

Estaquia e anatomia caulinar de *Annona crassiflora* Mart.**Alex Caetano Pimenta^{1*}, Erika Amano², Katia Christina Zuffellato-Riba²****Resumo**

Neste trabalho objetivou-se estudar a propagação vegetativa via estaquia, empregando ácido indol butírico (IBA) e a anatomia caulinar do araticunzeiro. Os experimentos foram realizados em Curitiba - PR. As estacas foram tratadas com diferentes concentrações de ácido indol butírico (IBA) pela imersão de suas bases em soluções hidroalcoólicas (0, 1.500, 3.000, 4.500 e 6.000 mg L⁻¹IBA), durante 10 segundos. Estas foram e mantidas em casa de vegetação por 60 dias. Paralelamente, realizaram-se análises anatômicas das bases das estacas. Não houve enraizamento das estacas de araticunzeiro, sendo constatada mortalidade total das mesmas. Estruturalmente, as estacas de araticunzeiro possuíam periderme com súber, felogênio e feloderme e parênquima cortical; fibras perivasculares externamente ao floema secundário; o xilema secundário possui vasos em agrupamento radial; foram observadas divisões celulares no câmbio vascular, que estava ativo. O teste histoquímico foi negativo para lipídios e positivo para compostos fenólicos. O araticunzeiro é uma espécie de difícil enraizamento, com alto grau de oxidação fenólica, embora estruturalmente sua anatomia não possua qualquer impedimento à formação de raízes.

Palavras-chave: Compostos fenólicos. Marolo. Araticum. Enraizamento.

Stem cutting and anatomy of *Annona crassiflora* Mart.**Abstract**

This research aimed to study the vegetative propagation by employing indole butyric acid (IBA) and the stem anatomy of “araticunzeiro”. The experiments were carried out in the city of Curitiba, Paraná State, Brazil. The cuttings were treated with different concentrations of indolebutyric acid (IBA), by immersing their base with hydroalcoholic solutions (0, 1.500, 3.000, 4.500 e 6.000 mg L⁻¹IBA) for 10 seconds. These were and kept in a greenhouse for sixty days. In parallel, anatomical analyzes of the cuttings bases were made. Cuttings of “araticunzeiro” did not take root, coming to die. Structurally, cuttings of “araticunzeiro” had periderm with suber, phellogen, pheloderm, and cortical parenchyma; perivascular fibers externally to the secondary phloem; the secondary xylem has radial grouping vessels; cell divisions were observed in the vascular cambium, which was active. Histochemical test was negative for lipids and positive for phenolic compounds. “Araticunzeiro” is a species with poor rooting ability and high rate of phenolic oxidation, although structurally its anatomy does not own any hindrance to roots’ formation. *

Keywords: Phenolic compounds. Marolo. Araticum. Rooting

¹Instituto Federal de Mato Grosso Campus São Vicente

*Autor para correspondência: alex.pimenta@svc.ifmt.edu.br

²Docente do Departamento de Botânica, Universidade Federal do Paraná (UFPR), Curitiba, PR, Brasil.

Recebido para publicação em 30 de março de 2017

Aceito para publicação em 24 de abril de 2017

Introdução

O araticunzeiro (*Annona crassiflora* Mart. – Annonaceae) é uma espécie nativa do Brasil, encontrada nas diferentes fitofisionomias de Cerrado, dos vários Estados brasileiros (LORENZI, 2002). Trata-se de uma espécie frutífera que serve a população humana em múltiplos usos, sobretudo como alimento (TELLES et al., 2003) e como planta medicinal (AQUINO; WALTER; RIBEIRO, 2007), além de possuir alto potencial para as indústrias alimentícia, farmacêutica e cosmética (LUZIA; JORGE, 2013).

A propagação vegetativa por estquia utiliza caules, raízes ou folhas para a confecção de estacas com o objetivo de preservar no novo indivíduo as características encontradas na planta mãe. Trata-se de uma técnica amplamente utilizada para a propagação de plantas ornamentais, espécies florestais e na fruticultura (HARTMANN et al., 2011).

A estquia consiste na formação de raízes adventícias em órgãos vegetativos, em resposta à concentração de auxina e inclui processos de desdiferenciação, rediferenciação, alongamento e divisão celular (HARTMANN et al.; 2011; TAIZ; ZEIGER, 2013). Contudo, as auxinas por si só não são totalmente eficazes à formação de raízes adventícias e muitos cofatores do enraizamento estão envolvidos. Além dos hormônios, a presença de carboidratos, compostos nitrogenados, aminoácidos, vitaminas e compostos fenólicos são necessárias, pois, em proporções e concentrações adequadas, se acumulam na base da estaca, contribuindo com a emissão de raízes adventícias (LIMA et al., 2011).

A presença de carboidratos influencia na resposta de enraizamento, atuando como fonte de carbono e de energia para a biossíntese de ácidos nucléicos, proteínas e outras substâncias essenciais à formação de raízes (LIMA et al., 2011). O amido é a maior fonte de carboidratos para a indução da formação radical (WIESMAN; LAVEE, 1995) e pode estar associado ao enraizamento de estacas. Em estudo com a espécie *Calliandra brevipes* Benth., a qual armazena grânulos de amido na medula, foi verificada maior porcentagem de enraizamento quando comparada à *Calliandra tweedii* Benth. (MAYER et al., 2008).

Os compostos fenólicos também exercem função de cofator com o ácido indol acético – IAA, uma auxina endógena dos vegetais, e essas interações podem promover ou inibir a formação de

raízes adventícias (MAYNARD; BASSUK, 1988). Porém, antes que possam manifestar seus efeitos associados à auxina, os compostos fenólicos podem sofrer oxidação ao entrar em contato com o oxigênio, e esta reação causa a necrose dos tecidos, dificultando o enraizamento ou acarretando a morte das estacas (CASAGRANDE JUNIOR et al., 1999).

Outro fator que pode influenciar o enraizamento de estacas é a estrutura interna do caule, tendo em vista que a formação de raízes em estacas de plantas com crescimento secundário origina-se em tecidos do floema, nos raios vasculares, no câmbio ou a partir de calos produzidos na base da estaca (HARTMANN et al., 2011). Ademais, algumas espécies apresentam fibras com paredes celulares espessas, que envolvem o floema secundário do caule e podem formar uma camada esclerenquimática, cuja continuidade é inversamente proporcional à capacidade de enraizamento das estacas (ONO; RODRIGUES, 1996).

Nesse sentido, objetivou-se com a presente pesquisa estudar a propagação vegetativa via estquia, empregando ácido indol butírico - IBA, e a anatomia caulinar do araticunzeiro.

Material e métodos

Os experimentos do presente estudo foram conduzidos com material vegetal oriundo de aproximadamente 30 plantas matrizes selecionadas em uma população nativa de araticunzeiro pertencente à fazenda Cascata do Andorinha, situada nas coordenadas geográficas 15°50'S e 55°21'W, a 770 m de altitude, no Município de Santo Antônio do Leverger - MT. Para a identificação da espécie, foram coletadas amostras do material vegetal e estas comparadas com a exsicata registrada sob número 23.134, depositada no Herbário Central da Universidade Federal de Mato Grosso, em Cuiabá - MT.

Para a realização dos experimentos de estquia, após a coleta os ramos foram acondicionados em sacos de polietileno, umedecidos com água e transportados ao Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia de Mato Grosso, Campus São Vicente, localizado no Município de Santo Antônio do Leverger - MT, onde se procedeu com a confecção das estacas utilizando-se a região mediana dos ramos, de consistência semilenhosa. Foram preparadas estacas com comprimento aproximado de nove centímetros, com diâmetro médio de quatro milímetros, e corte

em bisel na base e corte reto no ápice, mantendo-se duas folhas com suas áreas reduzidas à metade. As estacas foram desinfestadas em solução de hipoclorito de sódio (10% do produto comercial) por imersão total, durante dez minutos, sendo posteriormente lavadas em água corrente durante cinco minutos. Em seguida, as estacas foram agrupadas em maços ($n=20$), os quais foram envolvidos em papel-toalha umedecido com água e embalados em sacos de polietileno transparente. As embalagens foram alocadas em caixa térmicas e transportadas para a Universidade Federal do Paraná (UFPR), em Curitiba - PR, para a continuidade dos experimentos.

Previamente aos tratamentos, as estacas tiveram suas bases recortadas em aproximadamente um centímetro para a retirada de tecidos oxidados, evitando possíveis obstruções dos vasos condutores. Em seguida, aproximadamente dois centímetros das bases das estacas foram imersos durante 10 segundos em soluções hidroalcoólicas (1:1 v/v), sem e com a adição de ácido indol butírico (IBA), constituindo os seguintes tratamentos (T): T1 - testemunha; T2 - 1.500 mg L⁻¹ IBA; T3 - 3.000 mg L⁻¹ IBA; T4 - 4.500 mg L⁻¹ IBA e; T5 - 6.000 mg L⁻¹ IBA.

Cerca de três centímetros das bases das estacas foram inseridos no substrato, composto por vermiculita de granulometria média e casca de arroz carbonizada (1:1 v/v), depositados em tubetes de polipropileno com capacidade de 53 cm³. As bandejas contendo os tubetes foram acondicionadas em casa de vegetação climatizada com nebulização intermitente (Umidade Relativa do ar maior que 80%) e temperatura de 24°C ± 2°C, no Setor de Ciências Biológicas da UFPR, em Curitiba - PR.

O experimento de estquia foi realizado em setembro de 2011, quando as plantas matrizes retomavam seu crescimento vegetativo após a dormência.

Para este experimento, o delineamento experimental foi inteiramente casualizado, formado por cinco tratamentos com quatro repetições de 20 estacas por unidade experimental.

As amostras para as análises anatômicas foram coletadas no momento da instalação do experimento de estquia. Foram retirados aproximadamente dois centímetros da base de dez estacas os quais foram fixados em FAA 70 (formaldeído, ácido acético e álcool etílico) (JOHANSEN, 1940) durante 24 horas, sendo posteriormente

conservadas em álcool 70% até a confecção das lâminas, com os cortes anatômicos. Esses procedimentos foram realizados no Laboratório de Botânica Estrutural da UFPR, em Curitiba - PR.

Para a caracterização das estacas, foram realizadas secções das amostras à mão livre ou, a partir de material incluído em polietilenoglicol 1500 (PEG) com auxílio de micrótomo rotatório de 15 a 20 µm de espessura. Os cortes oriundos do micrótomo foram mantidos sem coloração ou corados com safranina e azul de Astra (BU-KATSCH, 1972). Os cortes à mão livre foram submetidos a testes histoquímicos com Sudam III, para a identificação de lípideos, com lugol, para a identificação de amido e com cloreto ferroso, para a identificação de compostos fenólicos (JOHANSEN, 1940). Em seguida, foram montadas lâminas semipermanentes com gelatina glicerinada (KAISER, 1880) e vedadas com esmalte incolor. Os testes e observações foram realizados em triplicatas, no mínimo e para a documentação dos resultados foram obtidas fotomicrografias em fotomicroscópio Olympus BX41 com câmera digital acoplada Olympus DC300.

Resultados e discussão

O experimento de estquia foi avaliado 60 dias após sua instalação, onde se constatou mortalidade total das estacas, independentemente dos tratamentos aplicados. Devido a isso, não foi possível analisar estatisticamente os resultados obtidos para o experimento de estquia. Também não foi possível comparar e discutir estes resultados com dados da literatura, para a mesma espécie, tendo em vista que existem poucas informações a respeito da propagação vegetativa de araticunzeiro e aquelas já realizadas com emprego dos reguladores vegetais NAA (ácido naftaleno acético) e IBA não foram bem sucedidas (RIBEIRO; PASQUAL, 2005).

Observou-se que, transcorridos alguns dias após a instalação do experimento, as folhas iniciaram a perda da coloração verde, tornando-se marrons, a partir das extremidades e, de modo mais significativo, próximo aos cortes realizados durante a redução da área foliar. Processo semelhante também foi observado nas estacas, que sofreram escurecimento progressivo, até atingir coloração marrom escuro, culminando com a morte das mesmas. A mortalidade das estacas de araticunzeiro pode estar relacionada com reações de oxidação dos compostos fenólicos que, muito embora sejam essenciais às funções fisiológicas das plantas, podem prejudicar a rizogênese

(HARTMANN *et al.*, 2011).

Com relação à estrutura anatômica das estacas de araticunzeiro, observou-se que o caule possui crescimento secundário (FIGURA 1A e 1B). Como tecido de revestimento há presença de periderme, composta por fragmentos remanescentes da epiderme unisseriada, súber com aproximadamente dez camadas, felogênio com algumas células em processo de divisão e uma camada de feloderme (FIGURA 1C). Foi verificada ainda a presença de parênquima cortical (FIGURA 1A e 1B). Externamente ao cilindro vascular existem fibras perivasculares esparsa, (FIGURA 1D). O floema secundário é composto por uma alternância entre células axiais, formadas somente por células com parede primária, e camadas contínuas tangencias de fibras, que são apenas interrompidas pelos raios (FIGURA 1D e 1E). O xilema secundário possui vasos em agrupamento radial e fibras, e parênquima axial e radial (FIGURA 1D). A medula é parenquimática (FIGURA 1A e 1B) e o câmbio está ativo, onde se observam células iniciais em processo de divisão (FIGURA 1E).

Os testes histoquímicos não evidenciaram a presença de lipídios e de amido, embora seja possível visualizar pequenas quantidades de amido presentes nas células radiais do floema em observações com grande ampliação (FIGURA 1E). A reação com cloreto férrico foi positiva, demonstrando a presença de compostos fenólicos de forma generalizada nos tecidos do caule de araticunzeiro, sendo mais acentuada nas regiões da medula e do córtex e nos raios do floema e do xilema (FIGURA 1F).

A presença da periderme é uma característica comum em plantas com crescimento secundário, e funciona como proteção para as suas estruturas internas, em condições de temperaturas extremas tais como aquelas provocadas pela radiação solar e pela ação do fogo (MAZZONI-VIVEIROS; COSTA, 2006), comuns no ambiente de Cerrado. O fato de serem encontrados fragmentos da epiderme no caule de araticunzeiro provavelmente está relacionado à idade do órgão, que se encontrava em desenvolvimento e era relativamente jovem. A epiderme unisseriada é comum entre as espécies do gênero *Annona*, e foi constatada em gravoleira, condessa, pinheira (*Annona squamosa* L.) e em *Annona senegalensis* Pers. (FOLORUNSO, 2011). Outra característica comum à família Annonaceae é a presença de feloderme formada por poucas camadas (ROTH, 1981) bem como o floema com faixas tangenciais

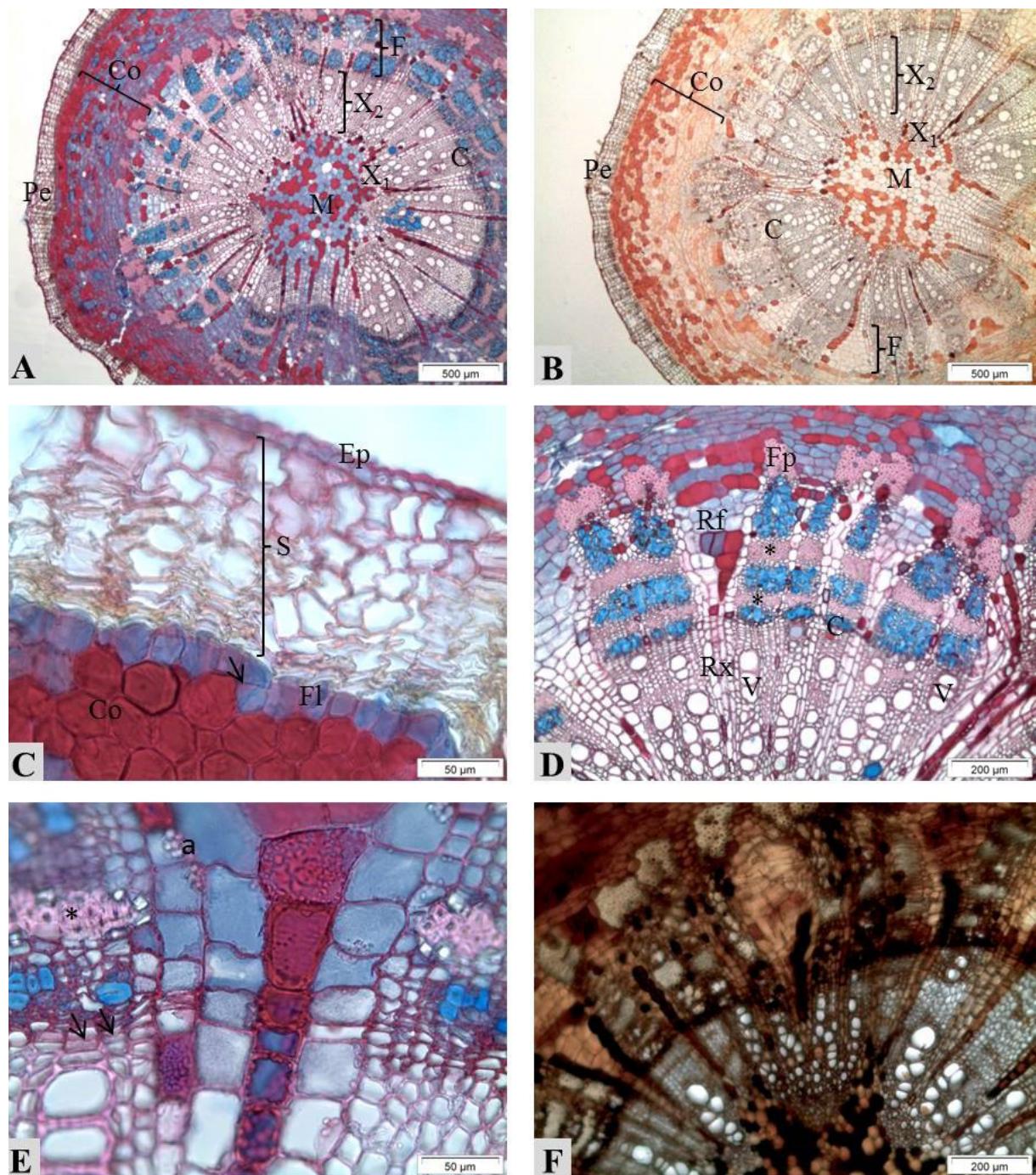
de fibras (METCALFE; CHALK, 1950) Quanto à estrutura geral do floema e do xilema encontrada neste estudo, como a presença de fibras, de parênquima axial e radial e agrupamentos radiais de vasos xilemáticos, pode-se dizer que existem semelhanças com informações de diferentes trabalhos existentes para a família Annonaceae (KOEK-NOORMAN; WESTRA, 2012), revelando certa homogeneidade destes tecidos entre os indivíduos da família em questão.

Examinando os tecidos relativos à periderme, floema, xilema e câmbio das estacas de araticunzeiro não se constataram indícios de impedimento para a iniciação radicial. Ao contrário, a presença de divisões celulares na região do felogênio e do câmbio e os raios vasculares bem desenvolvidos observados no material em estudo na família Annonaceae (METCALFE; CHALK, 1950; ROTH, 1981) indicam que anatomicamente a formação de raízes adventícias é possível, uma vez que as condições são semelhantes àquelas citadas em outros trabalhos. Hartmann *et al.* (2011) relataram que raízes adventícias em estacas de plantas com crescimento secundário têm origem no floema, nos raios vasculares ou no câmbio. Schwarz, Glocke e Sedgley (1999) verificaram desenvolvimento de raízes adventícias em *Acacia baileyana* F. Muell., os quais entendem que há uma relação entre a formação da raiz e os raios vasculares. Raízes adventícias de *Calliandra brevipes* e de *Calliandra tweedii* têm origem direta da região externa do floema, junto ao pericílio ou da região interna do floema secundário, próxima ao câmbio (MAYER *et al.*, 2008). Em estacas de café (*Coffea arabica* L.) a origem das raízes adventícias são as células próximas ao câmbio vascular (JESUS *et al.*, 2010), bem como em espinheira-santa (*Maytenus muelleri* Schwacke), cuja origem das raízes é a partir do câmbio ou do pericílio, externamente ao xilema (LIMA *et al.*, 2011).

Nas observações anatômicas realizadas não foi observada a presença de barreira mecânica que pudesse dificultar ou bloquear a emergência do primódio radicial, uma vez que a capacidade de enraizamento das estacas é inversamente proporcional à continuidade da barreira esclerenquimática que se forma no caule de algumas espécies (ONO; RODRIGUES, 1996). Tal condição foi verificada em espinheira-santa (LIMA *et al.*, 2011) e em *Calliandra brevipes* (MAYER *et al.* (2008), cujas fibras pericíclicas e esclereides se arranjam na forma de anel no córtex do caule, e possivelmente dificultaram o enraizamento das estacas, constituindo-se num problema para a

propagação vegetativa de plantas por estacas.

Figura 1 – Seções transversais da base de estacas caulinares de *Annona crassiflora* Mart. A: aspecto geral do caule corado com safranina e azul de astra; B: aspecto geral do caule sem coloração; C: periderme; D: detalhes de floema e xilema; E: detalhe da região do câmbio. F: teste para identificação de compostos fenólicos. Pe: periderme; Co: córtex; M: medula; X₂: xilema secundário; X₁: xilema primário; F: floema; C: câmbio; Ep: epiderme; S: súber; *: fibras floemáticas; setas: divisão celular; Fl: felogênio; Rx: raios xilemáticos; Rf: raios floemáticos; Fp: Fibras perivasculares; V: vasos; a: amido.



Fonte: Elaborada pelos autores, 2017.

A hipótese sobre a mortalidade das estacas, como consequência da oxidação de compostos

fenólicos foi reforçada pelo resultado obtido no teste histoquímico com cloreto férreo, que

evidenciou ampla distribuição destes compostos pelos tecidos da estaca. Outra hipótese sobre o que pode ter contribuído para o insucesso do enraizamento das estacas de araticunzeiro diz respeito à baixa quantidade de amido observada nos tecidos do material estudado (Figura 1E). O amido é o principal carboidrato de reserva das plantas (TAIZ; ZEIGER, 2013) e já foi correlacionado com o enraizamento de estacas em diversas pesquisas. Mayer *et al.* (2008) associam a baixa porcentagem de enraizamento de estacas de *Calliandra tweedii*, dentre outros fatores, à ausência de amido armazenado nas estacas. Em mirtilo (*Vaccinium ashei* Reade), Oliveira *et al.* (2012) verificaram que os maiores teores de amido nos ramos estão associados à maior taxa de enraizamento das estacas lenhosas. Oliveira e Ribeiro (2013), em estudos sobre propagação

vegetativa por estaqueia e a quantidade de amido no caule de fruta-de-morcego (*Euplassa inaequalis* (Pohl) Engl.), concluíram que a maior capacidade de enraizamento e sobrevivência das estacas coincide com a época de maior quantidade de amido nos tecidos do caule.

Conclusão

Nas condições em que foram desenvolvidos os experimentos deste trabalho, pôde-se concluir que o araticunzeiro é uma espécie de difícil enraizamento, com alto grau de oxidação fenólica e baixa quantidade de amido nos tecidos do caule.

As estacas não apresentam barreira contínua de fibras que possa impedir a emergência do primódio radical.

Referências

- AQUINO, F. G.; WALTER, B. M. T.; RIBEIRO, J. F. Espécies vegetais de uso múltiplo em reservas legais de cerrado - Balsas, MA. **Revista Brasileira de Biociências**, v. 5, supl.1, p. 147-149, 2007.
- BUKATSCH, F. Bemerkungen zur Doppelfärbung Astrablau-Safranin. **Mikroskopie**, v. 61, n. 8, p. 255, 1972.
- CASAGRANDE JUNIOR, J. G. *et al.* Influência do sombreamento sobre os teores de carboidratos e fenóis em estacas semilenhosas de araçazeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 34, n. 12, p. 2219-2223, 1999.
- FOLORUNSO, A. E. Diversity in the stem anatomy and tissues of several species of *Annona* (Annonaceae) in Nigeria. **Notulae Scientia Biologicae**, v. 3, n. 3, p. 20-32, 2011.
- HARTMANN, H. T. *et al.* **Hartmann and Kerster's plant propagation**: principles and practices. 8. ed. Boston: Prentice Hall, 2011. 912 p.
- JESUS, A. M. S. *et al.* Observações anatômicas em plantas de *Coffea arabica* L. obtidas por enraizamento de estacas. **Revista Ceres**, v. 57, n. 2, p. 175-180, 2010.
- JOHANSEN, D. A. **Plant Microtechnique**. New York: MacGraw-Hill Book, 1940. 523 p.
- KAISER, E. Verfahren zur Herstellung einer tadellosen Glycerin-Gelatine. **Botanisch Zentralbl**, v. 180, p. 25-26, 1880.
- KOEK-NOORMAN, J.; WESTRA, L. Y. T. Macrophotographic wood atlas of Annonaceae. **Botanical Journal of the Linnean Society**, v. 169, p. 135-189, 2012.
- LIMA, D. M. *et al.* Capacidade de enraizamento de estacas de *Maytenus muelleri* Schwacke com a aplicação de ácido indol butírico relacionada aos aspectos anatômicos. **Revista Brasileira de Plantas Medicinais**, v. 13, n. 4, p. 422-438, 2011.
- LORENZI, H. **Árvores brasileiras**: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. 4. ed. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2002. 368 p.
- LUZIA, D. M. M.; JORGE, N. Bioactive substance contents and antioxidant capacity of the lipid fraction of *Annona crassiflora* Mart. seeds. **Industrial Crops and Products**, v. 42, p. 231-235, 2013.
- MAYER, J. L. S. *et al.* Formação de raízes em estacas de duas espécies de *Calliandra* (Leguminosae - Mimosoideae). **Rodriguésia**, v. 59, n. 3, p. 487-495, 2008.
- MAYNARD, B. O. K.; BASSUK, N. L. Etiolation and banding effects on adventitious root formation. In: DAVIS, T. D.; HAISSIG, B. E.; SANKHLA, N. **Adventitious root formation in cuttings**. Portland: Dioscorides Press, 1988, p. 29-46.
- MAZZONI-VIVEIROS, S. C.; COSTA, C. G. Periderme. In: APEZZATO-DA-GLÓRIA, B.; CARMELLO-GUERREIRO, S. M. **Anatomia vegetal**. Viçosa: UFV, 2006. p. 237-262.
- METCALFE, C. R.; CHALK, L. **Anatomy of the dicotyledons**: leaves, stem and wood in relation to taxonomy with notes on economic uses. v. 1. London: Oxford Universit Press, 1950. 724 p.
- OLIVEIRA, M. C.; RIBEIRO, J. R. Enraizamento de estacas de *Euplassa inaequalis* (Pohl) Engl. de mata de galeria em diferentes estações do ano. **Bioscience Journal**, v. 29, n. 4, p. 991-999, 2013.
- OLIVEIRA, R. J. P.; BIANCHI, V. J.; AIRES, R. F.; CAMPOS, A. D. Teores de carboidratos em estacas lenhosas de mirtilo. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 34, n. 4, p. 1.199-1.207, 2012.

Estaqueia e anatomia caulinar de Annona crassiflora Mart.

- ONO, E. O.; RODRIGUES, J. D. **Aspectos de fisiologia do enraizamento de estacas caulinares.** Jaboticabal: Funep, 1996. 83 p.
- RIBEIRO, M. N. O.; PASQUAL, M. **Tecnologia da produção de marolo.** Lavras: UFLA, 2005. 53 p. (Boletim, 129).
- ROTH, I. **Structural patterns of tropical barks.** Berlin Stuttgart: Gebrüder Borntraeger, 1981. 609 p.
- SCHWARZ, J. L.; GLOCKE, P. L.; SEDGLEY, M. Adventitious root formation in *Acacia baileyana* F. Muell. **Journal of Horticultural Science & Biotechnology**, v. 74, n. 5, p. 561-565, 1999.
- TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal.** 5. ed. Porto Alegre: Artimed, 2013. 954 p.
- TELLES, M. P. C. et al. Caracterização genética de populações naturais de araticunzeiro (*Annona crassiflora* Mart. - Annonaceae) no Estado de Goiás. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 26, n. 1, p. 123-129, 2003.
- WIESMAN, Z.; LAVEE, S. Relationship of carbohydrates sources and indole-3-butyric acid in olive cuttings. **Australian Journal of Plant Physiology**, v. 22, n. 5, p. 811-816, 1995.