



# Morfoanatomia e ontogenia de plântulas de *Bactris maraja* durante o desenvolvimento inicial

Joelma Keith Rodrigues<sup>1\*</sup>, Daniel Felipe de Oliveira Gentil<sup>2</sup>, Maria Sílvia de Mendonça<sup>3</sup>

<sup>1</sup>Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Laboratório de Fisiologia e Bioquímica Vegetal, Avenida HI, s/n. Morada do Sol, Aleixo, CEP 69011-970, Manaus, AM, Brasil

<sup>2</sup>Universidade Federal do Amazonas, Departamento de Ciências Fundamentais e Desenvolvimento Agrícola, Avenida General Rodrigo Otávio, 6200, Coroado, CEP 69080-900, Manaus, AM, Brasil

<sup>3</sup>Universidade Federal do Amazonas, Departamento de Produção Animal e Vegetal, Avenida General Rodrigo Otávio, 6200, Coroado, CEP 69080-900, Manaus, AM, Brasil

\*Autor correspondente:

[jkrodrigues.flo@gmail.com](mailto:jkrodrigues.flo@gmail.com)

Termos para indexação:

Arecoideae  
Morfologia vegetal  
Anatomia vegetal

Index terms:

Arecoideae  
Plant morphology  
Plant anatomy

Histórico do artigo:

Recebido em 04/03/2020  
Aprovado em 25/09/2020  
Publicado em 25/11/2022

**Resumo** - *Bactris maraja* é uma palmeira típica de florestas de terra firme e várzea da Amazônia. O conhecimento sobre a morfologia da espécie pode auxiliar na correta identificação em campo e na interpretação da germinação em laboratório. O objetivo deste trabalho foi descrever os padrões cronológicos e morfológicos da germinação e do desenvolvimento da plântula. As sementes foram semeadas em vermiculita, em viveiro, sendo coletadas amostras dos diferentes estádios da plântula para posterior análise morfológica. O estudo anatômico foi feito por meio de seções de material fixado em formalina neutra tamponada e conservado em etanol 70%, coradas com azul de astra e safranina e observadas em microscópio óptico. A germinação é criptocotiledonar, hipógea e adjacente ligular, iniciando aos 152 dias com a emissão do pecíolo cotiledonar curto. A protrusão da raiz primária ocorreu aos 197 dias. A expansão do eófilo ocorreu aos 250 dias, com limbo bifido e espinuloso, epiderme com estômatos tetracíticos e tricomas tectores, e feixes vasculares colaterais. A raiz primária tem epiderme espessa, cutícula delgada, córtex esclerenquimático e parenquimático, endoderme conspicua; cilindro vascular com medula esclerenquimática, xilema primário exarco e protoxilema com arranjo poliarco. As estruturas caracterizadas ampliam o conhecimento taxonômico de espécies de palmeiras.

## Morphoanatomy and ontogeny of *Bactris maraja* seedlings during initial development



**Abstract** - *Bactris maraja* is a palm typical of upland and lowland forests in the Amazon. Knowledge about the species' morphology can assist in the correct identification in the field and in the interpretation of germination in the laboratory. The objective of this work was to describe the chronological and morphological patterns of germination and seedling development. The seeds were sown in vermiculite, in nursery. Samples were collected from the different stages of the seedling for further morphological analysis. The anatomical study was performed using sections of material fixed in neutral buffered formalin and preserved in 70% ethanol, stained with astra blue and safranin and observed in optical microscope. Germination is cryptocotyledonary, hypogeal and adjacent ligular, starting at 152 days with the emission of the short cotyledonary petiole. The protrusion of the primary root occurred at 197 days. The expansion of the eophyll occurred at 250 days, with a bifid and spinous leaf blade, an epidermis with tetracytic stomata, tectorial trichomes and collateral vascular bundles. The primary root has thick epidermis, thin cuticle, sclerenchymatic and parenchymal cortex, conspicuous endoderm; vascular cylinder with sclerenchyma medulla, exarco primary xylem, with protoxylem with polyarc arrangement. The characterized structures expand the taxonomic knowledge of palm species.

## Introdução

As palmeiras (Arecaceae) representam um dos componentes vegetais mais característicos da paisagem tropical (Kahn & De Granville, 1992; Dransfield et al., 2008), constituindo um importante grupo de plantas na Amazônia devido ao número de espécies nativas, ao valor sociocultural e às possibilidades de usos proporcionadas aos habitantes locais (Queiroz & Bianco, 2009).

Na Amazônia, a subfamília Arecoideae compreende 28 gêneros, sendo *Astrocaryum* G.Mey., *Bactris* Jacq. ex Scop., *Geonoma* Will. e *Oenocarpus* Mart. os mais diversificados em espécies (Kahn & De Granville, 1992). *Bactris* contém 35 espécies encontradas na região (JBRJ, 2020), havendo pelo menos quatro espécies de difícil identificação e pouco conhecidas taxonomicamente: *B. hirta* Mart., *B. simplicifrons* Mart., *B. major* Jacq. e *B. maraja* Mart. (Henderson et al., 1995).

*Bactris maraja* Mart., popularmente nominada marajá, é uma palmeira típica em florestas de terra firme e de várzea, às margens de rios e igarapés. Frequente na Amazônia brasileira, ocorre nos estados do Acre, Amazonas, Roraima, Amapá, Pará e Rondônia (JBRJ, 2020). A planta tem 2 a 7 m de altura, estipe solitário ou cespitoso com diâmetro de 1 a 4 cm e espinhos achatados, de coloração castanho-amarelada no meio e escura na base e no ápice; folhas pinadas, folíolos sigmóides, bainha e pecíolo espinhosos; inflorescência interfoliar, com flores unissexuadas e bráctea fibrosa e espinhosa; fruto comestível, formato obovoide e coloração roxo-escuro na maturidade, contendo uma semente (Henderson et al., 1995).

O estudo da morfologia de sementes e plântulas é essencial ao entendimento de processos ecofisiológicos, como de germinação e estabelecimento de plântulas, permitindo a identificação e interpretação de caracteres específicos num contexto funcional (Corrêa et al., 2019). Além disso, o conhecimento de caracteres morfoanatômicos auxilia na identificação de espécies componentes da regeneração natural, subsidiando planos de restauração ambiental, estudos de dinâmica populacional e manejo de espécies florestais (Ribeiro et al., 2015; Arruda et al., 2017). Adicionalmente, a compreensão de interações ecológicas ou mudanças evolutivas pode ser consubstanciada por meio do conhecimento das estruturas vegetais, uma vez que o significado biológico, a variação e a adaptabilidade destas às condições ambientais ainda são pouco esclarecidas (Tomlinson, 1990; Queiroz & Bianco, 2009).

Trabalhos com palmeiras têm reportado aspectos morfológicos da germinação e da plântula (Tomlinson, 1990; Gentil & Ferreira, 2005; Queiroz & Bianco, 2009; Batagin-Piotto et al., 2012; Corrêa et al., 2019). Entretanto, com exceção de algumas espécies de interesse comercial, ainda são poucas as informações diante do número de táxons existentes e habitats em que ocorrem. Portanto, visando ampliar o conhecimento de *B. maraja*, de maneira a contribuir com informações taxonômicas, bem como auxiliar na correta identificação em campo e na interpretação da germinação em laboratório, o objetivo deste trabalho foi avaliar o processo de formação da plântula, por meio da caracterização morfológica durante eventos cronológicos do processo germinativo e da descrição anatômica da plântula da espécie.

## Material e métodos

O estudo foi conduzido no Setor de Hortaliças e Plantas Ornamentais e no Laboratório de Botânica Agroflorestal, da Faculdade de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Amazonas (UFAM), em Manaus, AM.

As sementes de *Bactris maraja* foram obtidas de frutos maduros coletados de 25 plantas com estipes solitários, ocorrentes em floresta de várzea, no município do Careiro da Várzea, AM, sendo colhida uma infrutescência por planta, em coleta única. Na oportunidade, foram também coletados materiais botânicos férteis para confecção de exsicatas, identificação da espécie e incorporação ao Herbário da Universidade Federal do Amazonas, sob os números de registro 9279, 9280 e 9281.

Os frutos foram removidos das ráquias e homogeneizados para obtenção aleatória de uma amostra de 250 frutos. Na extração das sementes, o exocarpo foi retirado por maceração dos frutos com rolo de madeira; o mesocarpo foi eliminado por fricção dos diásporos em areia sobre peneira e lavagem em água corrente; e o endocarpo foi removido com alicate, após secagem dos pirenos por 48 h sobre bancada de laboratório (temperatura mínima média de 27 °C e máxima média de 30 °C).

As sementes, distribuídas em cinco repetições de 50 unidades, foram semeadas em bandejas plásticas (52 x 30 x 10 cm) contendo vermiculita expandida média, mantidas em viveiro coberto com agrofilme de 150 µ (temperatura mínima média de 26 °C e máxima média de 34 °C), e irrigadas diariamente até a capacidade de campo.

O acompanhamento dos estádios morfológicos foi realizado semanalmente, considerando o desenvolvimento do pecíolo cotiledonar, do botão germinativo, do coleoptilo, da raiz primária, dos catafilos e do eofilo. Amostras representativas de cada estádio foram fixadas em formalina neutra tamponada, durante 48 h, e conservadas em etanol 70%. O cálculo do tempo médio e do coeficiente de variação, bem como a ilustração gráfica de cada estádio, foram efetuados com o programa estatístico SigmaPlot 12.0. A avaliação da morfologia foi feita à vista desarmada, quando possível, e com o auxílio de lupa binocular de mesa, para identificação das estruturas e dos indumentos. O registro fotográfico dos eventos morfológicos foi obtido por câmera fotográfica digital.

A análise anatômica da plântula foi realizada a partir de fragmentos do coleoptilo, catafilos, eofilo e raiz primária (cerca de 3 a 5 mm<sup>2</sup> da região mediana das estruturas), os quais foram seccionados em micrótopo de mesa, com auxílio de lâmina de barbear, clarificados em hipoclorito de sódio 2%, lavados em água destilada e ácido acético 3%, corados com solução de azul de astra e safranina (9:1) (Johansen, 1940), e montados em gelatina glicerina entre lâmina e lamínula. A epiderme foliar foi dissociada com peróxido de hidrogênio 30% e ácido acético glacial P.A. (1:1) (Franklin, 1946) aquecidos em estufa a 60 °C. A coloração epidérmica foi feita com a mesma solução descrita anteriormente, seguida de montagem em gelatina glicerina entre lâmina e lamínula. A avaliação foi realizada em microscópio óptico e as fotomicrografias foram realizadas em câmera fotográfica digital acoplada ao microscópio.

As descrições foram baseadas nas terminologias utilizadas em Tomlinson (1990), Gentil & Ferreira (2005), Henderson (2006), Queiroz & Bianco (2009), Appezzato-da-Glória & Carmello-Guerreiro (2012) e Corrêa et al. (2019).

## Resultados

A germinação de *Bactris maraja* é criptocotiledonar, uma vez que o limbo cotiledonar permanece inserido na semente; hipógea, dado que a semente se mantém sob o nível do substrato; e adjacente, pois a plântula desenvolve-se junto à semente (Figuras 1 e 2A-H). O processo germinativo é lento, irregular e variável, sobretudo nos primeiros estádios, iniciando, em média,

aos 152 dias, com o alongamento da região proximal do embrião e a protrusão do pecíolo cotiledonar (pe) curto, cilíndrico e esbranquiçado, que desloca o tegumento (Figuras 1 e 2A). Aos 160 dias, o pecíolo cotiledonar intumescce e forma o botão germinativo (bg), estrutura com aspecto arredondado (Figuras 1 e 2B).

O coleoptilo (cp) é formado aos 185 dias. Em sua extremidade superior emergirão os primórdios foliares, e na inferior a raiz primária (Figuras 1 e 2C). Em secção transversal, o coleoptilo circunda completamente os catafilos e o eofilo (Figura 3A), sendo uma estrutura proeminente, cilíndrica e membranácea, formada por uma epiderme uniestratificada, com células levemente papilosas na epiderme externa e células cúbicas na epiderme interna (Figuras 3A e 3B). O mesofilo do coleoptilo é formado por parênquima e feixes fibrovasculares, e na periferia estão distribuídos feixes de fibras (Figura 3B).

O primeiro catafilo (pc) emerge aos 193 dias, com ápice pontiagudo e coloração verde (Figuras 1 e 2D-E). Aos 219 dias, com o primeiro catafilo desenvolvido, o segundo catafilo (sc) emerge acima do substrato (Figuras 1 e 2F). Anatomicamente, os catafilos têm estrutura idêntica ao coleoptilo (Figura 3C).

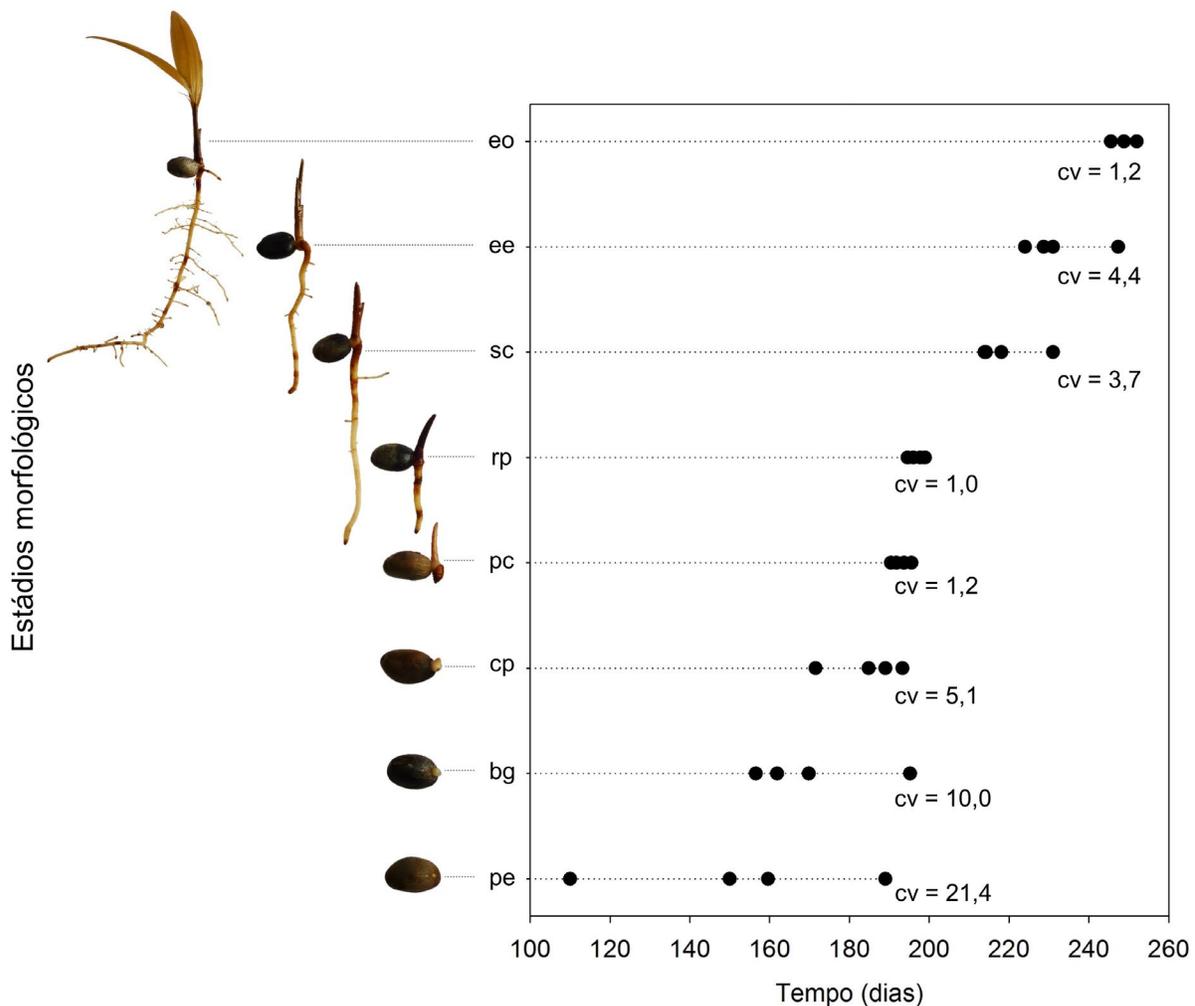
A emissão do eofilo (ee) ocorre aos 233 dias, inicialmente com formato pontiagudo (Figuras 1 e 2G). O eofilo em diferenciação é distinto dos catafilos por seu aspecto plicado, sendo constituído de tecido fundamental e feixes procambiais (Figura 3D). O eofilo é expandido (eo) aos 250 dias, sendo bífido, com coloração verde-clara, margens espinulosas, nervuras paralelas, que proporcionam o aspecto moderadamente plissado, e pecíolo com acúleos de coloração castanho-amarelados no meio e escuros no ápice e na base, idênticos aos denominados espinhos da planta adulta (Figuras 1 e 2H). A estrutura anatômica do eofilo compreende uma epiderme uniestratificada, com células fusiformes em vista frontal (Figuras 4A-C) e levemente papilosas em secção transversal (Figuras 4E e 4F), de paredes retas e espessas. Tricomas tectores multicelulares, unisseriados e multisseriados com base bisseriada foram observados, sendo alguns com a base espessa e ápice afunilado, outros com células espessas desde a base até a extremidade (Figuras 4H-J).

Os estômatos, dispostos alternadamente em fileiras (Figuras 4A e 4B), são tetracíticos, com células subsidiárias paralelas alongadas, células subsidiárias polares curtas, células-guarda reniformes (Figura 4C)

e câmara subestomática ampla, localizadas no mesmo nível das células epidérmicas (Figura 4E). Quanto à distribuição estomática, o eofilo é anfi-hipoestomático, com predominância de estômatos na face abaxial.

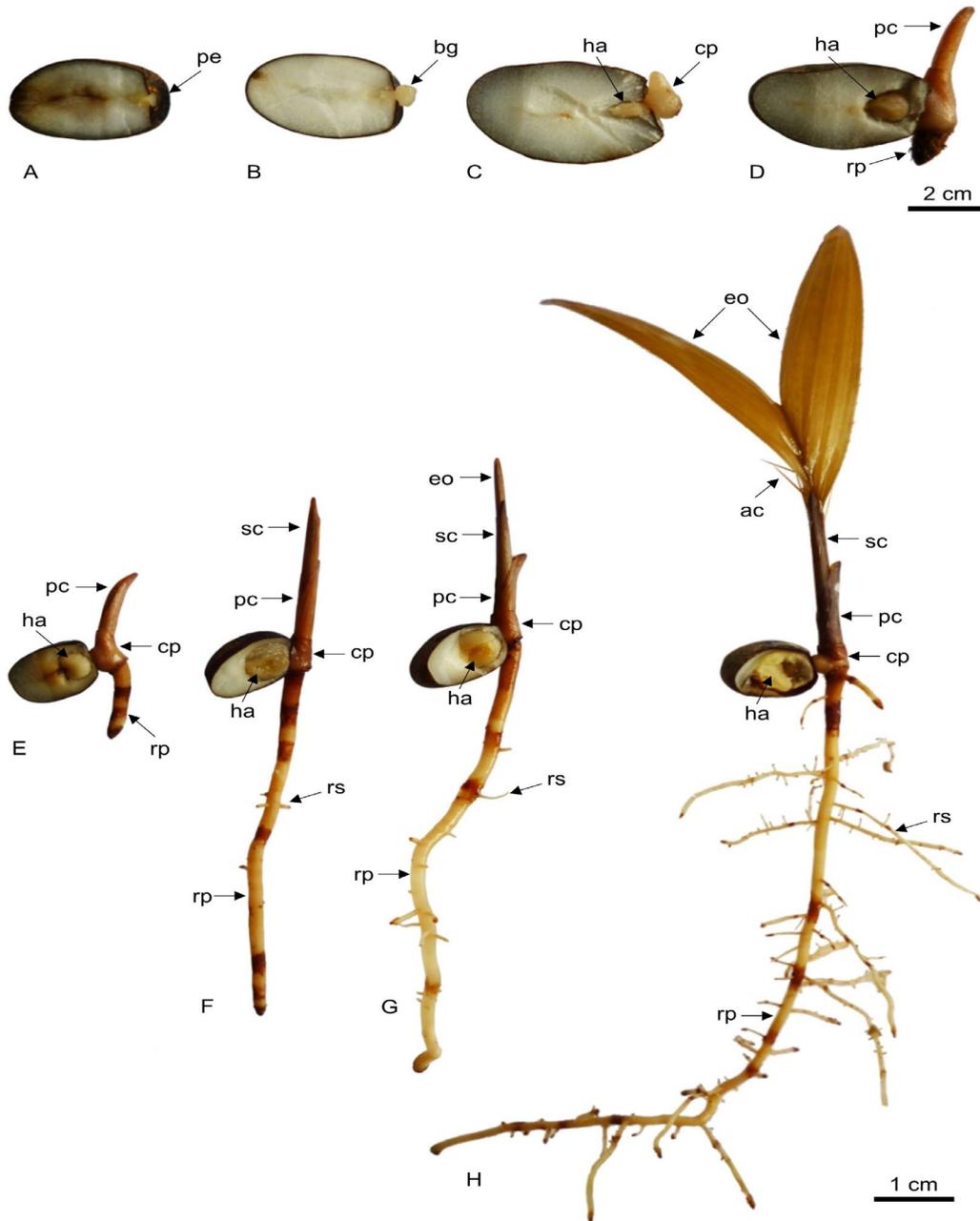
A hipoderme, presente em ambas as faces, é uniestratificada, constituída de células parenquimáticas

compactas e maiores que as células epidérmicas (Figuras 4E e F). Na região da prega foliar, as células hipodérmicas são proeminentes, alongadas e paliçadas, caracterizando o tecido de expansão, e reconferindo, juntamente com o maior feixe vascular, o aspecto plissado das folhas na região da aresta (Figura 4G).



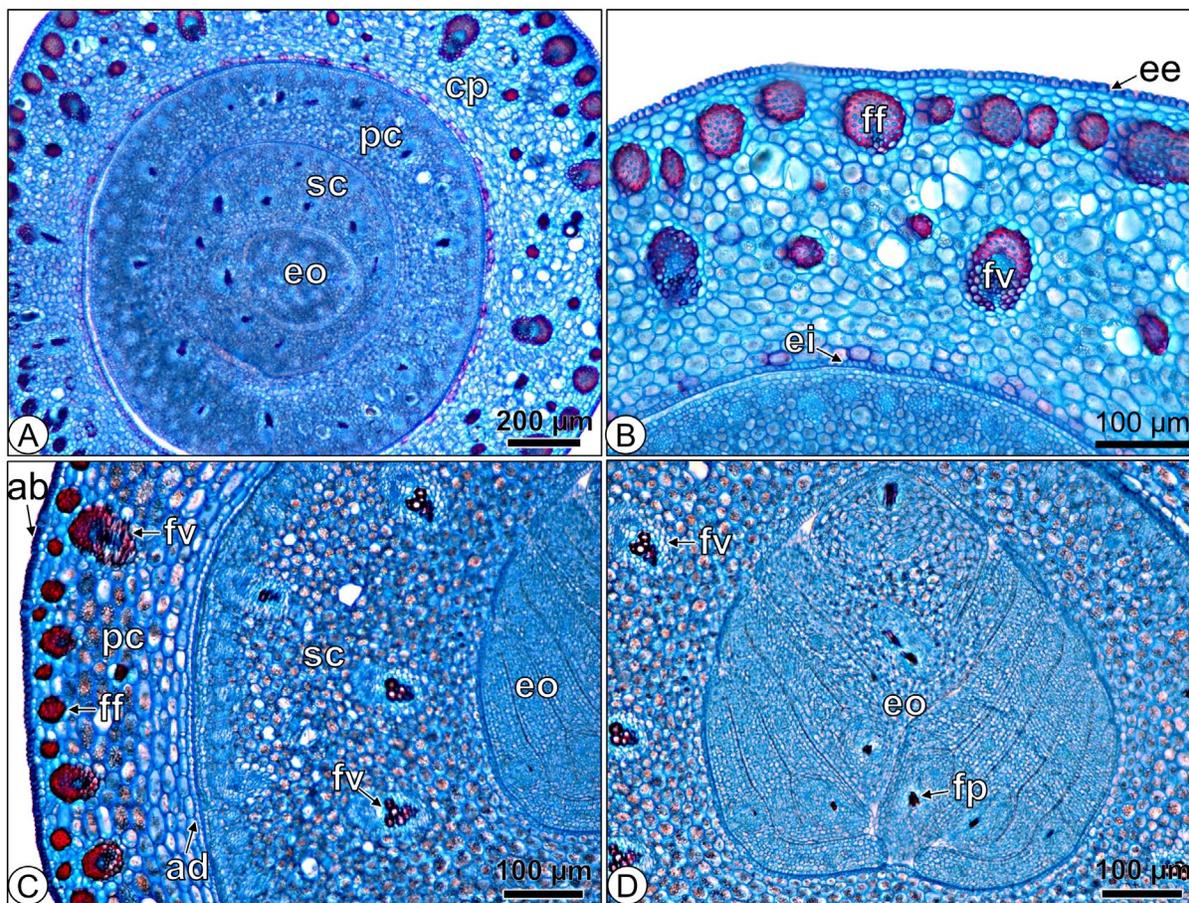
**Figura 1.** Cronologia do desenvolvimento inicial da plântula de *Bactris maraja*. pe: emergência do pecíolo cotiledonar; bg: formação do botão germinativo; cp: formação do coleoptilo; pc: emissão do primeiro catafilo; rp: protrusão da raiz primária; sc: emissão do segundo catafilo; ee: emissão do eofilo; eo: expansão do eofilo; cv: coeficiente de variação (%).

**Figure 1.** Chronology of initial development of *Bactris maraja* seedling. pe: emergence of cotyledonary petiole; bg: formation of germinative bud; cp: formation of coleoptile; pc: issue of first cataphyll; rp: protrusion of primary root; sc: issue of second cataphyll; ee: issue of eophyll; eo: eophyll expansion. cv: coefficient of variation (%).



**Figura 2.** Crescimento do haustório ao longo da germinação e do desenvolvimento da plântula de *Bactris maraja*. A. Emergência do pecíolo cotiledonar. B. Formação do botão germinativo. C. Formação do coleoptilo. D. Emissão do primeiro catafilo e protrusão da raiz primária. E. Completa emissão do primeiro catafilo. F. Emissão do segundo catafilo e protrusão das raízes secundárias. G. Emissão do eofilo. H. Expansão do eofilo. pe: pecíolo cotiledonar; bg: botão germinativo; cp: coleoptilo; eo: eofilo; ac: acúleos; ha: haustório; pc: primeiro catafilo; rp: raiz primária; rs: raiz secundária; sc: segundo catafilo.

**Figure 2.** Haustorium growth along the germination and seedling development of *Bactris maraja*. A. Emergence of cotyledonary petiole. B. Formation of germinative bud. C. Formation of coleoptile. D. Issue of first cataphyll and protrusion of primary root. E. Complete issue of first cataphyll. F. Issue of second cataphyll and protrusion of secondary roots. G. Issue of eophyll. H. Eophyll expansion. pe: cotyledonary petiole; bg: germinative bud; cp: coleoptile; eo: eophyll; ac: aculeus; ha: haustorium; pc: first cataphyll; rp: primary root; rs: secondary root; sc: second cataphyll.



**Figura 3.** Estruturas da parte aérea da plântula de *Bactris maraja*, em secções transversais. A. Coleoptilo circundando os primórdios foliares. B. Detalhe do coleoptilo. C. Primórdios foliares. D. Detalhe do eofilo. cp: coleoptilo; ab: epiderme abaxial; ad: epiderme adaxial; ee: epiderme externa; ei: epiderme interna; eo: eofilo; ff: feixe de fibras; fv: feixe vascular; fp: feixe procambial; pc: primeiro catafilo; sc: segundo catafilo.

**Figure 3.** Structures of the seedling shoot of *Bactris maraja*, in transversal sections. A. Coleoptile surrounding the leaf primordia. B. Coleoptile detail. C. leaf primordia. D. Eophyll detail. cp: coleoptile; ab: abaxial epidermis; ad: adaxial epidermis; ee: outer epidermis; ei: inner epidermis; eo: eophyll; ff: bundle fibrous; fv: vascular bundle; fp: procambial bundle; pc: first cataphyll; sc: second cataphyll.

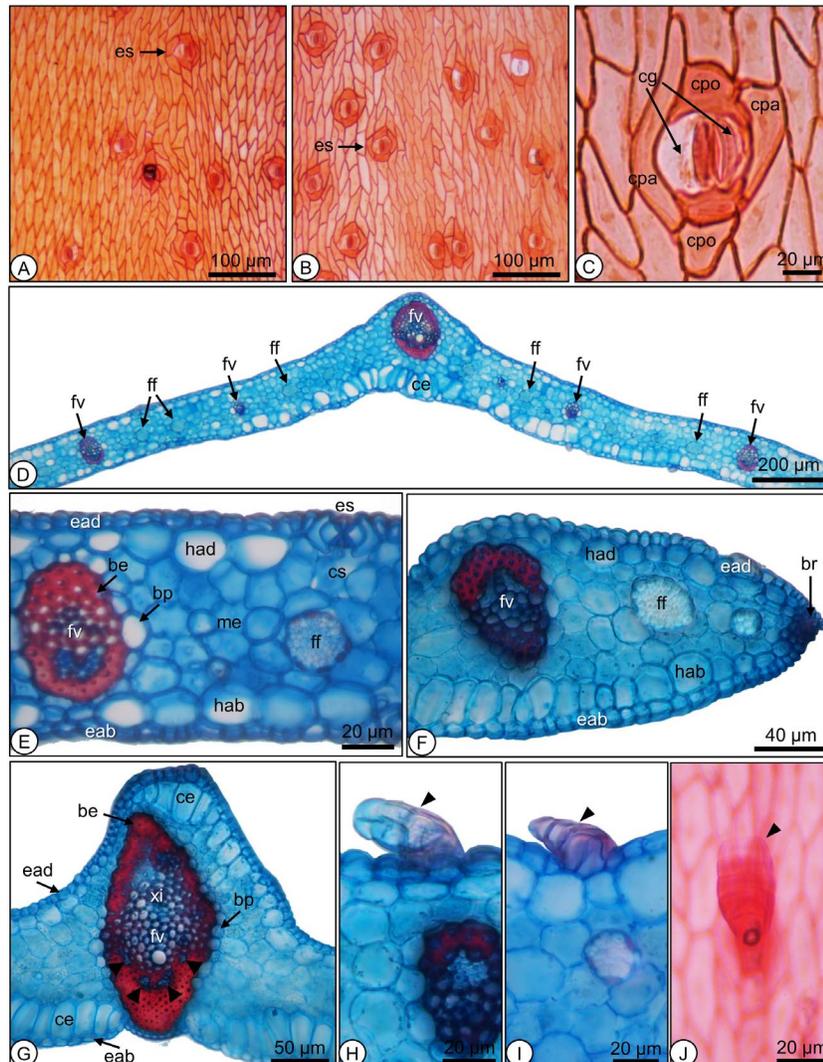
O mesofilo é homogêneo, parenquimático, compacto e organizado em quatro camadas (Figura 4E). Na lâmina foliar, a venação é paralela, com feixes vasculares colaterais, variando quanto ao tamanho e diferenciação. Os feixes maiores estão distribuídos de maneira equidistante ao longo do mesofilo e alternados pelos feixes menores, e estes por feixes de fibras não vasculares (Figura 4D). No ápice do bordo, encontram-se braquiesclereídeos aglomerados, interrompendo a epiderme (Figura 4F). A nervura do feixe maior é côncava-convexa, cujo feixe vascular é circundado

por bainha perivascular esclerenquimática contínua, e contém floema dividido em grupos isolados, e proto e metaxilema diferenciados (Figura 4G).

Em se tratando da parte radicular, a protrusão da raiz primária ocorre aos 197 dias, pouco após a emissão do primeiro catafilo ou simultaneamente a este. Com o desenvolvimento, a raiz primária é cilíndrica, coloração amarelo-pálida, envolta com anéis de uma película semelhante à estrutura da coifa (Figuras 1 e 2D). Em corte longitudinal do ápice radicular, foi verificado que o meristema apical é do tipo fechado, pois o procâmbio,

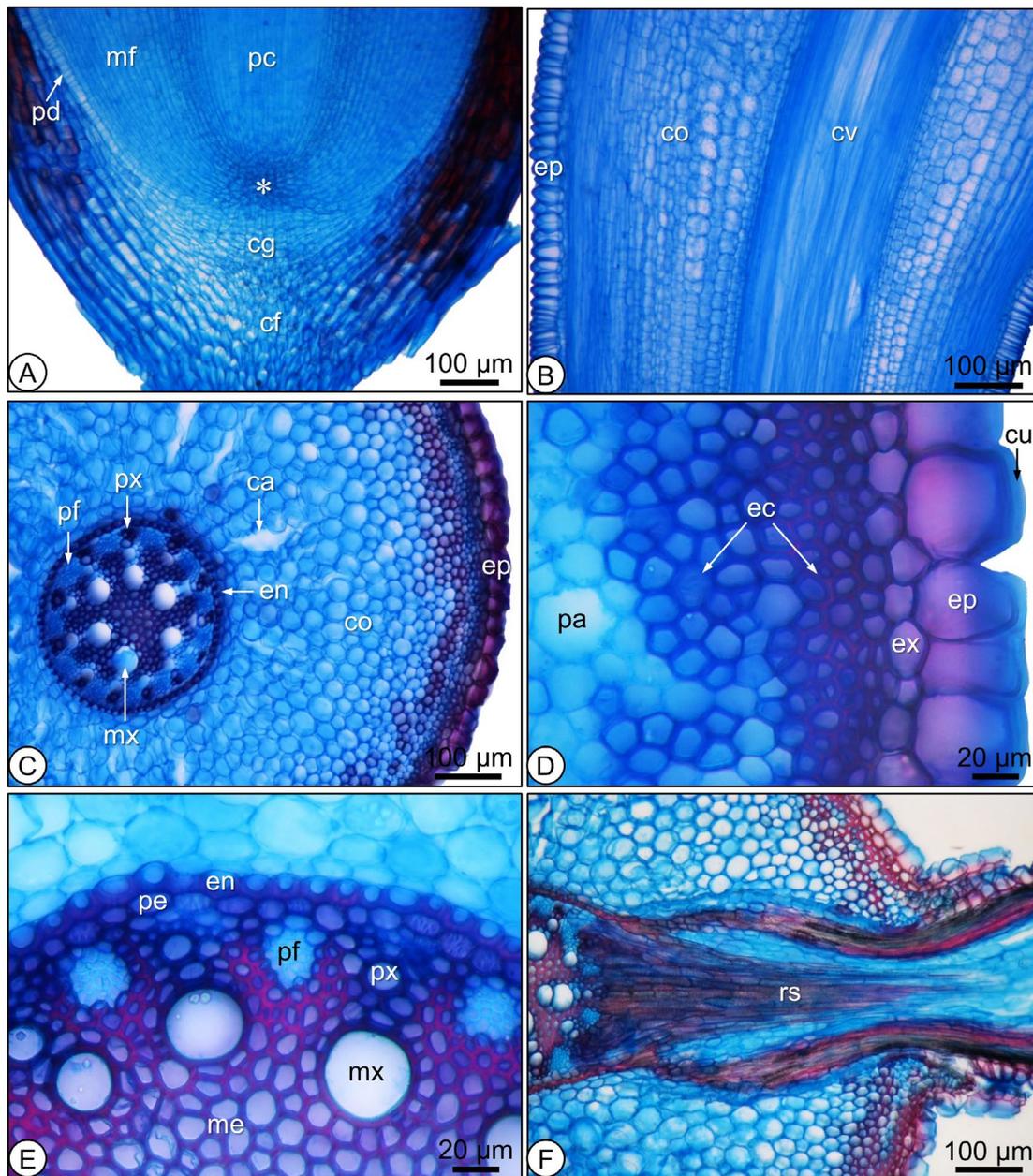
o meristema fundamental e a coifa têm, individualmente, a própria fileira de células iniciais, tendo a protoderme origem comum com as células corticais (Figura 5A). A coifa é constituída de várias camadas compactas de células oriundas de divisões periclinais do caliptrogênio,

o qual consiste de camadas estratificadas de células de paredes finas. A epiderme, o córtex e o cilindro vascular próximo às regiões de diferenciação têm o aspecto comprimido, mas tornam-se mais expandidos ao longo da projeção da raiz (Figura 5B).



**Figura 4.** Eofilo de *Bactris maraja*. A. Epiderme da face adaxial. B. Epiderme da face abaxial. C. Complexo estomático. D. Vista geral da lâmina foliar, evidenciando equidistância dos feixes vasculares e não vasculares. E. Mesofilo. F. Margem foliar. G. Feixe maior na região da prega foliar e células de expansão. H-J. Tricomas tectores (ponta de seta). be: bainha esclerenquimática; bp: bainha parenquimática; br: braquiesclereides; ce: células de expansão; cg: células-guarda; cpa: células subsidiárias paralelas; cpo: células subsidiárias polares; cs: câmara subestomática; eab: epiderme abaxial; ead: epiderme adaxial; es: estômato; ff: feixe de fibras; fv: feixe vascular; hab: hipoderme abaxial; had: hipoderme adaxial; me: mesofilo; xi: xilema; seta curta: ilhas floemáticas.

**Figure 4.** Eophyll of *Bactris maraja*. A. Adaxial epidermis. B. Abaxial epidermis. C. Stomatal complex. D. General view of the leaf blade, showing equidistance of the vascular and non-vascular bundles. E. Mesophyll. F. Leaf margin. G. Larger bundle in the leaf fold region and expansion cells. H-J. Tectors trichomes (arrowhead). be: sclerenchyma sheath; bp: parenchyma sheath; br: brachysclereid; ce: expansion cells; cg: guard cells; cpa: parallel subsidiary cells; cpo: polar subsidiary cells; cs: substomatal chamber; eab: abaxial epidermis; ead: adaxial epidermis; es: stomata; ff: fibers bundle; had: abaxial hypoderm; me: mesophyll; xi: xylem; short arrow: phloemic islands.



**Figura 5.** Raiz primária de *Bactris maraja*, em seções longitudinais (A-B) e seções transversais (C-F). A. Ápice radicular. B. Epiderme, coifa e cilindro vascular. C. Aspecto geral da raiz. D. Detalhe da epiderme e córtex, evidenciando as camadas esclerênquima e parênquima corticais. E. Detalhe da endoderme e do cilindro vascular. F. Emissão da raiz secundária. ca: canais de ar; cg: caliptrogênio; cf: coifa; co: córtex; cu: cutícula; cv: cilindro vascular; ec: esclerênquima; en: endoderme; ep: epiderme; ex: exoderme; me: medula; mx: metaxilema; pa: parênquima; pe: periciclo; pf: protofloema; px: protoxilema; rs: raiz secundária; mf: meristema fundamental; pc: procâmbio; pd: protoderme; asterisco: promeristema.

**Figure 5.** Primary root of *Bactris maraja*, in longitudinal sections (A-B) and transversal sections (C-F). A. Root apex. B. Epidermis, root cap and vascular cylinder. C. General aspect of the root. D. Detail of the epidermis and cortex, evidencing the cortical sclerenchyma and parenchyma layers. E. Detail of endodermis and vascular cylinder. F. Emission of the secondary root. ca: air channels; cg: calyptrogen; cf: root cap; co: cortex; cu: cuticle; cv: vascular cylinder; ec: sclerenchyma; en: endodermis; ep: epidermis; ex: exodermis; me: medula; mx: metaxylem; pa: parenchyma; pe: pericycle; pf: protophloem; px: protoxylem; rs: secondary root; mf: ground meristema; pc: procambium; pd: protoderme; asterisk: promeristem.

Em corte transversal da raiz primária, a epiderme é espessa, com células volumosas e isodiamétricas, com paredes delgadas e revestidas por uma fina cutícula (Figuras 5C e 5D). Adjacente, está a exoderme, formada por uma camada uniestratificada, com células parenquimáticas, com paredes levemente espessadas. O córtex externo é constituído por células de paredes espessas e lignificadas, seguido pelo córtex interno, o qual é formado por células parenquimáticas. Nessa região, observam-se espaços intercelulares, que formam canais de ar, os quais constituem o paerênquima em desenvolvimento (Figura 5C).

A endoderme é conspícua, com típico espessamento em “U”. O cilindro vascular é constituído por um periciclo unisseriado e pelos elementos de xilema e floema alternados. Em frente ao periciclo, os elementos do protofloema se alternam com o protoxilema, enquanto os elementos do metaxilema estão voltados para o interior do cilindro. O xilema primário é exarco, pois a maturação dos elementos traqueais é centrípeta. A raiz é poliarca, apresentando seis polos de protoxilema, e o cilindro vascular é oco, pois o centro da raiz é ocupado por medula esclerenquimática (Figura 5E).

Várias raízes secundárias surgem na raiz primária (Figuras 1 e 2F). Estas são originadas a partir de divisões celulares do periciclo, em que o primórdio radicular se expande, atravessando o córtex e emitindo o ápice radicular para o exterior da raiz primária, após o rompimento da epiderme (Figura 5F).

Concomitante ao desenvolvimento do eixo embrionário, a região distal do embrião permanece imersa no endosperma e desenvolve o haustório. À medida que a plântula se desenvolve, o haustório aumenta, ocupando quase que totalmente o lugar do endosperma e adquirindo uma textura esponjosa e porosa (Figuras 1 e 2H). A completa exaustão das reservas do endosperma ocorreu ao mesmo tempo que o desenvolvimento do segundo eófilo, aproximadamente aos 273 dias, culminando com a deterioração do haustório e encerrando o desenvolvimento plantular. Até o estágio plantular investigado, *B. maraja* ainda não apresentava raízes adventícias.

## Discussão

O processo germinativo lento e irregular de sementes de *Bactris maraja* é característico de várias espécies da família Arecaceae, que apresentam germinação

morosa decorrente, em parte, de dormência associada às características morfológicas dos envoltórios da semente, como o endocarpo em *Astrocaryum aculeatum* G.Mey. (Gentil & Ferreira, 2005; Nazário & Ferreira, 2010) e o tegumento na região do hilo em *Acrocomia aculeata* Lodd. ex Mart. (Rubio Neto et al., 2014), ou de dormência fisiológica embrionária, como em *Bactris gasipaes* Kunth (Nazário et al., 2017). Embora as sementes de *B. maraja* não apresentem dormência física, o tegumento rico em compostos fenólicos pode estar atuando na regulação de eventos fisiológicos da germinação (Rodrigues et al., 2015).

O embrião pequeno e pouco desenvolvido de *B. maraja*, característico de palmeiras, embora armazene lipídios e proteínas, depende do endosperma volumoso como principal tecido de reserva (Rodrigues et al., 2015). Assim, os traços morfológicos da germinação hipógea e criptocotiledonar podem manter a integridade das estruturas embrionárias durante o processo germinativo, particularmente o haustório, o qual consiste num tecido de função essencial no armazenamento transitório, no metabolismo e na translocação das substâncias hidrolisadas (Mazzottini-dos-Santos et al., 2017).

As estruturas plantulares, durante a germinação, também apresentam relevância morfofuncional. Por exemplo, o alongamento geotrópico positivo do pecíolo cotiledonar (hiperfilo), observado na germinação remota, permite o desenvolvimento da plântula a alguma distância da semente, propiciando a proteção do eixo vegetativo abaixo da superfície do solo contra desidratação, danos físicos e predação (Orozco Segovia et al., 2003; Magalhães et al., 2013). Dessa forma, essa característica pode estar associada a uma adaptação ecológica das espécies, especialmente em ambientes tropicais secos ou expostos à alta sazonalidade, como *Attalea vitrivir* Zona (Neves et al., 2013), *Butia capitata* Mart. (Becc.) (Magalhães et al., 2013) e *Syagrus coronata* Becc. (Santos-Moura et al., 2016). Em Bactridinae, somente *Acrocomia* apresenta germinação remota, em cuja espécie *A. aculeata*, tolerante à seca e concentrada no Cerrado brasileiro, foi identificada a formação de lígula (coleoptilo) (Nascimento e Souza et al., 2017), e corresponde ao gênero mais basal dentro da subtribo (Eiserhardt et al., 2011).

O coleoptilo desenvolvido na germinação adjacente consiste numa estrutura tubular proveniente da extensão vertical da bainha cotiledonar ligada ao pecíolo cotiledonar, que envolve o eixo embrionário

(Dransfield et al., 2008; Corrêa et al., 2019). Tal estrutura desempenha proteção adicional aos primórdios foliares e à radícula, visto que a plântula se desenvolve junto à semente, característico em espécies de ambientes sombreados e úmidos (Orozco Segovia et al., 2003; Dransfield et al., 2008), tais como *B. maraja*, *B. gasipaes* (Silva et al., 2006), *A. acaule* Mart. (Corrêa et al., 2019) e *Elaeis guineensis* Jacq. (Luis et al., 2010). *Cocos nucifera*, nativa de hábitat quente e úmido, tem germinação adjacente ligular, contudo, os primeiros estágios da germinação ocorrem na parede fibrosa do fruto aderida à semente e não podem ser vistos sem a remoção do pericarpo (Meerow & Broschat, 2017).

Quanto aos aspectos foliares, segundo Henderson (2006), o número de catafilos é um traço diagnóstico, em que grupos ancestrais, como Coryphoideae, apresentam comumente catafilos simples. O número de catafilos pode estar relacionado à complexidade morfológica do eofilo. Geralmente, plântulas com catafilos simples desenvolvem eofilos inteiros, e plântulas com mais de um catafilo têm eofilos bifidos, palmados ou pinados (Henderson, 2006). A plântula de *B. maraja* desenvolve dois catafilos, diferente do observado em *B. gasipaes*, em que foram identificados três catafilos (bainhas) (Silva et al., 2006).

A morfologia das folhas primárias das palmeiras é caracterizada por modificações sucessivas na ontogênese, isto é, as folhas podem ser inteiras ou bifidas na fase plantular e tornam-se pinadas na fase adulta, além de evoluírem de pequenas e simples a grandes e compostas (Kahn & De Granville, 1992). Tais alterações morfológicas em plântulas e plantas jovens de espécies florestais podem ser bastante distintas na planta adulta, auxiliando, portanto, na correta identificação, mesmo em fase inicial de desenvolvimento (Arruda et al., 2017).

De maneira geral, as espécies de Arecoideae apresentam muita variação na morfologia das primeiras folhas, podendo apresentar eofilo digitado como em *Oenocarpus bacaba* (Queiroz & Bianco, 2009) e pinado como em *Euterpe precatoria* (Henderson, 2006) e espécies de Chamaedoreae (Dransfield et al., 2008). De acordo com Henderson (2006), em Cocoseae os eofilos são inteiros (Attaleinae e Elaeidinae) ou bifidos (Bactridinae). Sendo assim, as plântulas de *Attalea maripa* Mart. (Matos et al., 2017), *Butia capitata* (Mart.) Becc. (Magalhães et al., 2013), *Syagrus coronata* Becc. (Santos-Moura et al., 2016) e *Elaeis guineensis* (Henderson, 2006) têm eofilos inteiros. De outro modo, os eofilos em *Bactris* podem ser bifidos ou raramente

pinados (Dransfield et al., 2008), como em *B. gasipaes* (Silva et al., 2006) e *B. maraja*, que são bifidos. Entretanto, em *Aiphanes* os eofilos são bifidos somente no ápice (Borchsenius & Bernal, 1996). Em *Desmoncus* os eofilos tem, geralmente, um par de pinas (Henderson, 2011), mas em *D. costaricensis* foram diagnosticados dois pares de pinas (Dransfield et al., 2008).

O tecido de expansão observado na lâmina foliar tem a função de dobradiça nas folhas plissadas das palmeiras, onde cada faixa de células ocupa uma dobra da lâmina e inclui um grande feixe vascular (Tomlinson, 1990). Essas células comparam-se às células buliformes em Poaceae, cuja função motora auxilia no mecanismo de enrolamento e desenrolamento das folhas (Appezato-Glória & Carmello-Guerreiro, 2012). Em *A. acaule* o tecido de expansão sublinha a epiderme nas pregas foliares, e uma hipoderme esclerificada ocorre em feixes de fibras subepidérmicas (Corrêa et al., 2019). No eofilo de *E. guineensis* Jacq., esse tecido foi maior nas plântulas cultivadas em viveiro em relação às plântulas cultivadas in vitro, constatando a adaptação ambiental dessa estrutura (Luis et al., 2010).

Os feixes de fibras não lignificados, comumente dispersos no mesofilo foliar de palmeiras, representam adaptações ao estresse, proporcionando resistência e flexibilidade às folhas (Tomlinson, 1990), assim como os braquiesclereídeos observados no ápice do bordo do limbo de *B. killipii* Burret (Henderson, 2006), que, diferentemente de *B. maraja*, não interrompe a epiderme.

Feixes vasculares colaterais também foram diagnosticados nas folhas de outras palmeiras, como *Oenocarpus bacaba* Mart., *O. distichus* Mart., *O. mapora* Karst., *O. minor* Mart. (Silva & Potiguara, 2008) e *E. guineensis* (Luis et al., 2010). Feixes bicolaterais foram descritos em *Syagrus harleyi* Glass., *S. microphylla* Burret, *S. vagans* Hawkes, *S. werdermannii* Burret, *S. coronata* Becc., *S. flexuosa* Becc. (Leite & Scatena, 2001) e *B. gasipaes* (Batagin-Piotto et al., 2012).

Em palmeiras, os tricomas são raros no limbo, mas abundantes nas bainhas foliares, e há uma grande variação na família, embora algumas palmeiras careçam de tricomas (Tomlinson, 1990). Tricomas tectores foram vistos no limbo do eofilo e acúleos no pecíolo e no bordo foliar em *B. maraja*. Em *B. gasipaes* foram observados tricomas glandulares e acúleos (Batagin-Piotto et al., 2012). Nas plântulas desenvolvidas de *A. aculeatum* e *A. acaule*, acúleos (espinhos) projetam-se da epiderme dos catafilos, do pecíolo e do eofilo (Gentil & Ferreira,

2005; Corrêa et al., 2019). Os tricomas são apêndices de origem epidérmica relacionados com a proteção das plantas contra insetos, doenças e radiação ultravioleta, modulando a interceptação de fótons e a temperatura foliar, evitando, assim, a perda de água da superfície e do mesófilo foliar (Xiao et al., 2017). Entretanto, a água não é um fator limitante para espécies de ambiente hidromórfico, como *B. maraja*, cuja presença de tricomas pode estar relacionada à defesa das plântulas contra predadores.

Em relação à raiz, segundo Seubert (1998), dois grupos principais podem ser reconhecidos em Bactridinae conforme sua diversificação anatômica, onde as células do córtex externo na zona externa e interna são espessadas e sem taninos; mas, na zona do meio em *Acrocomia*, as células têm paredes finas, enquanto nos demais gêneros, essas células têm paredes grossas e taninos. Nos gêneros *Bactris*, *Desmoncus* e *Astrocaryum*, fibras solitárias, não lignificadas e com lúmen estreito, ocorrem na zona mais externa do córtex radicular, ao passo que em *Acrocomia*, essas células são substituídas por células mucilaginosas (Seubert, 1998). Ademais, espaços intercelulares esquizógenos e lisígenos podem se formar no córtex radicular, formando canais de ar, como observados em *B. maraja*, comuns nas monocotiledôneas, como Gramíneas, Cyperaceas e Areceaceas, principalmente, em plantas aquáticas (Rodrigues & Estelita, 2004).

A emissão dos primórdios foliares antes da raiz primária verificada em *B. maraja* está de acordo com o observado em *A. acaule*, cuja raiz primária começa a se diferenciar após o surgimento do primeiro catafilo e se estende somente quando o segundo catafilo ou o eófilo emergem (Corrêa et al., 2019). Em contrapartida, em *B. gasipaes*, o crescimento da parte aérea e radicular ocorre ao mesmo tempo, além do desenvolvimento de um sistema radicular complexo, com raízes adventícias e laterais diferenciadas (Silva et al., 2006). Nesse aspecto, a protrusão da raiz primária, usualmente, precede a dos catafilos, ainda que o seu alongamento seja tardio, como observada em *A. aculeatum* (Gentil & Ferreira, 2005), *Oenocarpus bacaba* (Queiroz & Bianco, 2009) e *Dypsis decaryi* Beentje e Dransf. (Bao et al., 2011). Tal evento pode ser decorrente da necessidade de captação de água pela plântula, vital para o metabolismo do embrião, especialmente do haustório (Queiroz & Bianco, 2009).

## Conclusões

O desenvolvimento inicial da plântula de *Bactris maraja* é moroso, irregular e variável, principalmente, nos primeiros estádios, podendo ser decorrente de dormência morfofisiológica, o que resulta em um processo germinativo longo até a independência das reservas do endosperma, sujeitando-a às condições adversas do ambiente por maior tempo. As estruturas identificadas e caracterizadas na germinação e na plântula de *B. maraja* auxiliam na sua correta identificação em campo e na diferenciação de espécies do gênero *Bactris*, contribuindo para ganhos taxonômicos para a família Areceaceae, conhecimento de espécies e conservação ecológica de palmeiras amazônicas.

## Agradecimentos

À Universidade Federal do Amazonas (UFAM), pela oportunidade de realizar a pesquisa; à Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Amazonas, pela concessão de bolsa de estudo; e ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico, pelo apoio financeiro. Ao Engenheiro Florestal Manoel Viana, técnico em anatomia vegetal do Laboratório de Botânica Agroflorestal da UFAM, pela realização dos cortes anatômicos.

## Referências

- Apezzato-da-Glória, B. & Carmello-Guerreiro, S. M. (ed.). **Anatomia vegetal**. Viçosa, MG: UFRV, 2012. 404 p.
- Arruda, Y. M. B. C. et al. Morfologia do fruto, das sementes e dos estádios iniciais de desenvolvimento de *Helicostylis tomentosa*. **Pesquisa Florestal Brasileira**, v. 37, n. 92, p. 525-533, 2017. <http://doi.org/10.4336/2017.pfb.37.92.1439>.
- Bao, F. et al. Morfologia do diásporo e da plântula de *Dypsis decaryi* (Jum.) Beentje & J. Dransf. (Areceaceae). **Revista Trópica**, v. 4, n. 3, p. 3-9, 2011. <http://doi.org/10.0000/rtcab.v4i3.302>.
- Batagin-Piotto, K. D. et al. Anatomical analysis of peach palm (*Bactris gasipaes*) leaves cultivated *in vitro*, *ex vitro* and *in vivo*. **Brazilian Journal of Botany**, v. 35, n. 1, p. 71-78, 2012. <http://doi.org/10.1590/S0100-84042012000100008>.
- Borchsenius, F. & Bernal, R. *Aiphanes* (Palmae). **Flora Neotropica**, v. 70, p. 1-94, 1996.
- Corrêa, M. M. et al. Morphological and anatomical characteristics and temporal pattern of initial growth in *Astrocaryum acaule* Mart. **Flora**, v. 253, p. 87-97, 2019. <http://doi.org/10.1016/j.flora.2019.03.005>.

- Dransfield, J. N. W. et al. **Genera Palmarum: the evolution and classification of palms**. Richmond: Royal Botanic Gardens; Kew Publishing, 2008. 732 p.
- Eiserhardt, W. L. et al. Phylogeny and divergence times of Bactridinae (Arecaceae, Palmae) based on plastid and nuclear DNA sequences. **Taxon**, v. 60, n. 2, p. 485-498, 2011. <http://doi.org/10.1002/tax.602016>.
- Franklin, G. L. A rapid method of softening wood for microtome sectioning. **Australian Journal of Botany**, v. 33, p. 393-408, 1946.
- Gentil, D. F. O. & Ferreira, S. A. N. Morfologia da plântula em desenvolvimento de *Astrocaryum aculeatum* Meyer (Arecaceae). **Acta Amazonica**, v. 35, n. 3, p. 337-342, 2005. <http://doi.org/10.1590/S0044-59672005000300005>.
- Henderson, A. A revision of *Desmoncus* (Arecaceae). **Phytotaxa**, v. 35, n. 1, p. 1-88, 2011.
- Henderson, A. et al. **Field guide to the palms of the Americas**. New Jersey: Princeton University Press, 1995. 502 p.
- Henderson, F. M. Morphology and anatomy of palm seedlings. **The Botanical Review**, v. 72, n. 4, p. 273-329, 2006. [http://doi.org/10.1663/0006-8101\(2006\)72\[273:MAAOPS\]2.0.CO;2](http://doi.org/10.1663/0006-8101(2006)72[273:MAAOPS]2.0.CO;2).
- JBRJ. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. **Bactris in Flora do Brasil 2020** em construção. Disponível em: <http://reflora.jbrj.gov.br/reflora/floradobrasil/FB15687>. Acesso em: 5 mar. 2020.
- Johansen, D. A. **Plant microtechnique**. New York: McGraw-Hill Book, 1940.
- Kahn, F. & De Granville, J. J. **Palms in forest ecosystems of Amazonia**. Berlin: Springer-Verlag, 1992. 226 p. (Ecological studies, 95).
- Leite, K. R. & Scatena, V. L. Anatomia do segmento foliar de espécies de *Syagrus* Mart. (Arecaceae) da Chapada Diamantina, Bahia, Brasil. **Sitientibus**, Série Ciências Biológicas, v. 1, n. 1, p. 3-14, 2001.
- Luis, Z. G. et al. Adaptability and leaf anatomical features in oil palm seedlings produced by embryo rescue and pre-germinated seeds. **Brazilian Journal of Plant Physiology**, v. 22, n. 3, p. 209-215, 2010. <http://doi.org/10.1590/S1677-04202010000300008>.
- Magalhães, H. M. et al. Structure of the zygotic embryos and seedlings of *Butia capitata* (Arecaceae). **Trees**, v. 27, n. 1, p. 273-283, 2013. <http://doi.org/10.1007/s00468-012-0797-1>.
- Matos, A. K. M. G. et al. Fruit morphotypes and seedling morphology of *Attalea maripa* (Aubl.) Mart. **Ciência Florestal**, v. 27, n. 3, p. 819-829, 2017. <http://dx.doi.org/10.5902/1980509828632>.
- Mazzottini-dos-Santos, H. C. et al. Roles of the haustorium and endosperm during the development of seedlings of *Acrocomia aculeata* (Arecaceae): dynamics of reserve mobilization and accumulation. **Protoplasma**, v. 254, n. 4, p. 1563-1578, 2017. <http://10.1007/s00709-016-1048-x>.
- Meerow, A. W. & Broschat, T. K. **Palm seed germination**. Florida: University of Florida cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, 2017. (Bulletin, 274). Available from: <http://edis.ifas.ufl.edu/ep238>. Access on: Apr., 27, 2020.
- Nascimento e Souza, J. et al. Ontogenesis and functions of saxophone stem in *Acrocomia aculeata* (Arecaceae). **Annals of Botany**, v. 119, n. 3, p. 353-365, 2017. <http://doi.org/10.1093/aob/mcw215>.
- Nazário, P. et al. Embryonic dormancy in seeds of *Bactris gasipaes* Kunth (peach-palm). **Journal of Seed Science**, v. 39, n. 2, p. 106-113, 2017. <http://doi.org/10.1590/2317-1545v39n2163507>.
- Nazário, P. & Ferreira, S. A. N. Emergência de plântulas de *Astrocaryum aculeatum* G. May. em função da temperatura e do período de embebição das sementes. **Acta Amazonica**, v. 40, n. 1, p. 165-170, 2010. <http://doi.org/10.1590/S0044-59672010000100021>.
- Neves, S. C. et al. Diaspore structure and germination ecophysiology of the babassu palm (*Attalea vitrivir*). **Flora**, v. 208, p. 68-78, 2013. <http://dx.doi.org/10.1016/j.flora.2012.12.007>.
- Orozco-Segovia, A. et al. Seed biology of palms: a review. **Palms**, v. 47, n. 2, p. 79-94, 2003.
- Queiroz, M. S. M. & Bianco, R. Morfologia e desenvolvimento germinativo de *Oenocarpus bacaba* Mart. (Arecaceae) da Amazônia Ocidental. **Revista Árvore**, v. 33, n. 6, p. 1037-1042, 2009. <http://doi.org/10.1590/S0100-67622009000600006>.
- Ribeiro, J. W. F. et al. Germination and morphology of seeds and seedlings of *Parkia gigantocarpa* Fabaceae: Mimosoidae. **Floresta**, v. 45, n. 2, p. 303-314, 2015. <http://dx.doi.org/10.5380/rf.v45i2.34504>.
- Rodrigues, A. C. & Estelita, M. E. Anatomia da raiz de *Cyperus giganteus* Vahl (Cyperaceae) em desenvolvimento. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 27, n. 4, p. 629-638, 2004. <http://doi.org/10.1590/S0100-84042004000400003>.
- Rodrigues, J. K. et al. Aspectos biométricos, morfoanatômicos e histoquímicos do pirênio de *Bactris maraja* (Arecaceae). **Rodriguésia**, v. 66, n. 1, p. 75-85, 2015. <http://doi.org/10.1590/2175-7860201566105>.
- Rubio Neto, A. et al. Dormancy breaking in macaw palm [*Acrocomia aculeata* (Jacq.) Loddiges ex Mart.] seeds. **Acta Scientiarum**, v. 36, n. 1, p. 43-50, 2014. <http://doi.org/10.4025/actasciagron.v36i1.13220>.
- Santos-Moura, S. S. et al. Morphology of fruits, diaspores, seeds, seedlings, and saplings of *Syagrus coronata* (Mart.) Becc. **Bioscience Journal**, v. 32, n. 3, p. 652-660, 2016. <http://doi.org/10.14393/BJ-v32n3a2016-32829>.
- Seubert, E. Root anatomy of palms: IV. Arecoideae, part 1, general remarks and descriptions on the roots. **Feddes Repertorium**, v. 109, n. 1-2, p. 89-127, 1998. <http://doi.org/10.1002/fedr.19981090114>.
- Silva, R. J. F. & Potiguara, R. C. V. Aplicações taxonômicas da anatomia foliar de espécies amazônicas de *Oenocarpus* Mart. (Arecaceae). **Acta Botanica Brasilica**, v. 22, n. 4, p. 999-1014, 2008. <http://doi.org/10.1590/S0102-33062008000400011>.
- Silva, V. L. et al. Morfologia e avaliação do crescimento inicial de plântulas de *Bactris gasipaes* Kunth. (Arecaceae) em diferentes substratos. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 28, n. 3, p. 477-480, 2006. <http://doi.org/10.1590/S0100-29452006000300030>.
- Tomlinson, P. B. **The structural biology of palms**. New York: Oxford University Press, 1990. 492 p.
- Xiao, K. et al. Trichome, a functional diversity phenotype in plant. **Molecular Biology**, v. 6, n. 1, p. 183, 2017. <http://doi.org/10.4172/2168-9547.1000183>.