



Cultivo *in vitro* de ipê-amarelo [*Tabebuia serratifolia* (Vahl) G. Nicholson] em diferentes concentrações de 6-Benzilaminopurina

Simone da Silva¹

Submetido 29/03/2017 – Aceito 26/07/2017 – Publicado on-line 30/07/2017

Resumo

O ipê-amarelo [*Tabebuia serratifolia* (Vahl) G. Nicholson] é uma espécie florestal de importância relevante em função de sua utilidade econômica, ornamental e ecológica. Sabe-se, entretanto, que suas sementes apresentam curta longevidade, com anos de baixa ou nenhuma produção, limitando a dispersão natural, bem como sua utilização em viveiros, o que torna necessário o estudo de condições adequadas à produção de mudas. Este trabalho apresenta dados sobre o desenvolvimento de *Tabebuia serratifolia* na presença de diferentes concentrações de 6-Benzilaminopurina (BAP) em meio de cultura *in vitro*. As sementes foram coletadas de árvores matrizes, localizadas no Distrito Industrial, Manaus-AM. O melhor meio de cultura testado para a germinação de sementes foi com a utilização do meio MS acrescido de 2% de Ácido Giberelico (GA₃) + carvão ativado, onde foram observados 74,8% de germinação, que se iniciou no 12º dia de cultivo. Após 30 dias de cultivo, segmentos nodais (n=30) cultivados em meio de Murashige & Skoog (MS) suplementado com 0,2 mg.L⁻¹ de BAP produziram, em média, 3,14 segmentos nodais por explante, cujas plantas foram aclimatizadas com sucesso, sem exibição de qualquer anomalia morfológica ou variação.

Palavras-Chave: conservação *in situ*, produção de mudas, espécies nativas.

In vitro culture of ipê-yellow [*Tabebuia serratifolia* (Vahl) G. Nicholson] at different concentrations of 6-Benzylaminopurine. *Tabebuia serratifolia* (Vahl) G. Nicholson (Ipê-amarelo) is a forest species of great importance due to its economic, ornamental and ecological utilities. However, it is known that the seeds show short longevity, with years of low or no production, limiting natural dispersal, as well as their use in nurseries, which makes it necessary to study suitable conditions for seedling production. This study presents data about *T. serratifolia* development in the presence of different concentrations of 6-Benzylaminopurine (BAP) *in vitro* culture medium. Seeds were collected from mother trees located in the Industrial District, Manaus-AM. The best culture medium tested for seed germination was with the use of MS medium added with 2% of Giberelic Acid (AG₃) + activated carbon, where 74.8% germination was observed, which started on the 12th day of culture. After 30 days of cultivation, nodal segments (n = 30) cultured on Murashige and Skoog (MS) supplemented with 0.2 mg.L⁻¹ BAP produced an average of 3.14 nodal segments per explants, whose plants were successfully acclimatized without showing any morphological anomaly or variation.

Key-words: *in situ* conservation, seedling production, native species.

¹ Pesquisadora do Centro de Biotecnologia da Amazônia – CBA, Coordenação de Biotecnologia Vegetal – Av. Governador Danilo de Matos Areosa, Nº 690 - Distrito Industrial – CEP 69075-351 – Manaus, AM, Brasil. * Autor para correspondência: simonydasilva@gmail.com



1. Introdução

Tabebuia serratifolia (Vahl) Nicholson (Bignoniaceae), conhecida popularmente como ipê-amarelo é uma espécie arbórea que atinge de 5 a 25m de altura. É uma espécie característica de florestas pluviais densas, tendo ocorrência até altitudes de 1.200 m, ocorrendo também em florestas secundárias e campinas. Pode ser encontrada na Bolívia, Colômbia, Peru, Suriname, Equador, Guiana, Guiana Francesa e Venezuela. Ocorre em quase todo o território brasileiro, estendendo-se da Amazônia, Nordeste até São Paulo. (Ferreira et al., 2004). O ipê-amarelo possui interesse econômico madeireiro, ornamental e medicinal. Sua madeira é pesada e resistente sob diversas condições, possibilitando sua utilização em marcenaria, construções pesadas e estruturas externas (tanto civis quanto navais). Enquanto a árvore é utilizada no paisagismo e na arborização urbana (Ferreira et al., 2004).

A propagação dessa espécie é feita pela utilização de sementes que, apesar de produzidas em grande quantidade, apresentam problemas de germinação e conservação (Oliveira et al., 2004, 2005). Cabral et al., (2003) relatam que há dificuldades no estabelecimento de técnicas de cultivo para *Tabebuia*, visando a produção de mudas, devido à baixa viabilidade das sementes com o decorrer do tempo. Sabe-se, entretanto, que muitos fatores inibem a germinação imediata, tais como: denso tapete graminiáceo, queimas periódicas, falta de sincronia entre a época de produção de sementes e a estação chuvosa (Souza et al., 2005). Oliveira et al., (2004) observaram, em lotes de sementes de *T. serratifolia* e *Tabebuia impetiginosa*, um percentual de sementes com ausência de embriões de 12% e 8%, respectivamente, além de um percentual significativo (17%) de sementes com embriões com defeitos.

Para diversas espécies florestais de interesse comercial ou que se encontram em risco de extinção, a micropropagação tem sido uma importante ferramenta para a obtenção de mudas padronizadas, em larga escala, em menor tempo e espaço físico (Dousseau et al. 2008). O cultivo *in vitro*, por meio da micropropagação, é um método viável para multiplicação de diversas espécies, proporcionando a formação de populações de plantas homogêneas, possibilitando a produção de mudas com alta sanidade e vigor (Souza et al., 2007).

Devido à importância desta planta para múltiplos propósitos e à dificuldade de germinação e conservação, objetivou-se com esse trabalho o desenvolvimento de um protocolo de produção em larga escala de mudas de *Tabebuia serratifolia* através da técnica de cultura de tecidos vegetais.

2. Material e Método

Para o estabelecimento *in vitro* de *Tabebuia serratifolia*, foram utilizadas 200 sementes obtidas de árvores localizadas no Distrito Industrial de Manaus, no mês de outubro de 2013. Os experimentos foram conduzidos no Laboratório de Cultivo *in vitro* de Células e Micropropagação do Centro de Biotecnologia da Amazônia, Manaus, AM.

As sementes foram lavadas em solução de fungicida Derozal® 10%, durante cinco minutos (sob agitação), posteriormente em água destilada autoclavada, por cinco minutos. Logo após, foram imersas em solução de hipoclorito de sódio (1% de cloro ativo), por dez minutos.

Em seguida, em câmara de fluxo laminar, foram lavadas em etanol 70% v/v durante 1 minuto, seguida de imersão em hipoclorito de sódio (2% de cloro ativo) por 2 minutos (Nery et al., 2008), e enxaguadas (três vezes) em água destilada estéril.

Após a desinfestação, as sementes foram inoculadas em tubos de ensaio (150 x 24 mm) contendo 10 mL dos seguintes meios de cultura: meio de composição básica segundo Murashige e Skoog (1962), sem reguladores de crescimento (MS0); MS + 2,0 mg.L⁻¹ de ácido giberélico (GA₃); MS + 1,5 g.L⁻¹ de carvão ativado e MS + 1,5 g.L⁻¹ de carvão ativado + 2,0 mg.L⁻¹ de GA₃, todos suplementados com 3% de sacarose e solidificados com 2% de phytagel. O pH foi ajustado para 5,8 e os meios foram autoclavados a 120 °C e 1,1 Kgf.cm², durante 15 minutos. O delineamento experimental foi em blocos casualizados, sendo utilizadas 50 sementes para cada tratamento.

As culturas foram mantidas a 25 ± 1 °C, iluminadas com lâmpadas fluorescentes (Sylvania, Phillips/luz do dia) com intensidade de 30,0 μmoles.m⁻².s⁻¹, e 16 horas de fotoperíodo. Foram realizadas observações diárias, sendo avaliada a porcentagem de germinação e contaminação. A primeira contagem da germinação das sementes foi aos 7 dias após inoculação.

Quando as plântulas atingiram a altura máxima livre dos frascos de cultura (10 cm, com aproximadamente 5 nós), foram utilizadas como doadoras de explantes para os testes com diferentes concentrações de BAP (0,1; 0,2; 0,5; 1,0; 1,5 e 2,0 mg.L⁻¹). Cada explante ou fitômero constituiu-se de uma região nodal, sem folhas, com tamanho aproximado de 1 cm. O delineamento experimental foi em blocos casualizados, sendo utilizados 30 explantes para cada tratamento, e os experimentos foram realizados em triplicata. Os efeitos das diferentes concentrações do regulador de crescimento foram analisados quanto à taxa de multiplicação, porcentagem de enraizamento e altura das plântulas, após trinta dias de cultivo.

O efeito de diferentes concentrações de BAP sobre o desenvolvimento da plântula, quanto ao número de brotos e de gemas (taxa de multiplicação) e a altura das plântulas, foi avaliado por análise de variância (ANOVA) e as médias foram comparadas pelo teste de Tukey-Kramer, ao nível de significância 5%. Estas análises foram efetuadas utilizando-se o *Graphpad inStat*, versão 3,01. Para a análise das porcentagens de germinação e enraizamento, conforme o meio utilizado, foi usado o teste de diferença entre porcentagens (p_1 e p_2) ao nível de 5% de significância utilizando-se o Software Statistica for Windows™, versão 5.0 (Silva et al., 2015).

Após serem retiradas dos frascos de cultura, as plantas, enraizadas, obtidas *in vitro* (após 60 dias de cultivo), tiveram suas raízes lavadas em água corrente (para a completa remoção do meio de cultura) e foram acondicionadas em tubetes (120 mL), preparados com condicionador de solo à base de casca de pinus. Os tubetes, com as plantas, permaneceram por 30 dias, em casa de vegetação, com sistema de nebulização, com temperatura média de 27°C, umidade relativa de 50% e luminosidade de 50%. Ao final deste período, foi avaliada a porcentagem de sobrevivência das plantas.

3. Resultados e Discussão

O processo de desinfestação mostrou-se eficiente, garantindo que 84% das sementes apresentassem assepsia suficiente para o cultivo *in vitro*. Enquanto, o percentual germinativo das sementes demonstrou ser influenciado pelo meio de cultura (Figura 1).

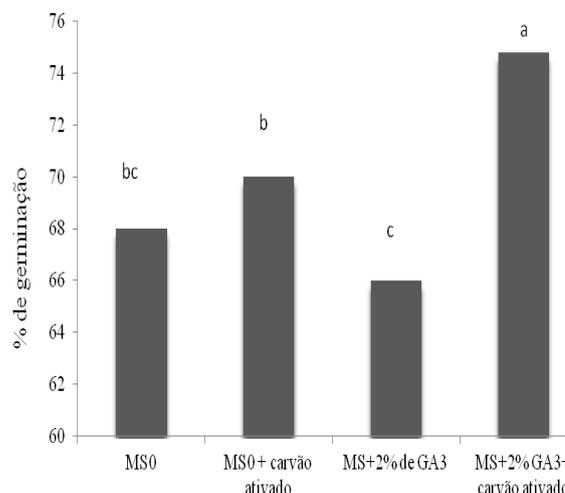


Figura 1. Porcentagem de germinação de sementes de *Tabebuia serratifolia*. Os valores das colunas com a mesma letra não diferem estatisticamente entre si (nível de significância de 5%).

O melhor tratamento foi com a utilização do meio MS acrescido de 2,0 mg.L⁻¹ de GA₃ + carvão ativado, onde foram observados 74,8% de germinação, que se iniciou no 12º dia de cultivo, seguido do meio MS0 + carvão ativado, onde a porcentagem de germinação foi de 70%. Já a utilização dos meios MS0 e MS + 2,0 mg.L⁻¹ de GA₃ proporcionaram a germinação de 68 e 66% das sementes, respectivamente, 50 dias após a introdução *in vitro* (resultados estatisticamente semelhantes) (Figura 1).

O carvão ativado adicionado ao meio de cultura em concentrações que variam de 0,3 a 2,0%, cuja ação é adsorver fenóis do meio de cultura, atuam induzindo os processos de morfogênese e rizogênese. A ação benéfica do carvão, segundo Madhusudhanan e Rahiman (2000), decorre da sua capacidade em aumentar a atividade do sistema radicular, pois tem a capacidade de absorver os polifenóis produzidos pelas reações químicas do meio de cultura, que podem atuar como inibidores de crescimento. Desta forma, o sistema radicular se torna mais eficiente na absorção dos nutrientes possibilitando o maior crescimento das plantas. Outro benefício do carvão ativado segundo Grattapaglia e Machado (1998) é que simula a condição de escuro, na qual as raízes se desenvolvem melhor. A proporcionalidade no incremento em comprimento de pseudobulbos e comprimento da maior raiz dentro de determinadas concentrações

de carvão reafirmam o relato de Pasqual et al. (1997) que salientam que, embora o carvão ativado não seja um regulador de crescimento, ele modifica a composição do meio de cultura, podendo regular ou melhorar o crescimento das plantas.

O melhor tratamento em relação à taxa de multiplicação, foi obtido com a adição de 0,2 mg.L⁻¹ de BAP ao meio MS, que levou ao desenvolvimento de 3,14 gemas por explante. Ao utilizar o meio MS suplementado com 1,0 mg.L⁻¹ de BAP, observou-se a produção de 2,77 gemas, porém este resultado mostrou-se estatisticamente semelhante ao obtido em MS0 e MS + 1,5 mg.L⁻¹ BAP (2,73 e 2,65). Com a utilização de 2,0 mg.L⁻¹ de BAP, observou-se a formação de 2,59 gemas por explante. Já os meios de cultura que mostraram-se menos eficientes quanto à taxa de multiplicação foram os suplementados com 0,1 e 0,5 mg.L⁻¹ de BAP (2,43:1 e 2,45:1) (Tabela 1.).

Tabela 1. Efeito de diferentes concentrações de 6-Benzilaminopurina no desenvolvimento *in vitro* de *Tabebuia serratifolia*.

Meios de Cultura	Taxa de Multiplicação	Altura da Plântula (cm)	Porcentagem de Enraizamento (%)
MS0 – Controle	2,73:1 ^b	1,62 ^c	20 ^a
MS + 0,1 mg.L ⁻¹ BAP	2,43:1 ^d	1,07 ^f	0 ^f
MS + 0,2 mg.L ⁻¹ BAP	3,14:1 ^a	1,29 ^d	5 ^e
MS + 0,5 mg.L ⁻¹ BAP	2,45:1 ^d	1,74 ^b	6,66 ^d
MS + 1,0 mg.L ⁻¹ BAP	2,77:1 ^b	1,91 ^a	13,33 ^b
MS + 1,5 mg.L ⁻¹ BAP	2,65:1 ^b	1,16 ^e	0 ^f
MS + 2,0 mg.L ⁻¹ BAP	2,59:1 ^{bc}	1,62 ^c	12,5 ^c

Valores na mesma coluna seguidos pela mesma letra não diferem estatisticamente entre si (nível de significância de 5%).

O efeito de reguladores de crescimento, naturais e sintéticos, raramente é específico em sua influência sobre o crescimento e o

desenvolvimento, e as respostas das células, tecidos e órgãos *in vitro* podem variar conforme as condições de cultura, o tipo de explante e o genótipo da planta utilizada (Gaspar et al., 1996).

O resultado da ação do fitormônio na planta pode estar na capacidade dos tecidos vegetais metabolizarem mais rapidamente os hormônios naturais do que reguladores de crescimento artificiais. Entretanto, Grattapaglia e Machado (1998) relatam que, conforme a espécie, outras citocininas podem apresentar melhores resultados. O crescimento e o padrão de desenvolvimento da maior parte das plântulas cultivadas *in vitro* estão diretamente relacionados com a composição do meio de cultura e a concentração dos reguladores de crescimento, como o BAP, presentes no meio. Todavia, os mesmos autores relatam ainda que as quantidades necessárias destas substâncias variam de acordo com o tecido utilizado, bem como com seus níveis endógenos.

Gaspar et al. (1996) relatam que o meio nutritivo está de acordo com a exigência da planta, porém o fator chave da multiplicação é a presença dos reguladores de crescimento vegetal, particularmente citocininas e auxinas. O efeito do BAP na multiplicação de brotos está relacionado com sua influência na divisão celular e na liberação das gemas auxiliares inibidas pela dominância apical (Cordeiro et al., 2004).

Em relação à altura de brotos, foi observado que o meio suplementado com 1,0 e 0,5 mg.L⁻¹ de BAP foram os mais eficientes, pois as plântulas produzidas alcançaram 1,91 e 1,74 cm, respectivamente, após 30 dias de cultivo (Tabela 1).

González-Rodríguez et al., 2010 relatam que a utilização de 15 µM (3,4 mg.L⁻¹) de BAP levou à formação de plântulas com 28 mm de altura e 1,7 novos brotos por explante de *Tabebuia donnell-smithii* rose, em seis semanas de cultivo. Enquanto, Suárez et al. (2006), ao realizar estudos com *Tabebuia rosea*, obtiveram 2,4 brotos por explante em meio de cultura contendo 2,2 µM (0,5 mg.L⁻¹) de BAP, com altura média de 1,6 cm.

Quanto ao enraizamento das plântulas, a taxa máxima de enraizamento (20%) foi obtida em meio MS0 e no MS acrescido de 1,0 mg.L⁻¹ de BAP (13,33%). Já o meio suplementado com 0,1 e 1,5 mg.L⁻¹ de BAP não promoveu enraizamento, em 30 dias de cultivo (Tabela 1).



O procedimento de aclimatização utilizado para *Tabebuia serratifolia* cultivada *in vitro*, provenientes dos meios de cultura que promoveram o enraizamento, foi bem sucedido, obtendo-se uma taxa de sobrevivência de 88% (n = 60). As plantas aclimatizadas não exibiram qualquer anomalia morfológica ou variação.

O sucesso no enraizamento e aclimatização das plantas são fundamentais para a cultura *in vitro* de espécies para coleção e conservação. Uma vez enraizadas e aclimatizadas, as plantas são normalmente utilizadas para programas de re-estabelecimento ou para coleções de jardins botânicos (Sarasan et al., 2006).

As mudas de *Tabebuia serratifolia* produzidas em MS0 podem ser aclimatizadas a partir de 60 dias de cultivo, pois nesta fase já se encontram enraizadas (100%).

A proliferação de raízes em micro estacas cultivadas *in vitro* é crítica para o sucesso do estabelecimento destas em casa de vegetação e no campo. Por um longo tempo, o enraizamento foi considerado como uma fase singular do processo, mas estudos levaram à divisão do processo de formação de raízes adventícias em várias fases sucessivas e interdependentes (Souza e Pereira, 2007; Gaspar et al., 1996).

4. Conclusão

O processo de desinfestação utilizado mostrou-se eficiente, garantindo a assepsia de 84% das sementes. Enquanto, o percentual germinativo das sementes demonstrou ser influenciado pelo meio de cultura, pois o melhor tratamento testado foi com a utilização do meio MS acrescido de 2,0 mg.L⁻¹ de GA₃ + carvão ativado, onde foram observados 74,8% de germinação.

O protocolo de micropropagação aqui estabelecido é adequado para a produção de plantas de *T. serratifolia*, uma vez que utiliza baixas concentrações de BAP (0,2 mg.L⁻¹) para a multiplicação *in vitro* (3,14:1, aos 30 dias de cultivo).

As plantas enraizadas foram aclimatizadas com sucesso (88% de sobrevivência), sem exibição de qualquer anomalia morfológica ou variação.

Divulgação

Este artigo é inédito e não está sendo considerado para qualquer outra publicação. O(s) autor(es) e

revisores não relataram qualquer conflito de interesse durante a sua avaliação. Logo, a revista *Scientia Amazonia* detém os direitos autorais, tem a aprovação e a permissão dos autores para divulgação, deste artigo, por meio eletrônico.

Referências

- CABRAL, E. L., BARBOSA, D. C. A. & SIMABUKURO, E. A. Armazenamento e germinação de sementes de *Tabebuia aurea* (manso) Benth. & Hook. f. ex. S. Moore. **Acta Botanica Brasileira**, São Paulo, SP, vol. 17, n. 4, p. 609-617. 2003.
- 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, vol. 10, n. 1, p. 118-124, jan./jun. 2004.
- DOUSSEAU, S., ALVARENGA, A. A., CASTRO, E. M., SOARES, R. P. & EMRICH, E. B. Anatomia foliar de *Tabebuia serratifolia* (Vahl) Nich. (Bignoniaceae) propagadas *in vitro*, *in vivo* e durante a aclimatização. **Ciência Agrotecnologia**, vol. 2, n. 6, p. 1694-1700. 2008.
- FERREIRA, L., CHALUB, D. & MUXFELDT, R. Ipê-amarelo: *Tabebuia serratifolia* (Vahl) Nichols. **Informativo Técnico Rede de Sementes da Amazônia**, vol. 5. Manaus, AM. 2004.
- GASPAR, T., KEVERS, C., PENEL, C., GREPPIN, H., REID, D. M. & THORPE, T. A. Plant hormones and plant growth regulators in plant tissue culture. **In vitro Cell Development and Biology**, vol. 32, n. 4, p. 272-289. 1996.
- GONZÁLEZ-RODRÍGUEZ, J. A., RAMÍREZ-GARDUZA, F. & O'CONNOR-SÁNCHEZ, A. Adventitious shoot induction from adult tissues of the tropical timber tree yellow Ipê primavera (*Tabebuia donnell-smithii* rose [bignoniaceae]). **In Vitro Cellular & Developmental Biology - Plant**, vol. 46, n. 5, p. 411-421. 2010.
- GRATTAPAGLIA, D. & MACHADO, M. A. Micropropagação. *In*: Torres, A. C.; Caldas, L. S. & Buso, J. A. **Cultura de Tecidos e Transformação Genética de Plantas**, vol. 1, p. 183-260. Brasília, CBAB/EMBRAPA. 1998.
- MADHUSUDHANAN, K. & RAHIMAN, B. A. The effect of activated charcoal supplemented media to browning of *in vitro* cultures of Piper species. **Plant Biology**, vol. 43, p. 297-299. 2000.



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

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**, Lavras, vol. 14, n. 1, p. 1-8. 2008.

OLIVEIRA, L. M., CARVALHO, M. L. M., GUIMARÃES, R. M. & MASETTO, T. E. Avaliação da qualidade de sementes de *Tabebuia serratifolia* Vahl Nich. e *T. impetiginosa* (Martius ex A. P. de Candolle) Standley - (Bignoniaceae) pelo teste de raios X. **Revista Brasileira de Sementes**, Pelotas, RS, vol. 26, n. 2, p. 138-143. 2004.

OLIVEIRA, L. M., CARVALHO, M. L. M., SILVA, T. T. A. & BORGES, D. I. Temperatura e regime de luz na germinação de sementes de *Tabebuia impetiginosa* (Martius ex A. P. de Candolle) Standley e *T. serratifolia* Vahl Nich. – Bignoniaceae. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, MG, vol. 29, n. 3, p. 642-648. 2005.

PASQUAL, M., HOFFMANN, A. & RAMOS, J. D. **Cultura de tecidos: tecnologia e aplicações - introdução: fundamentos básicos**. Lavras, MG: UFLA/FAEPE. 1997. 159p.

SARASAN, V., CRIPPS, R., RAMSAY, M. M., ATHERTON, C., MCMICHEN, M., PRENDERGAST, G. & ROWNTREE, J. K. Conservation *in vitro* of

threatened plants – progress in the past decade. **In vitro Cellular and Developmental Biology – Plant**, vol. 2, n. 3, p. 206-214. 2006.

SILVA, S., FERREIRA, F. F. & GATO, A. M. G. Efeitos de diferentes concentrações de 6-Benzilamiopurina no cultivo *in vitro* de *Manihot esculenta* Crantz. **Scientia Amazonia**, vol. 4, n. 1, p. 105-111. 2015.

SOUZA, J. A., SCHUCH, M. W., SILVA, L. C., FERRI, J. & SOARES, G. C. Solidificante no meio de cultura e tamanho do explante no estabelecimento da propagação *in vitro* de pitangueira (*Eugenia uniflora* L.). **Revista Brasileira de Agrociência**, Pelotas, RS, vol. 3, n. 1, p. 115-118. 2007.

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

SOUZA, V. C., ANDRADE, L. A., BRUNO, R. L. A., CUNHA, A. O. & SOUZA, A. P. Produção de mudas de ipê-amarelo (*Tabebuia serratifolia* (Vahl.) Nich.) em diferentes substratos e tamanhos de recipientes. **Agropecuária Técnica**. Areia, PB, CCA/UFPB, vol. 26, n. 2, p. 98-108. 2005.

SUÁREZ, I. E., JARMA, A. J. & AVILA, M. Desarrollo de un protocolo para propagación *in vitro* de roble (*Tabebuia rosea* Bertol DC). **Temas Agrários**, vol. 11, n. 2, p. 52-62. 2006.