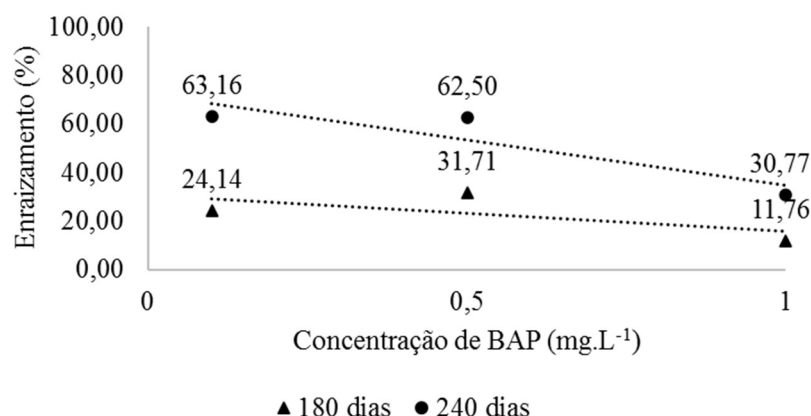
Nesse sentido o enraizamento *ex vitro* apresenta vantagens ao induzir a formação de raízes funcionais, com maior qualidade e maior quantidade de raízes secundárias, além de eliminar a fase operacional de enraizamento *in*

vitro diminuindo custos (Torres et al., 1998). Isso pode explicar a diferença entre o percentual de enraizamento *in vitro* obtido nesse estudo (34,14%) aos 180 dias, para as plantas que haviam sido cultivadas em 0,5 mg. L⁻¹ de BAP enquanto aos 240 dias obteve-se 63,15% de enraizamento das plantas cultivadas em 0,1 mg. L⁻¹ de BAP após a transferência destas para substrato, em condições *ex vitro*.



Fonte: O Autor (2021).

Figura 4. Biometria de plantas de *Toona ciliata* M. Roem. var. *australis*, provenientes da organogênese *in vitro* induzida com diferentes concentrações de BAP, em mg. L⁻¹ (0,1; 0,5 e 1,0) aos 180 e 240 dias. (A) Comprimento total (mm); (B) Comprimento das brotações aéreas (mm). Teste de comparações múltiplas de Kruskal-Wallis ($\alpha=0,05$). Médias seguidas pela mesma letra não diferem significativamente.

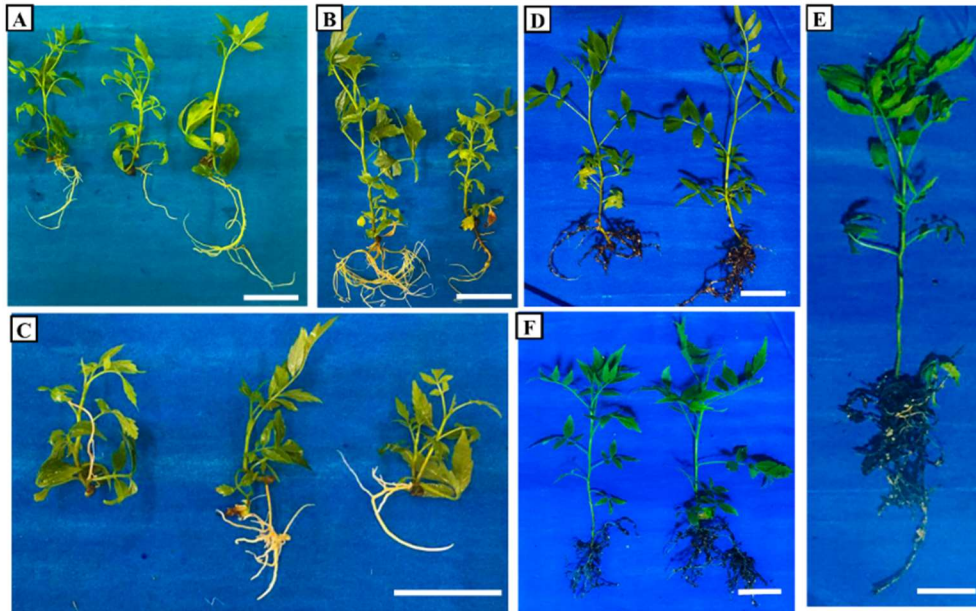


Fonte: O Autor (2021).

Figura 5. Percentual de enraizamento das plantas de *Toona ciliata* M. Roem. var. *australis* provenientes da organogênese *in vitro* induzida com diferentes concentrações de BAP, em mg. L⁻¹ (0,1; 0,5 e 1,0) avaliadas aos 180, em condições *in vitro* e aos 240 dias após a transferência das plantas para substrato, em condições *ex vitro*.

O efeito do enraizamento no substrato pode ser observado na Figura 6, em que nota-se menor formação de raízes secundárias nas plantas em condição *in vitro* aos 180 dias

(Figura 6 A, B, C) e maior desenvolvimento radicular em condições *ex vitro* (Figura 6 D, E, F).



Fonte: O Autor (2021).

Figura 6. Plantas de *Toona ciliata* M. Roem. var. *australis* provenientes da organogênese *in vitro* induzida com diferentes concentrações de BAP, em mg. L^{-1} (0,1; 0,5 e 1,0). (A) Plantas com 180 dias regeneradas em meio com 0,1 mg. L^{-1} de BAP; (B) Plantas com 180 dias regeneradas em meio com 0,5 mg. L^{-1} de BAP; (C) Plantas com 180 dias regeneradas em meio com 1,0 mg. L^{-1} de BAP; (D) Plantas com 240 dias regeneradas em meio com 0,1 mg. L^{-1} de BAP; (E) Planta com 240 dias regeneradas em meio com 0,5 mg. L^{-1} de BAP; (F) Plantas com 240 dias regeneradas em meio com 1,0 mg. L^{-1} de BAP. As barras horizontais representam 25 mm.

O percentual de enraizamento em substrato obtido no presente estudo (63,15%) é semelhante aos percentuais de enraizamento *in vitro* descritos na literatura para a espécie como no estudo conduzido por Mroginski *et al.* (2003) em que os autores obtiveram 62,5% de enraizamento em meio de cultivo $\frac{1}{4}$ MS + 0,1 mg. L^{-1} AIB; Liao *et al.* (2017) obtiveram 100% de enraizamento em meio de cultivo $\frac{1}{2}$ MS+ IBA 0,05 mg. L^{-1} + NAA 0,5 mg. L^{-1} ; e Li *et al.* (2018) obtiveram melhor

enraizamento (93,33%) em meio $\frac{1}{2}$ MS+ 0,1 mg. L^{-1} ANA, indicando que há potencial de proceder este estágio da micropropagação para *T. ciliata ex vitro*.

Com este trabalho conclui-se que taxa de multiplicação dos brotos aéreos é menor em concentrações mais elevadas de BAP e, o efeito residual de altas concentrações do biorregulador induz maior desenvolvimento de brotações e formação de raízes *ex vitro*.

AGRADECIMENTOS

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) à bolsa concedida (88882.429700/2019-01) a primeira autora.

REFERÊNCIAS

- ALBINO, B.E.S; CANATTO, R.A.; CORDEIRO, A.T.; FUKUSHIMA, C.H.; PILON, A.M. Propagação *In Vitro* De Jequitibá-Branco (*Cariniana estrellensis*): Uma Alternativa Para Programas De Reflorestamento. **Brazilian Journal of Biosystems Engineering**, [s.l], v.13, n. 2, p. 88–99, 2019.
- ARAGÃO, V.P.M.; RIBEIRO, Y.R.S.; REIS, R.S.; MACEDO, A.F.; FLOH, E.I.S.; SILVEIRA, V.; SANTA-CATARINA, C. *In Vitro* Organogenesis of *Cedrela fissilis* Vell. (Meliaceae): The Involvement Of Endogenous Polyamines And Carbohydrates On Shoot Development. **Plant Cell Tissue Organ Culture**, [s.l], v. 124, p. 611–620, 2016.
- BESANI, B.K.; MATSEBATLELA, T.M.; BAGLA, V.P.; NJANJE, I.; POOPEDI, K.; MBAZIMA, V.; MAMPURU, L.; MOKGOTHO, M.P. Potential Antiglycation and Hypoglycaemic Effects of *Toona ciliata* M. Roem. and *Schkuhria pinnata* Lam. Thell. Crude Extracts in Differentiated C2C12 Cells. **Evidence-based Complementary and Alternative Medicine**, [s.l], v. 2019, p. 12, 2019.
- DAQUINTA, M.; LEZCANO, Y.; CID, M.; RODRÍGUEZ, R.; PINA, D.; ESCALONA, M. Callogénesis en meliáceas exóticas (*Khaya nyasica* Stapf y *Toona ciliata*), **Biociencia Vegetal**, [s.l], v. 3, n. 2, p. 123–125, 2003.
- DAQUINTA, M.; LEZCANO, Y.; CID, M.; PINA, D.; RODRÍGUEZ, R.; SILVA, J.A.T. *In Vitro* Morphogenesis of *Toona ciliata* and *Swietenia Hybrid*. **Tree and Forestry Science and Biotechnology**, [s.l], v. 1, n.1, p. 89–91, 2007.
- DAQUINTA, M.; LEZCANO, Y.; CID, M.; PINA, D.; RODRÍGUEZ, R. *In vitro* morphogenesis of *Toona ciliata* from young leaf rachis using thidiazuron. **Revista Colombiana de Biotecnología**, [s.l], v. VIII, n.2, p. 5–9, 2005.
- EQUIPE ESTATCAMP. Software Action. Estatcamp- Consultoria em estatística e qualidade, São Carlos - SP, Brasil. URL <http://www.portalaction.com.br/>, 2014.
- GEORGE, E.F.; HALL, M.A.; KLERK, G.J. **Plant Propagation by Tissue Culture**. Springer Netherlands, 2008.
- GOELZER, A.; DÉO, T.G.; LOPES, G.B.; DAMIANI, C.R. Reguladores de Crescimento Na Multiplicação *In Vitro* de *Campomanesia adamantium* (Cambess.) O. Berg (Myrtaceae). **Brazilian Applied Science Review**, Curitiba, v. 3, n. 2, p. 1280–1291, mar.- abr. 2019.
- HALIZA, I.; FAUZI, M.A.S.; SUHAILA, A.R.S.; HASNIDA, H.N.; NAZIRAH, A.; FUAD, M. *In Vitro* Propagation of *Khaya ivorensis* From Coppiced Shoots. **Journal of Tropical Forest Science**, [s.l], v. 26, n.2, p. 298–301, 2014.

HILJE, L. En Busca de un Enfoque Preventivo Para el Manejo Del Barrenador de Las Meliáceas (*Hypsipyla grandella*). **Revista de Ciencias Ambientales**, [s.l], v. 54, n.2, p. 211–229, 2020.

KALIL FILHO, N.A.; WENDLING, I. Produção de Mudanças De Cedro Australiano. **Embrapa Florestas: Comunicado Técnico**, Colombo-PR, v. 309, p. 1–5, 2012.

LEO, M.; MILELLA, L.; BRACA, A.; TOMMASI, N. Cedrela and Toona Genera: A Rich Source Of Bioactive Limonoids And Triterpenoids. **Phytochemistry Reviews**, Springer Netherlands, v. 17, n.4, p. 751–783, 2018.

LI, P.; SHANG, Y.; ZHOU, W.; HU, X.; MAO, W.; LI, J.; LI, J.; CHEN, X. Development of an Efficient Regeneration System for the Precious And Fast-Growing Timber Tree *Toona ciliata*. **Plant Biotechnology**, [s.l], v. 35, p. 51–58, 2018.

LIAO, D.; WU, J.; SHU, Y.; CHENG, Y.; CHEN, M.; CHEN, J.; LIU, Q.; WU, Z. Tissue Culture of *Toona ciliata*. **Agricultural Science & Technology**, [s.l], v. 96, n.11, p. 2185–2187, 2017.

MARTINS, J.P.R.; SANTOS, E.R.; RODRIGUES, L.C.A.; GONTIJO, A.B.P.L.; FALQUETO, A.R. Effects of 6-benzylaminopurine on Photosystem II Functionality and Leaf Anatomy of *in vitro* Cultivated *Aechmea blanchetiana*. **Biologia Plantarum**, [s.l], v. 62, n.4, p. 793–800, 2018.

MROGINSKI, E.; REY, H.Y.; MROGINSKI, L.A. *In Vitro* Plantlet Regeneration from Australian Red Cedar (*Toona ciliata*, Meliaceae). **New Forests**, [s.l], v. 25, p. 177–184, 2003.

MURASHIGE, T.; SKOOG, F.A. Revised Medium for Rapid Growth and Bio Assays with Tobacco Tissue Cultures. **Physiologia Plantarum**, [s.l], v. 15, n.3, p. 473–497, 1962.

OLIVEIRA, K.S.; FREIRE, F.A.M.; ALOUFA, M.A.I. Influência de Reguladores De Crescimento e do Tipo de Explante Na Morfogênese *In Vitro* de *Hancornia speciosa* Gomes. **DESAFIOS - Revista Interdisciplinar da Universidade Federal do Tocantins**, [s.l], v. 6, n.4, p. 60–74, 2019.

RANA, M.; KUMAR, S.; RANA, M.; DHATWALIA, V. Role of *Toona ciliate* Extract In Diabetes Against Streptozotocin – Nicotinamide Induced Diabetic Rats. **Journal of Ayurvedic and Herbal Medicine**, [s.l], v. 2, n.1, p. 6–10, 2016.

SCHOTTZ, E.D.S.; KALIL FILHO, N.A.; TRACZ, A.L.; KOEHLER, H.; RIBAS, L.L.F.; QUOIRIN, M. *In Vitro* Multiplication of *Swietenia macrophylla* King (Meliaceae) From Juvenile Shoots. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 17, n. 2, p.109–117, abr-jun, 2007.

SONG, H.; MAO, W.; SHANG, Y.; ZHOU, W.; LI, P.; CHEN, X. A Regeneration System Using Cotyledons and Cotyledonary Node Explants of *Toona ciliata*. **Journal of Forestry Research**, [s.l], v. 32, p. 967-974, 2020.

TORRES, A.C.; CALDAS, L.S.; BUSO, J.A. **Cultura de Tecidos e Transformação Genética de Plantas**, Brasília: Embrapa, p. 509, 1998.

VASCONCELOS, J.N.C.; BRITO, A.L.; PINHEIRO, A.L.; COSTA E PINTO, D.I.J.G.; ALMEIDA, J.R.G.S.; SOARES, T.L.; SANTANA, J.R.F. Stimulation of 6-benzylaminopurine and Meta-topolin-

induced *In Vitro* Shoot Organogenesis and Production of Flavonoids of *Amburana cearensis* (Allemao) A.C. Smith). **Biocatalysis and Agricultural Biotechnology**, [s.l], v. 22, p. 9, 2019.

ZHAN, X.; LI, P.; HUI, W.; DENG, Y.; GAN, S.; SUN, Y.; ZHAO, X.; CHEN, X.; DENG, X. Genetic Diversity and Population Structure of *Toona ciliata* Revealed by Simple Sequence Repeat Markers. **Biotechnology & Biotechnological Equipment**, [s.l], v. 0, p. 1–9, 2019.

ZHANG, F.; WANG, J.S.; GU, Y.C.; KONG, L.Y. Cytotoxic and Anti-inflammatory Triterpenoids from *Toona ciliata*. **Journal of Natural Products**, [s.l], v. 75, p. 538–546, 2012.