



UNIVERSIDADE DO ESTADO DA BAHIA -UNEB
DEPARTAMENTO DE EDUCAÇÃO – DEDC VIII
COLEGIADO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
LICENCIATURA EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS

ELLIE JOSÉ PEREIRA

ANATOMIA FOLIAR COMPARADA DE LICURIZEIRO
(*Syagrus coronata* (Mart.) Becc.) CULTIVADO *IN VITRO*, *EX*
VITRO* E *IN VIVO

PAULO AFONSO - BAHIA

2022

ELLIE JOSÉ PEREIRA

**ANATOMIA FOLIAR COMPARADA DE LICURIZEIRO
(*Syagrus coronata* (Mart.) Becc.) CULTIVADO *IN VITRO*, *EX*
VITRO E *IN VIVO***

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao
Colegiado do Curso de Licenciatura em Ciências
Biológicas da Universidade do Estado da Bahia como
parte dos requisitos à obtenção do título de Licenciado
em Ciências Biológicas.

Orientadora:

Profa. Dra. Franciane Tavares Braga

PAULO AFONSO - BAHIA

2022

FICHA CATALOGRÁFICA
Sistema de Bibliotecas da UNEB

PEREIRA, ELLIE JOSÉ

ANATOMIA FOLIAR COMPARADA DE LICURIZEIRO (*Syagrus coronata* (Mart.) Becc.) CULTIVADO IN VITRO, EX VITRO E IN VIVO /
ELLIE JOSÉ PEREIRA. - Paulo Afonso, 2022.
39 fls : il.

Orientador(a): FRANCYANE TAVARES BRAGA.

Inclui Referências

TCC (Graduação - Ciências Biológicas) - Universidade do Estado da Bahia.
Departamento de Educação. Campus VIII. 2022.

1. ANATOMIA VEGETAL. 2. MONOCOTILEDÔNEAS .
3. MICROPROPAGAÇÃO.

CDD: 581

PÁGINA DE APROVAÇÃO

ELLIE JOSÉ PEREIRA

ANATOMIA FOLIAR COMPARADA DE LICURIZEIRO (*Syagrus coronata* (Mart.) Becc.) CULTIVADO *IN VITRO*, *EX VITRO* E *IN VIVO*

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao
Colegiado do Curso de Licenciatura em Ciências
Biológicas da Universidade do Estado da Bahia
como parte dos requisitos à obtenção do título de
Licenciado em Ciências Biológicas.

Aprovado em: 06/ 12/ 2022

BANCA EXAMINADORA



Profa. Dra. Nadja Santos Vitória
Universidade do Estado da Bahia
(Examinadora)



Profa. Dra. Wbaneide Martins de Andrade
Universidade do Estado da Bahia
(Examinadora)



Profa. Dra. Franciane Tavares Braga
Universidade do Estado da Bahia
(Orientadora e Presidente da Banca)

PAULO AFONSO – BAHIA

2022

Dedico esta monografia à minha querida avó Maria Inês Pereira (*in memoriam*), cuja presença foi essencial na minha vida.

AGRADECIMENTOS

À Vida, nas suas mais diversas manifestações, materiais e espirituais, que nos surpreendem a cada novo amanhecer.

Os agradecimentos, inquestionavelmente, mais emotivos são destinados para as minhas mães, M^a Ceíça Fulorence Pereira e M^a Inês Pereira (*In memoriam*), por acreditar nas minhas capacidades, por testemunhar o meu esforço e empenho, pois sem o apoio diário delas, jamais seria possível.

Agradeço a todos meus familiares, em especial, minhas tias Cleidiane Pereira e M^a Cleide Pereira, que foram sempre muito compreensivos pelas inúmeras vezes em que estive ausente e em algumas vezes impaciente, no entanto, se mantiveram ao meu lado, confortando meu coração com muito amor e carinho, me apoiando em toda essa jornada.

Aos meus irmãos, Alvaro Pereira e Cleivaly Pereira, por estarem presentes, mesmo à distância, me apoiando, incentivando, sendo companheiros. Obrigado por acreditarem em mim, tenho certeza que não chegaria até aqui sem o incentivo de vocês.

À minha amiga, Thaís Teixeira pelos lindos momentos que passamos juntos, por todos os conselhos, conversas e risadas e, além de tudo, pelo companheirismo e carinho.

Ao meu imensurável amigo, Vitor Santos, a quem agradeço pelo carinho, afeto, disponibilidade, por partilhar momentos e experiências, por reacender em mim a confiança e vontade de seguir em frente, mesmo diante as adversidades. Obrigado por estar comigo em várias situações da minha vida acadêmica e pessoal.

Agradeço imensamente a Professora Franciane Tavares pela orientação, competência e tempo dedicado a mim, obrigado por todas as vezes que nos reunimos, pelas palavras de incentivo e conforto que me estimularam a chegar até aqui, a considero um exemplo de pesquisadora, docente, e principalmente, um ser humano de muita luz.

Agradeço a Professora Wbaneide de Andrade e a Professora Nadja Santos pela disponibilidade e contribuições no meu trabalho de conclusão de curso. Assim como, durante a minha trajetória no curso de Biologia.

À minha querida mestra, Michele Souza, por todo o ensinamento, orientações, conversas, risadas, por sempre estar a disposição para me auxiliar no que fosse necessário. Grato por conhecer uma pessoa tão radiante e companheira.

Aos meus colegas do laboratório de Anatomia e Fisiologia Vegetal, por todos os momentos juntos, em especial à Jozilene Lima, pelas conversas, companheirismo. E, à Beatriz Siqueira, pela ajuda nos experimentos.

Aos meus companheiros de vida acadêmica, Milena Moraes, Patrick Avelino, Jéssica Maria por toda contribuição durante os últimos anos, pelo companheirismo em momentos de angústia, pela preocupação e amizade.

Agradeço ao meu amigo Denner Lopes, pela amizade e disponibilidade para me ouvir, por estar comigo em momentos que tanto precisei na reta final do curso.

Aos funcionários da Universidade do Estado da Bahia, Campus VIII, em especial, Antônio Fernando Gonçalves e a Jaqueline Viana da Silva pelas conversas, apoio e auxílio quando foi necessário.

Por fim, gostaria de manifestar a minha sincera e profunda gratidão e apreço a todos aqueles que, de uma forma direta ou indireta, me ajudaram ao longo da minha graduação, onde me fizeram ver que a força que reside na união é um bem essencial que possibilita ultrapassar os desafios que surgem de forma a tingir o sucesso nas várias etapas que a vida vai proporcionando.

Muito obrigado!

“Vencer a si próprio é a maior das vitórias.”

- PLATÃO

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. <i>Syagrus coronata</i> . (a) Licurizeiros, (b) Inflorescência, (c) Frutos verdes, (d) Frutos maduros.....	16
Figura 2. Licurizeiro como Forófito. (a) <i>Vanilla palmarum</i> , (b) <i>Polypodium persicifolium</i>	19
Figura 3. Etapas da micropropagação. (a) Frutos coletados, (b) Retirada dos embriões, (c) desinfestação dos embriões, (d) Licuri micropropagado.....	22
Figura 4. Etapas da Pré-aclimatização. (a) Plântulas cobertas com saco plástico. (b) Plântulas com 45 dias.....	23
Figura 5. Espessuras dos tecidos foliares de <i>Syagrus coronata</i> cultivadas <i>in vitro</i> , <i>ex vitro</i> e <i>in vivo</i>	25
Figura 6. Fotomicrografias de seções transversais de folhas, objetiva (10X), de licurizeiro cultivadas <i>in vitro</i> (A), <i>ex vitro</i> (B), <i>in vivo</i> (C), evidenciando as estruturas adaxial, abaxial e mesofilo.....	26
Figura 7. Subepiderme sem tecido de sustentação em folhas de licuri cultivadas <i>in vitro</i> (A), Formação de esclerênquima em plantas <i>ex vitro</i> (B) e formação acentuada de esclerênquima em plantas <i>in vivo</i> (C).....	27
Figura 8. Secções transversais da nervura central de folhas de licurizeiro cultivadas <i>in vitro</i> (A); em <i>ex vitro</i> (B) e <i>in vivo</i> (C), evidenciando o xilema, o floema e a presença do esclerênquima.....	28
Figura 9. Anatomia foliar de <i>Syagrus coronata</i> . Seções transversais; destacando as células buliformes em grande quantidade nas folhas <i>in vitro</i> (A); Diminuição evidente nas cultivadas <i>ex vitro</i> (B) e organização no eixo central em licuri <i>in vivo</i> (C).....	29
Figura 10. Estômatos do tipo tetracítico presente em todos os ambientes.....	30

RESUMO

Syagrus coronata (Mart.) Becc. (Arecaceae) (Licurizeiro), é uma palmeira de extrema importância ecológica e socioeconômica, com distribuição na região semiárida do Brasil. Com dificuldades na propagação natural, devido à dormência em seu fruto, a micropropagação torna-se viável para espécie. Neste contexto, foram comparadas por meio de análises anatômicas, folhas de Licurizeiros cultivadas *in vitro*, *ex vitro* e *in vivo*. Os frutos coletados, foram beneficiados com a retirada da polpa e quebra do endosperma, para que os embriões fossem isolados em meio de cultura, sendo mantido por 90 dias em ambiente com luminosidade e temperatura controlados. As plantas *ex vitro* foram cultivadas em vasos contendo vermiculita, e cobertos com saco plástico por 45 dias, sendo que no 15º dia iniciou-se a perfuração nos sacos, permanecendo nas mesmas condições laboratoriais da cultura *in vitro*. Já as folhas de Licurizeiro *in vivo* foram coletadas na região do povoado Juá, em Paulo Afonso, Bahia. Utilizou-se cinco folhas por ambiente de cultivo e cinco cortes por folha, totalizando 25 repetições. Seções foram clarificadas em hipoclorito de sódio 20% (v/v), por um período de 3 a 5 minutos. A coloração foi realizada com azul de toluidina a 1% e para a montagem das lâminas semipermanentes foi utilizada água glicerinada 50% (v/v). Fotomicrografias foram utilizadas para as realizações das análises e descrições das estruturas. A morfometria da epiderme adaxial, abaxial e mesofilo foram realizadas com auxílio do software LeicaPro. Os dados avaliados, foram submetidos a análise de variância, comparando-se as médias pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade, utilizando-se o software estatístico Sisvar 5.6. Os resultados apresentaram diferenças quanto aos tecidos que compõe o mesofilo. Observou-se que para todos os ambientes, as folhas são hipostomáticas, com estômatos do tipo tetracítico, células epidérmicas com paredes celulares lisas, epidermes unisseriadas, hipoderme também unisseriada e células buliformes próximas aos tecidos condutores, mesofilo do tipo homogêneo, característicos de monocotiledôneas. Observou-se, que nas plantas *in vitro* pouco tecido de sustentação do tipo esclerênquima na subepiderme, já nas folhas *ex vitro*, verificou-se início de formação e tecido completamente formado e bem desenvolvido em plantas *in vivo*. Quanto ao sistema vascular, observa-se para todos os ambientes, xilema e floema, sendo que nervura central em folhas *in vivo*, verificou-se um sistema vascular mais desenvolvido e com vários vasos. Quanto as análises morfométricas, observou-se diferenças estatísticas somente para a espessura do mesofilo, onde folhas *in vivo*, como já esperado, apresentou maior espessura. Conclui-se que os diferentes ambientes, não alteram as espessuras e características anatômicas das epidermes das folhas de Licuri. O mesofilo das folhas de plantas *in vivo* é mais espesso, com maior desenvolvimento de tecido de sustentação do tipo esclerênquima subepidérmico. Folhas *in vivo*, demonstram maior adaptação de seus tecidos ao ambiente com maior luminosidade.

Palavras-chave: Caatinga; Palmeira; Biodiversidade; Endemismo; semiárido.

ABSTRACT

Syagrus coronata (Mart.) Becc. (Arecaceae) (Licurizeiro), is a palm tree of extreme ecological and socioeconomic importance, with distribution in the semi-arid region of Brazil. With difficulties in natural propagation, due to dormancy in its fruit, micropropagation becomes viable for the species. In this context, leaves of Licurize trees cultivated in vitro, ex vitro and in vivo were compared through anatomical analysis. The collected fruits were processed by removing the pulp and breaking the endosperm, so that the embryos were isolated in culture medium, and kept for 90 days in an environment with controlled light and temperature. The ex vitro plants were grown in pots containing vermiculite and covered with plastic bags for 45 days, and on the 15th day the bags were perforated, remaining under the same laboratory conditions as in vitro culture. The licurize leaves in vivo were collected in the region of Juá village, in Paulo Afonso, Bahia. Five leaves were used per culture environment and five sections per leaf, totaling 25 repetitions. Sections were clarified in 20% (v/v) sodium hypochlorite for a period of 3 to 5 minutes. Staining was performed with 1% toluidine blue and 50% (v/v) glycerinated water was used to mount the semi-permanent slides. Photomicrographs were used for the analysis and description of the structures. The morphometry of the adaxial and abaxial epidermis and mesophyll were performed with the aid of LeicaPro software. The evaluated data were submitted to variance analysis, comparing the means by the Tukey test at 5% probability, using the statistical software Sisvar 5.6. The results showed differences regarding the tissues that compose the mesophyll. It was observed that for all environments, the leaves are hypostomatic, with tetracyclic stomata, epidermal cells with smooth cell walls, uniseriate epidermis, hypodermis also uniseriate and buliform cells near the conducting tissues, homogeneous mesophyll, characteristic of monocots. It was observed that in the in vitro plants there was little supporting tissue of the sclerenchyma type in the subepidermis, while in the ex vitro leaves, the beginning of formation and fully formed and well developed tissue were observed in vivo plants. As for the vascular system, xylem and phloem were observed in all environments, with the central vein in leaves in vivo showing a more developed vascular system and with several vessels. As for the morphometric analyses, statistical differences were observed only for the mesophyll thickness, where leaves in vivo, as expected, showed greater thickness. It is concluded that the different environments do not alter the thickness and anatomical characteristics of the epidermis of Licuri leaves. The mesophyll of the leaves of in vivo plants is thicker, with greater development of support tissue of the subepidermal sclerenchyma type. Leaves in vivo, demonstrate greater adaptation of their tissues to the environment with higher luminosity.

Keywords: Caatinga; Palm; Biodiversity; Endemism; semiarid

Sumário

1 INTRODUÇÃO	13
2 REFERENCIAL TEÓRICO	15
2.1 <i>Arecaceae</i>	15
2.2 <i>Syagrus coronata</i> (Mart.) Becc.	16
2.2.1 Distribuição geográfica de <i>Syagrus coronata</i> (Licurizeiro)	17
2.2.2 Importância socioeconômica	17
2.2.3 Importância ecológica	18
3 METODOLOGIA	21
3.1 Cultivo <i>in vitro</i>	21
3.2 Pré-Aclimatização (<i>ex vitro</i>)	22
3.3 Material <i>in vivo</i>	23
3.4 Anatomia Foliar de Licurizeiro	24
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	24
5 CONCLUSÃO	32
REFERÊNCIAS	33

1 INTRODUÇÃO

A biodiversidade do Brasil é composta por seis domínios fitogeográficos: Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica, Pantanal e Pampas. Dentre eles, a Caatinga é o único exclusivamente brasileiro, tem ocorrência em todos os estados do nordeste e no norte de Minas Gerais, onde o clima semiárido é predominante, com precipitação anual de 800mm (SOUZA; ARTIGAS; LIMA, 2015).

A caatinga possui solo, clima, temperatura característico da região, com isso, a heterogeneidade florística torna-se presente. Além disso, é caracterizada por extensas superfícies planas com altitude de aproximadamente 500m revestidas por florestas secas e vegetação arbustiva, cujas folhas são perdidas durante a estação seca (TABARELLI *et al.*, 2018).

Embora grande parte da caatinga ainda esteja inexplorada ou pouco estudada, pode-se afirmar que ocorra mais de 3.150 espécies, organizados em 950 gêneros e 152 famílias de angiospermas (FERNANDES; QUEIROZ, 2018). Sendo que esses dados também incluem a ocorrência de 29 gêneros endêmicos, que possuem distribuição restrita na região.

Dentre as espécies, o *Syagrus coronata* (Mart.) Becc. (Arecaceae), é uma palmeira frutífera endêmica da Caatinga, que apresenta-se como grande potencial econômico em diversos segmentos, destacando o ramo alimentício, ornamental e paisagístico, devido ao seu nível de adaptabilidade a regiões semiáridas (LORENZI 2010; DRUMONT 2007).

Nesse contexto, evidencia a utilização de todas as estruturas do Licurizeiro, incluindo principalmente sua incorporação em produtos nutricionais, como óleos vegetais, assim como, na indústria têxtil e na medicina, além de fornecer material para produção de biocombustível, caracterizando o seu grande potencial econômico (DRUMOND 2007; RUFINO *et al.*, 2008). Além de garantir o principal alimento para manutenção e crescimento da Arara Azul de Lear (*Anodorhynchus leari* Bonaparte, 1856), ave nativa e endêmica da Ecorregião Raso da Catarina, que devido ao extrativismo do seu principal alimento, o Licuri, causado principalmente pelo avanço da agricultura e pecuária, está em risco de extinção (ROCHA, 2005).

Quanto ao aspecto reprodutivo, as palmeiras apresentam fatores que impedem seu cultivo em larga escala na natureza, como irregularidades germinativas, oriundas de sementes que possuem dormência tegumentar que os impedem de germinar, aliados também à fatores ambientais favoráveis e internos, inerentes ao embrião, podendo estes atuar por si só ou em interação, os fatores internos, que mais se destacam à germinação, são os hormônios e as substâncias inibidoras não hormonais (CAIXETA, 2018).

Diante das dificuldades encontradas na propagação sexuada, uma alternativa para a obtenção de mudas da espécie em grande escala e em um curto período, encontra-se na micropropagação *in vitro*. Esta técnica de propagação assexuada para espécies que apresentam barreiras relacionadas à dormência e outros fatores, permite a aquisição de mudas em períodos curtos, homogêneas e limpas de fitopatógenos (TZEC-SIMÁ *et al.*, 2006).

Embora eficaz, a cultura de tecidos pode alterar as identidades anatômicas e fisiológicas de espécies micropropagadas *in vitro* (MACIEL *et al.*, 2014), o desenvolvimento normal de uma planta pode ser afetado, principalmente quanto a aspectos anatômicos, quando estas são cultivadas fora do seu ambiente natural (CASTRO, 2003). A avaliação decorrente das condições de cultura *in vitro* é uma base para a compreensão do processo de adaptação da espécie, assim como fator importante para o estabelecimento de um manejo eficiente para a condução de sistemas de produção viáveis (SANTIAGO *et al.*, 2001).

Fatores como alta umidade relativa no interior do recipiente e baixa irradiância no cultivo *in vitro* podem provocar alterações significativas estruturais e funcionais nos tecidos, levando à incapacidade, principalmente no controle de perda de água, quando submetidas às condições adversas do ambiente natural (BRAGA *et al.*, 2010), o que pode correlacionar aos índices baixos de sobrevivência na etapa de aclimatização, com isso, por meio de análises anatômicas torna-se possível comparar o desenvolvimento de tecidos e estruturas adaptativas da planta.

Diante a importância socioambiental e econômico do licuri, assim como, ao fato da literatura possuir poucas pesquisas realizadas com essa espécie, a sua caracterização da anatomia foliar relacionadas a respostas fisiológicas quando propagadas *in vitro*, *ex vitro* e *in vivo* é de fundamental importância para o estabelecimento da micropropagação e conservação *in vitro* do *Syagrus coronata*.

Portanto, objetivou-se com o trabalho, caracterizar e comparar a anatomia foliar de Licurizeiro cultivados *in vitro*, *ex vitro* e *in vivo*.

2 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 *Arecaceae*

A biologia evolutiva das palmeiras (*Arecaceae*) é provavelmente mais estudada nas últimas décadas, comparando-se com outras plantas de tamanho comparável. Estudos filogenéticos datam vestígios e diversificação desse grupo desde o cretáceo superior sendo encontradas em diversas regiões do mundo, com ampla distribuição geográfica, em ambientes tropicais e áridos, devido a sua alta capacidade de adaptação a climas adversos (MATSUNAGA *et al.*, 2019). Atualmente, a família *Arecaceae* compreende cerca de 2.600 espécies classificadas em cinco subfamília e 180 gêneros (BAKER; DRANSFIELD, 2016).

No Brasil ocorrem naturalmente 37 gêneros e cerca de 300 espécies (FLORA DO BRASIL, 2020). Dentre os gêneros encontrados em território brasileiro, destaca-se o gênero *Syagrus*, de ocorrência na região semiárida do Nordeste, que apresenta maior representatividade numérica em espécies catalogadas (HENDERSON; MEDEIROS, 2006). Na Bahia, estão descritos 15 gêneros, 65 espécies, seis híbridos e uma variedade (NOBLICK, 1991; CREPALDI *et al.*, 2004; LORENZI *et al.*, 2010).

As espécies da família *Arecaceae* apresentam fenótipos diferenciados e característico como a presença de bráctea peduncular, inflorescência fechada por espata, caule no formato de estipe com cicatrizes foliares e folhas geralmente pinadas (SODRE, 2005; SOUZA; LORENZI, 2008; LORENZI *et al.*, 2010). Por vez, o fruto possui um rico poder nutricional em lipídios, carboidratos e proteínas, alguns frutos e estipes podem apresentar em sua estrutura espinhos e fibras (CREPALDI *et al.*, 2001; SUNDRAM *et al.*, 2003; LORENZI *et al.*, 2010).

Muitas espécies de palmeiras frutificam ao longo de todo o ano ou quando outras espécies vegetais não estão frutificando (NOBLICK, 1991). Por este motivo, espécies dessa família são as principais fontes de alimentação para muitos animais. Um estudo realizado no sudeste do Brasil demonstra uma forte interação entre uma palmeira com polpa de frutas carnudas e roedores de sementes e dispersores (GUIMARÃES *et al.*, 2005). A defaunação causada por perda de habitat e caça resulta em uma baixa densidade de mudas e *Arecaceae* jovens, tendo em vista que são os principais dispersores de sementes na natureza (GALETTI *et al.*, 2006).

Muitas *Arecaceae*, além da sua contribuição ecológica nos serviços ambientais, apresentam grande importância econômica pelos diferentes produtos por elas obtidos; fato que levou muitas espécies a um status de conservação vulnerável. Muitas espécies são conhecidas

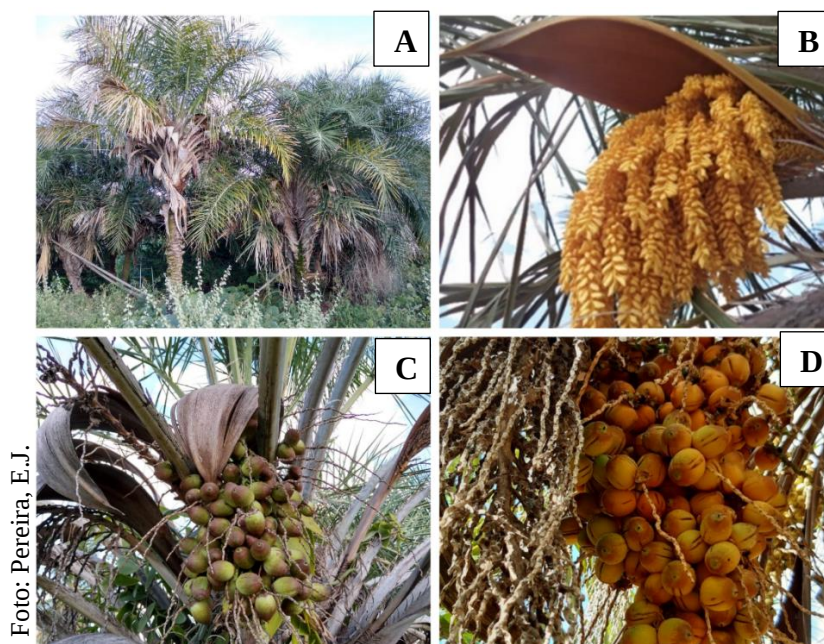
popularmente devido ao potencial econômico, além dos produtos obtidos pela família, todas apresentam um potencial ornamental, sendo muito utilizadas em paisagismo (LORENZI *et al.*, 2010).

No entanto, mesmo com enorme potencial adaptativo a uma ampla diversidade de condições de solo e temperaturas, elas também podem se adaptar a solos ácidos e estéreis de areia (CREPALDI *et al.*, 2004). Alguns estudos, discorrem que muitas espécies de Arecaceae encontram-se ameaçadas pelo processo de fragmentação de habitats e diminuição do recrutamento de plântulas (SCARIOT, 1999), competição com espécies invasoras e ações antrópicas, oriundas da expansão de cultivares e o consumo não-sustentável, sendo imprescindíveis e urgentes estudos de manejo e conservação para espécies da família.

2.2 *Syagrus coronata* (Mart.) Becc.

A espécie foi descrita inicialmente por Martius em 1826 como *Cocos coroado*, posteriormente, como *Cocos quinquefaria* Barbosa Rodrigues, em 1900, e, em 1916, foi inserido no gênero *Syagrus* por Beccari, sendo nomeado como *Syagrus coronata* (Mart.) Becc. (GOVAERTS, 2015). Conhecido pela sua relevância no nordeste do Brasil, o Licurizeiro (Figura 1), é uma monocotiledônea da ordem Arecales, família, Arecaceae, subfamília Arecoideae, tribo Cocosea e gênero *Syagrus* (DRANSFIELD, 2005).

Figura 1: *Syagrus coronata*. (a) Licurizeiros, (b) Inflorescência, (c) Frutos verdes, (d) Frutos maduros.



Esta palmeira é constituída por um “leque” de folhas formando uma coroa, com presença de bainha espessa e pecíolos longos, característica presente em palmeiras do gênero *Syagrus*, caule em formato de estipe que pode atingir cerca de 10 metros de altura e 25 de diâmetro (NOBRICK, 1986). Por vez, sua inflorescência de cor amarela, forma cachos que surgem entre os meses de dezembro e março, produzindo frutos de cor alaranjado ao atingir sua maturação, distribuídos em cachos com aproximadamente 1070 frutos (LUGARINI *et al.*, 2012; SANTOS-MOURA *et al.*, 2016; NOBLICK *et al.*, 2020).

2.2.1 Distribuição geográfica de *Syagrus coronata* (Licurizeiro)

O Licurizeiro tem uma distribuição que se estende desde o litoral nordestino, na restinga, até regiões mais secas na caatinga, sendo presente desde o norte de Minas Gerais até o sul de Pernambuco. É uma das poucas palmeiras que sobrevive na região árida da caatinga, mas apresentando-se mais adaptadas às regiões de transição (NOBLICK, 2017). A Bahia é o estado onde há a maior concentração das populações de *S. coronata*, com ênfase para os municípios de Itiúba, Maracás, Milagres, Monte Santo, Santa Teresinha e Senhor do Bonfim (DRUMOND, 2007).

Em 1960, a comissão de Planejamento Econômico da Bahia desenvolveu estudos sobre o potencial econômico do *S. coronata*, sendo registrado cerca de cinco bilhões de Licurizeiros, com densidade média de 200 palmeiras por hectare, dependendo da área de ocorrência (CPE, 1961). Todavia, a densidade populacional está sofrendo uma diminuição, especialmente na Bahia, onde havia um maior adensamento de palmeiras por hectare, chegando hoje a ter em média 94 palmeiras por hectare e, em regiões do norte da Bahia em média 4 palmeiras por hectare (Santos-Neto & Camandaroba 2008).

2.2.2 Importância socioeconômica

O *Syagrus coronata* é uma palmeira de elevado valor para o sertão nordestino, uma vez que pode ser aproveitado todas as partes da planta, além de possuir capacidade adaptativa aos longos períodos de seca na região (DRUMMOND, 2007; RAMALHO 2008). A população do semiárido brasileiro a utiliza em diversas atividades gastronômicas, artesanais, na alimentação de animais em períodos de estiagem prolongada (LORENZI *et al.*, 2004; RAMALHO, 2008).

Desse modo, podem ser descritos alguns materiais e alimentos produzidos a partir do licurizeiro: das folhas, obtém-se chapéus, vassouras, esteira e na construção de casas para os

animais. O fruto, por sua vez, bastante utilizado na culinária local na produção de cocadas, cuscuz, óleo (DRUMOND, 2007; ANTONIASSI *et al.*, 2021). Além da cera, obtida das folhas para a produção de graxa para sapatos, móveis, e pintura para automóveis; é uma das plantas produtoras de óleos que podem ser utilizadas na produção do biodiesel (ARAÚJO *et al.*, 2019)

Em decorrência da importância para a população do nordeste brasileiro, o licurizeiro têm sido muito utilizados, no entanto, com a exploração desenfreada de forma extrativista, levando-o a redução das populações nativas. Além disso, a adoção de práticas como queimadas e pastoreio dificulta a permanência e regeneração da espécie em sua área natural de ocorrência. (ROCHA, 2009).

Este declínio populacional ocasionou a proteção legal do *S. coronata* com a promulgação do Decreto-Lei de 17 de setembro de 1941, o qual designou o Serviço de Defesa do Licurizeiro, ao mesmo tempo, criou-se as normas de manejo, no intuito de fazer uso da palmeira de forma racional (CPE 1961), provavelmente por causa da ocorrência de grandes ações extrativistas para extração de óleo e cera do *S. coronata* na década de 30 e início da década de 40 (ROCHA, 2009). Entretanto, tal decreto de proteção não foi suficiente para minimizar a exploração indiscriminada, pois ainda até os dias atuais vem sendo amplamente explorada, o que causa a destruição dos licurizais naturais e redução das populações desta espécie (DRUMOND, 2007).

Essa situação certamente contribuiu para uma ação do Instituto Brasileiro de Meio Ambiente – IBAMA, que considerou a importância socioambiental da palmeira, publicando a Instrução Normativa nº 147/07, a qual proíbe o corte do *Syagrus coronata*. Esta foi revogada pela Instrução Normativa nº 191/08 que proíbe o corte do licurizeiro nas áreas de ocorrência natural, permitindo a coleta de frutos e folhas desde que não coloque em risco a sobrevivência da palmeira (LUGARINI *et al.*, 2012). Tal medida de proteção à espécie impediram a mesma de ser incluída na lista de Espécies Vulneráveis em situação de risco da União Internacional de Conservação da Natureza sendo enquadrada como pouco preocupante, sugerindo práticas sustentáveis e manutenção da espécie (IUCN, 2019).

2.2.3 Importância ecológica

Syagrus coronata tem irrefutável importância ecológica devido ao grande adensamento populacional, ao uso na alimentação de animais silvestres e da população humana, bem como suporte para várias espécies de vegetais (RAMALHO 2008; OLIVEIRA *et al.* 2015). Constitui

uma importante fonte de recursos, principalmente, na Caatinga, uma vez que produz esses recursos o ano inteiro, mesmo em períodos de seca (DRUMOND, 2007).

Esta palmeira é importante para permanência e manutenção da população nativa das aves *Anodorhynchus lear* Bonaparte, 1856 (arara-azul-de-lear), ameaçada de extinção, haja vista que seus frutos são o principal componente da alimentação dessas aves (LUGARINI *et al.* 2012).

Além disso, devido sua estrutura ser formada por um imbricado de folhas com pecíolos persistentes e bainhas largas, favorece a colonização de plantas epífitas nas suas bainhas (Figura 2) (MARINHO – FILHO, 1992). Isso ocorre, por que sua estrutura favorece o acúmulo de matéria orgânica, sementes transportadas pelo vento e água durante o período chuvoso. Diante disso, oferece condições adequadas para que propágulos consigam se desenvolver.

Figura 2: Licurizeiro como Forófito. (a) *Vanilla palmarum* Lindl., (b) *Polypodium persicifolium* Desv..



2.3 Anatomia das folhas e a luz

As folhas, são estruturas oriundas das expansões do caule, tem estrutura e fisiologia bastante variáveis, sendo a parte responsável em absorver a luz, tendo assim maior interação e exposição às variações ambientais (EVERT, 2006), variando em sua estrutura, tanto entre indivíduos quanto entre espécies (APPEZZATO DA GLORIA, 2003). Com isso, é possível observar e analisar alterações em suas características em vários níveis de desenvolvimento (CASTRO; PAIVA, 2009).

Desse modo, quando submetidas a diferentes intensidades luminosas, as folhas podem sofrer alterações na composição dos pigmentos fotossintéticos (GONCALVES *et al.*, 2001; REGO; POSSAMAI, 2006). Além das alterações na anatomia foliar, podem evidenciar que a fotossíntese ocorre em quaisquer condições ambientais extremas (PAIVA *et al.*, 2003; BERLYN, 2010). A luminosidade tem influência direta na estrutura e anatomia foliar (JOHNSON *et al.*, 2005; KIM *et al.*, 2005). Isto causa efeitos no desenvolvimento, tamanho e na espessura da folha (ARANDA *et al.*, 2004).

Em geral, as folhas, devido a sua plasticidade, podem elucidar como ocorre o ajuste dos seus fenótipos, de forma sutil, para que suas funções sejam mantidas em condições com diferentes níveis de luminosidade (GONÇALVES *et al.*, 2005). Esta especialização dos órgãos fotossintetizantes à radiação solar permite que as espécies se adaptem facilmente em ambientes de transição ou instáveis, com resistência às condições luminosas e estas mudanças podem resultar em um aumento de tolerância ambiental para a planta (LAMBERS; CHAPIN; PONS, 2008).

Sendo assim, as folhas podem alterar o posicionamento dos cloroplastos, para controlar a absorção de luz, prevenindo dos danos causado que o excesso de luz possa causar (TAIZ; ZEIGER, 2004). Nos tecidos do mesófilo, principalmente, o parênquima paliádico vai garantir a instabilidade e eficiência da absorção da luz (BRANT *et al.*, 2011). Em folhas que se desenvolvem em ambientes mais sombreados, o parênquima paliádico é menos espesso, há um menor número e/ou tamanho das células, há também uma maior proporção de espaços intercelulares (GOBBI *et al.*, 2011).

Por vez, os estômatos regulam as trocas gasosas nas folhas. A luz vai controlar a abertura e fechamento da estrutura estomática, sendo que, quanto maior a intensidade luminosa, maior vai ser a densidade estomática, efeito considerado uma adaptação a maior captação de CO₂, evitando que a fotossíntese ocorra em situações ambientais adversas (LIMA JUNIOR *et al.*, 2005).

Segundo Hazakari (2006) em algumas plantas cultivadas *in vitro* os estômatos sofre alterações estruturais significativas, Aoyama (2010), ressalta que nesse método de cultivo a estrutura das plantas diferem daquelas desenvolvidas em casa de vegetação e no ambiente natural, sendo que, apresentarão distinção anatômica, morfológica e fisiológica, plantas cultivadas *in vitro* apresentam folhas mais finas, com presença de mesofilo e sistema vascular simplificado, quando comparados a folhas de plantas geradas em outros ambientes (HAZAKARI, 2006).

As folhas de plantas cultivadas *in vitro* apresentam uma diminuição na espessura da cutícula, que pode variar a depender das condições de luz, CO₂ e o meio de cultura a que são submetidos (MACIEL *et al.*, 2014), a cutícula tem a função de limitar a perda de água, e a presença de uma camada mais fina facilita a perda excessiva em ambientes *in vitro*, que quando comparado com o ambiente *ex vitro* apresenta uma cutícula mais espessa, devido as diferentes condições de exposição da planta (MAYER *et al.*, 2008).

Contudo, o conhecimento das alterações anatômicas, de plantas cultivadas em diferentes ambientes, com irradiância luminosa diferentes são fundamentais para que se entenda a variação estrutural que permite a sobrevivência da planta durante seu desenvolvimento.

3 METODOLOGIA

3.1 Cultivo *in vitro*

Para obtenção das plântulas *in vitro*, frutos foram coletados no Povoado de Juá, no município de Paulo Afonso-BA (09°26'48,8" S e 38°25'53,1" W Gr., altitude de 428m - Datum WGS 84), inserida na Ecorregião do Raso da Catarina, e levados para o laboratório de anatomia e fisiologia vegetal, da Universidade do Estado da Bahia, campus VIII, onde houve o beneficiamento e desinfestação. Em câmara de fluxo laminar, as sementes passaram por tríplice lavagem em água destilada autoclavada e os embriões isolados com o auxílio de bisturi.

Os embriões foram inoculados em de tubos de ensaio contendo 15 mL⁻¹ do meio de cultura Y3 (EUWEENS, 1976), suplementado com 40 g L⁻¹ de sacarose, 2 mg. L⁻¹ de GA3, 2 g L⁻¹ de carvão ativado e solidificado com 5,0 g L⁻¹ de ágar, seguindo metodologia proposta por Pereira *et al.*, (2021) (Figura 3).

Figura 3: Etapas da micropropagação. (a) Frutos coletados, (b) Retirada dos embriões, (c) desinfestação dos embriões, (d) Licuri micropropagado.

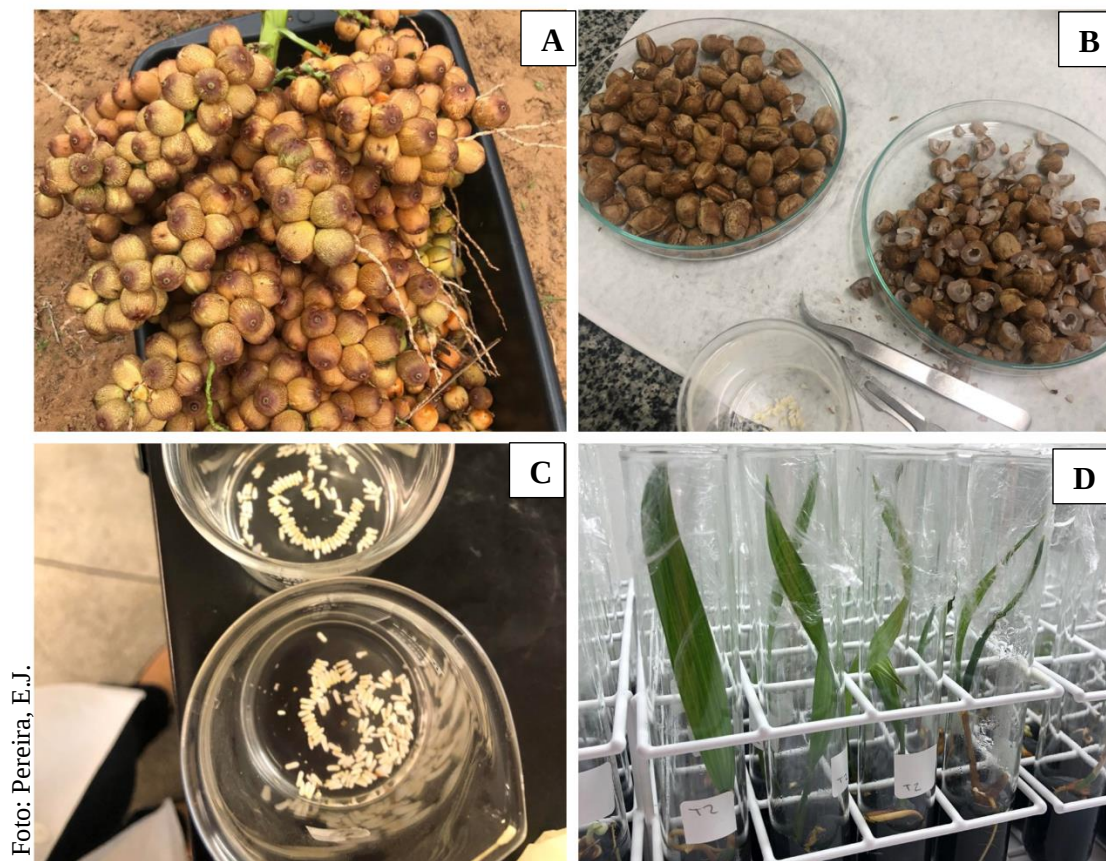


Foto: Pereira, E.J.

Foram utilizados 30 embriões para obtenção das mudas. Após a inoculação, as culturas foram envolvidas em dupla camada de tecido preto tipo TNT para simulação do ambiente escuro, em temperatura de $27 \pm 2^\circ\text{C}$ e permaneceram nessa condição durante 30 dias. Após esse período os tecidos foram removidos e as culturas mantidas em sala de crescimento com irradiância de fótons de $40 \text{ mmol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, provida por lâmpadas tubulares de LED (18 W, Arapeva Iluminação LED), e fotoperíodo de 16 horas.

Aos nove dias, observou-se a germinação dos embriões e aos 90 dias, cinco indivíduos foram coletados ao acaso, retirados do meio de cultura, lavados para remoção total do ágar e fixados em FAA 70% seguindo a metodologia de Johansen (1940), para posterior análise anatômica, caracterizando material foliar *in vitro*.

3.2 Pré-Aclimatização (*ex vitro*)

Plântulas com 90 dias de cultivo *in vitro* foram utilizadas na etapa de pré-aclimatização em sala de crescimento. Onde 20 indivíduos foram retirados dos tubos de ensaio e tiveram suas raízes lavadas em água destilada para a remoção do excesso de meio de cultura. Em seguida foram transferidas para mini vasos plásticos com capacidade de 100 mL^{-1} , contendo

vermiculita, sendo submetidas regularmente a irrigação. As plântulas nos primeiros 45 dias foram cobertas com sacos plásticos transparente, após 15 dias os sacos plásticos foram perfurados para permitir trocas gasosas e aos 60 dias foram totalmente retirados (Figura 4).

Figura 4: Etapas da Pré-aclimatização. (a) Plântulas cobertas com saco plástico. (b) Plântulas com 45 dias.



Sessenta dias após o transplântio foi avaliada a porcentagem de sobrevivência, bem como, foram coletados ao acaso cinco indivíduos para análise anatômica foliar, sendo os mesmos lavados para remoção do substrato vermiculita e após, fixadas em FAA 70% seguindo metodologia de Johansen (1940).

3.3 Material in vivo

Folhas do quarto nó completamente expandidas foram coletadas em indivíduos adultos de Licurizeiro em uma área de 1,2 ha localizada no Povoado de Juá, no município de Paulo Afonso-BA (09°26'48,8" S e 38°25'53,1" W Gr., altitude de 428m - Datum WGS 84), inserida na Ecorregião do Raso da Catarina. O clima nesta região é do tipo Bsh (clima quente e seco), na classificação climática de Köppen (ALMEIDA E FIGUEROA, 1983), cuja precipitação

média anual é de 500 mm, com estação seca mais acentuada no período de julho a setembro (PAES E DIAS, 2008). As folhas foram imediatamente seccionadas e fixadas em FAA 70% seguindo metodologia de Johansen (1940).

3.4 Anatomia Foliar de Licurizeiro

Foram utilizadas cinco folhas de Licurizeiro por ambiente de cultivo estudado, sendo eles: *in vitro* (micropropagadas), *ex vitro* (pré-aclimatizadas) e *in vivo* (ambiente natural) e cinco cortes por folha, totalizando 25 repetições. Segundo a metodologia descrita por Kraus e Arduim (1997), os cortes transversais da folha foram realizados a mão livre com o auxílio de lâmina de aço. Todas as seções foram clarificadas em solução de hipoclorito de sódio 20% (v/v), por um período de 3 a 5 minutos, posteriormente foi realizada três lavagens em água destilada. A coloração dos cortes foi realizada com azul de toluidina a 1% e para a montagem das lâminas semipermanentes do material foi utilizada água glicerizada 50% (v/v) e seladas com esmalte incolor.

As lâminas semipermanentes confeccionadas foram analisadas e fotomicrografadas com o auxílio da câmera Axion vision ERC 5s, adaptada ao microscópio Zeiss Primo Star. As fotomicrografias foram utilizadas para as realizações das análises e descrições das estruturas. As classificações anatômicas seguiram a bibliografia de Solereder (1908), Metcalf e Chalk (1950), e Appezzato – da - Gloria e Carmello - Guerreiro (2006).

A morfometria dos tecidos: epiderme adaxial, abaxial e mesofilo foram realizadas com auxílio do software LeicaPro. Os dados avaliados, foram submetidos a análise de variância, comparando-se as médias pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade, utilizando-se o software estatístico Sisvar 5.6 (FERREIRA, 2019).

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

A caracterização anatômica de folhas de Licurizeiro cultivadas *in vitro*, *ex vitro* e *in vivo*, apresentaram diferenças quanto aos tecidos que compõe o mesofilo, não diferindo em relação às epidermes abaxial e adaxial (Figura 6). Quanto as análises morfométricas, observou-se diferenças estatísticas somente para a espessura do mesofilo, onde folhas *in vivo*, como já esperado, apresentou maior espessura, seguido de folhas *in vitro* e *ex vitro* (Figura 5).

Em todos os ambientes, as folhas são hipostomáticas, com estômatos do tipo tetracítico (Figura 10), células epidérmicas com paredes celulares lisas, epidermes unisseriadas, hipoderme também unisseriada e células buliformes próximas aos tecidos condutores, mesofilo

do tipo homogêneo, característicos de monocotiledôneas, sendo essas observações gerais para folhas de plantas cultivadas em todos os ambientes.

Quanto às diferenças anatômicas entre os três ambientes, observou-se, que nas plantas *in vitro* pouco tecido de sustentação do tipo esclerênquima na subepiderme (Figura 7A), já nas folhas *ex vitro*, verificou-se início de formação (Figura 7B) e tecido completamente formado e bem desenvolvido em plantas *in vivo* (Figura 7C).

As células epidérmicas buliformes são mais evidentes e maiores nas folhas cultivadas *in vitro* (Figura 9A), menores nas *ex vitro* (Figura 9B) e presença restrita na região da nervura central e multisseriada em folhas *in vivo* (Figura 9C). Quanto ao sistema vascular, observa-se para todos os ambientes, xilema e floema envolvidos por uma bainha esclerenquimática, sendo que nervura central em folhas *in vivo* (Figura 8C), verificou-se um sistema vascular mais desenvolvido e com vários vasos, ao contrário das folhas *in vitro* e *ex vitro*, cuja nervura central possui apenas um vaso condutor (Figura 8A e B).

Figura 5. Espessuras dos tecidos foliares de *Syagrus coronata* cultivadas *in vitro*, *ex vitro* e *in vivo*.

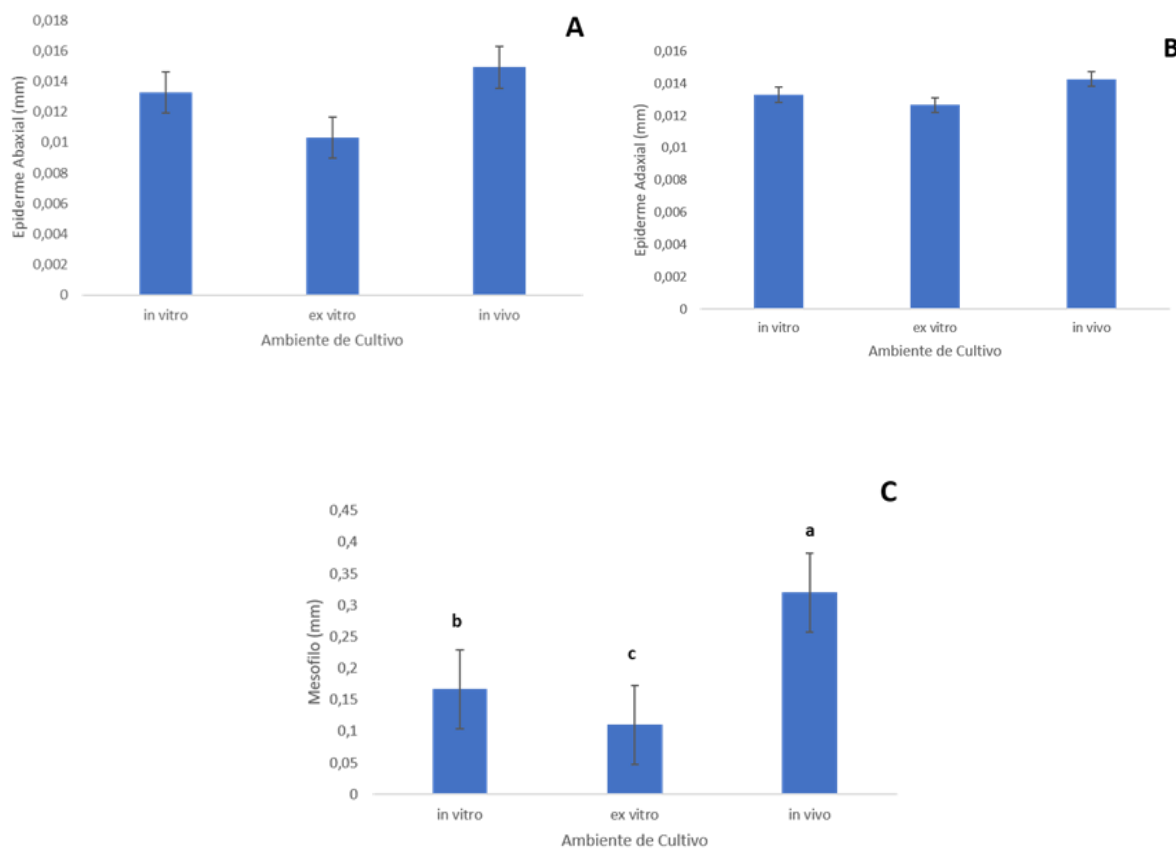


Figura 6. Fotomicrografias de seções transversais de folhas, objetiva (10X), de licurizeiro cultivadas *in vitro* (A), *ex vitro* (B), *in vivo* (C), evidenciando as estruturas adaxial, abaxial e mesofilo. Ep.Ada= epiderme adaxial; Ep.Aba= epiderme abaxial; Hip.Ada= hipoderme adaxial; Hip.Aba= hipoderme abaxial; BE= bainha esclerenquimática; FV= feixe vascular e ESC.SUB= esclerênquima subepidérmico. Barra= 0,5mm.

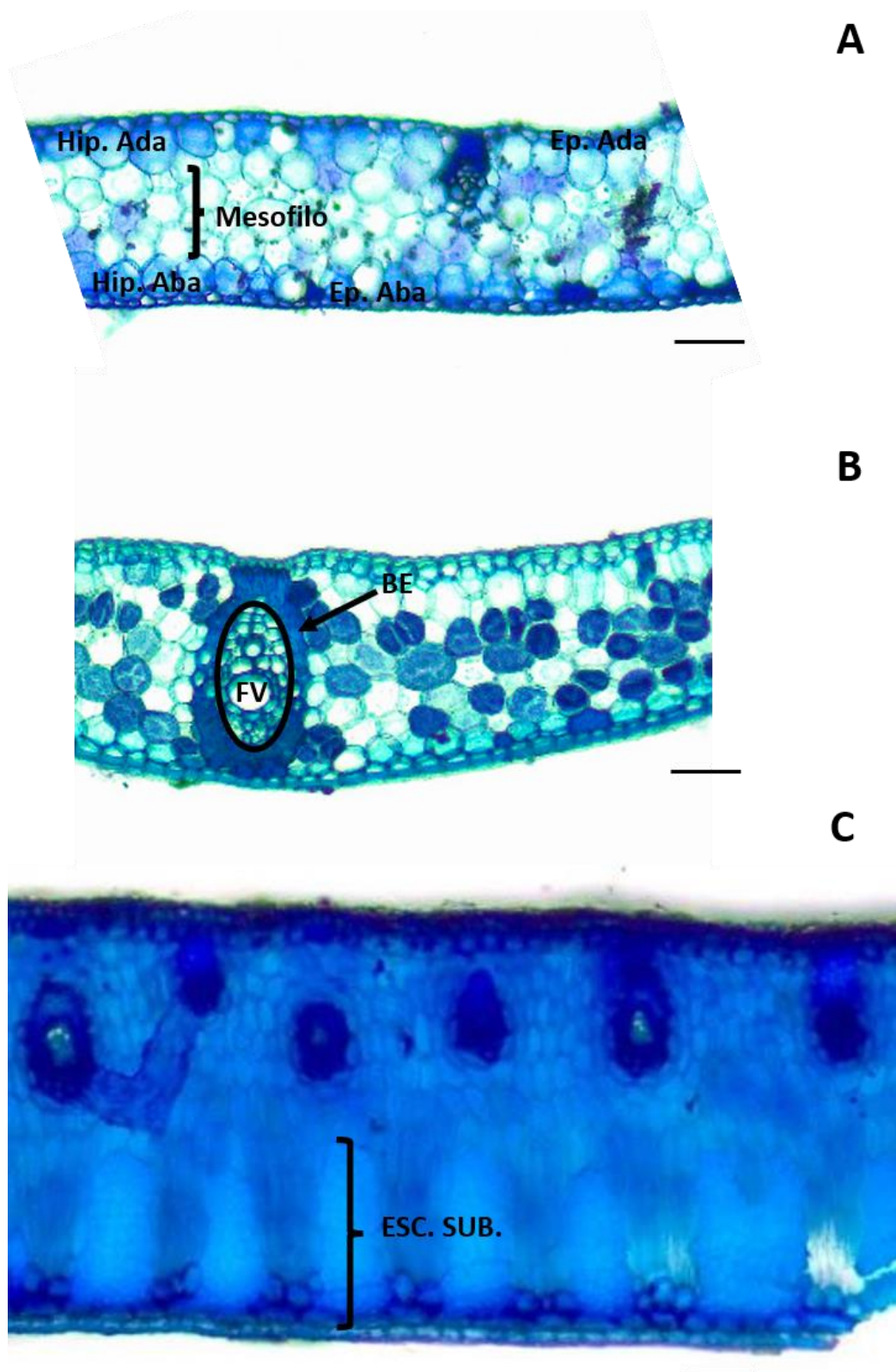


Figura 7. Subepiderme sem tecido de sustentação em folhas de licuri cultivadas *in vitro* (A), Formação de esclerênquima em plantas *ex vitro* (B) e formação acentuada em plantas *in vivo* (C). Cel.Bul= células buliformes e seta= esclerênquima subepidérmico. Barra= 0,5mm.

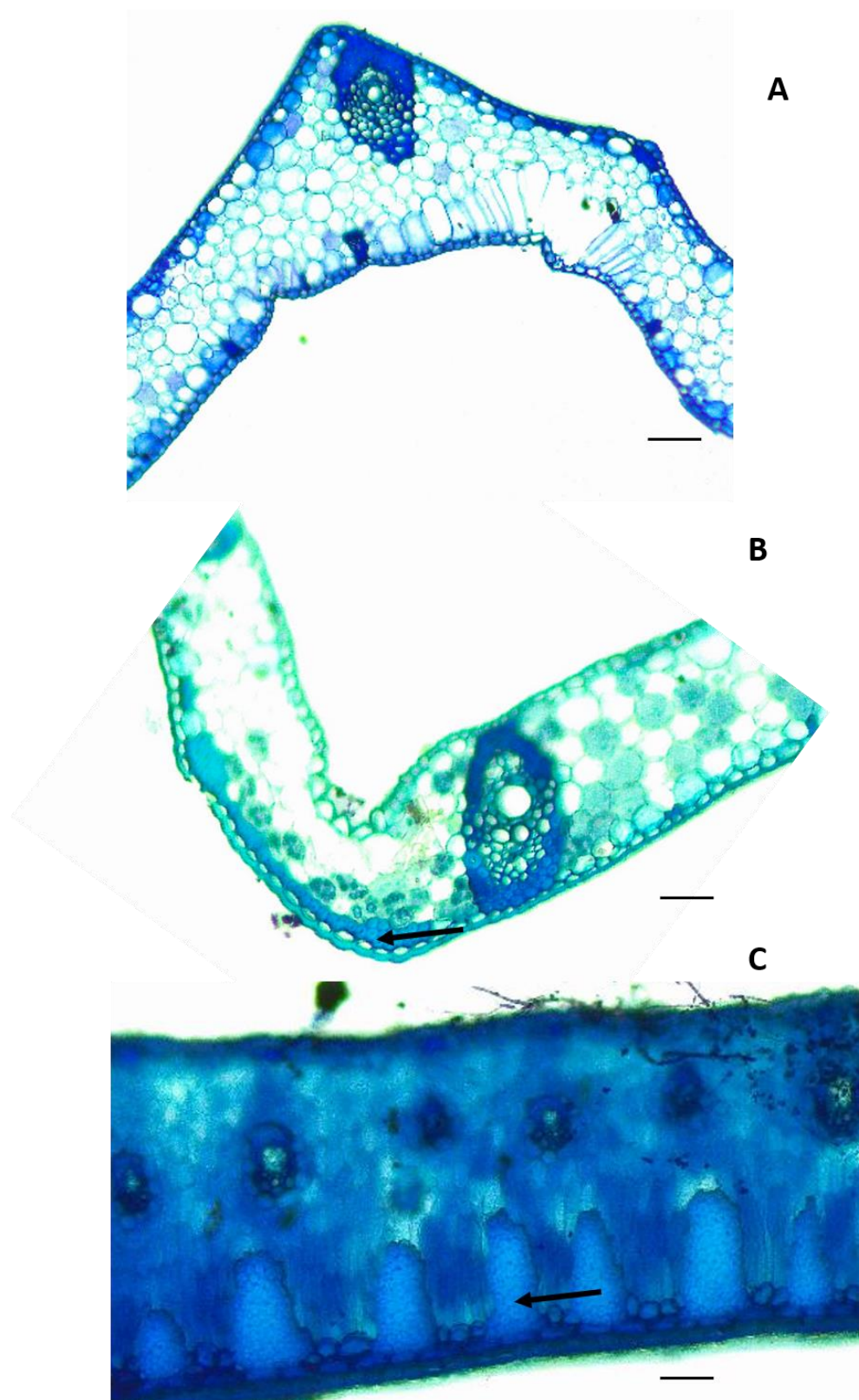


Figura 8. Seções transversais da nervura central de folhas de licurizeiro cultivadas *in vitro* (A); em *ex vitro* (B) e *in vivo* (C), evidenciando o xilema, floema e a presença do esclerênquima. Barra= 0,5mm.

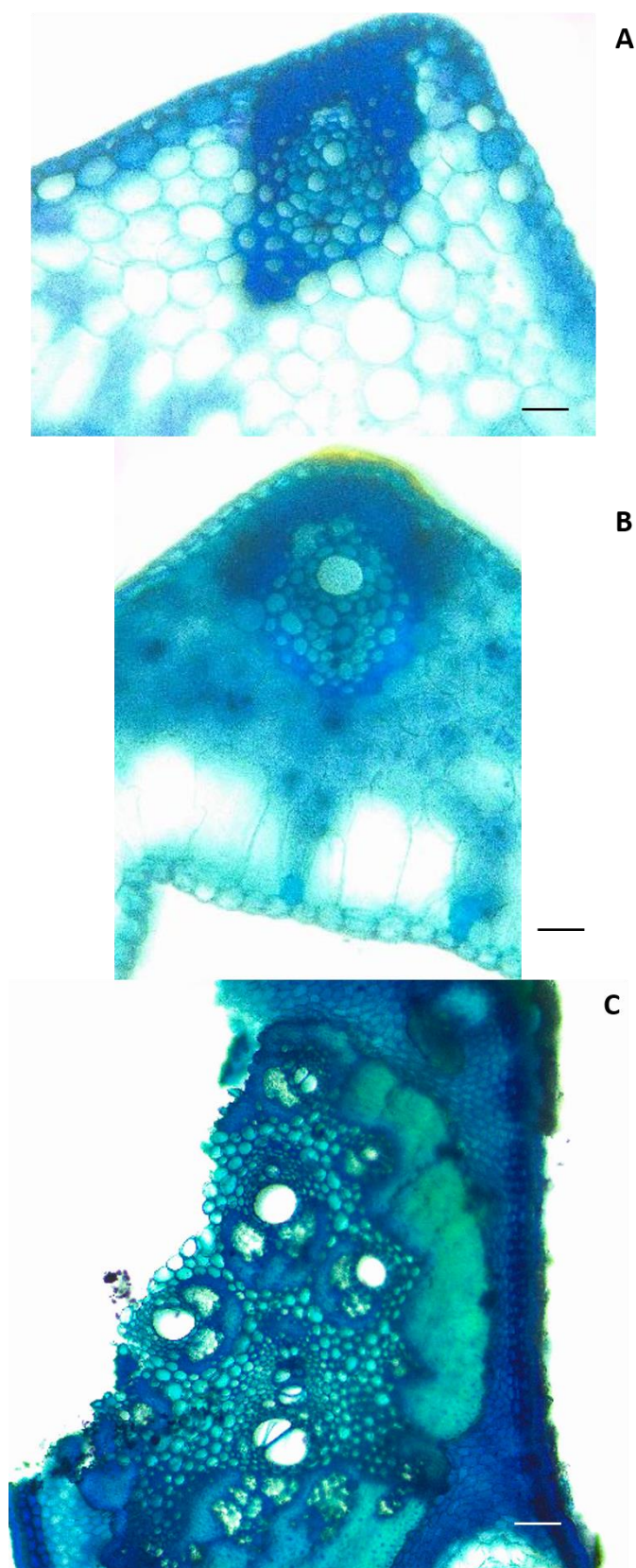


Figura 9. Anatomia foliar de *Syagrus coronata*. Seções transversais; destacando as células buliformes em grande quantidade nas folhas *in vitro* (A); Diminuição evidente nas cultivadas *ex vitro* (B) e organização no eixo central em licuri *in vivo* (C). CEL.BUL.= células buliformes. Barra = 0,5mm.

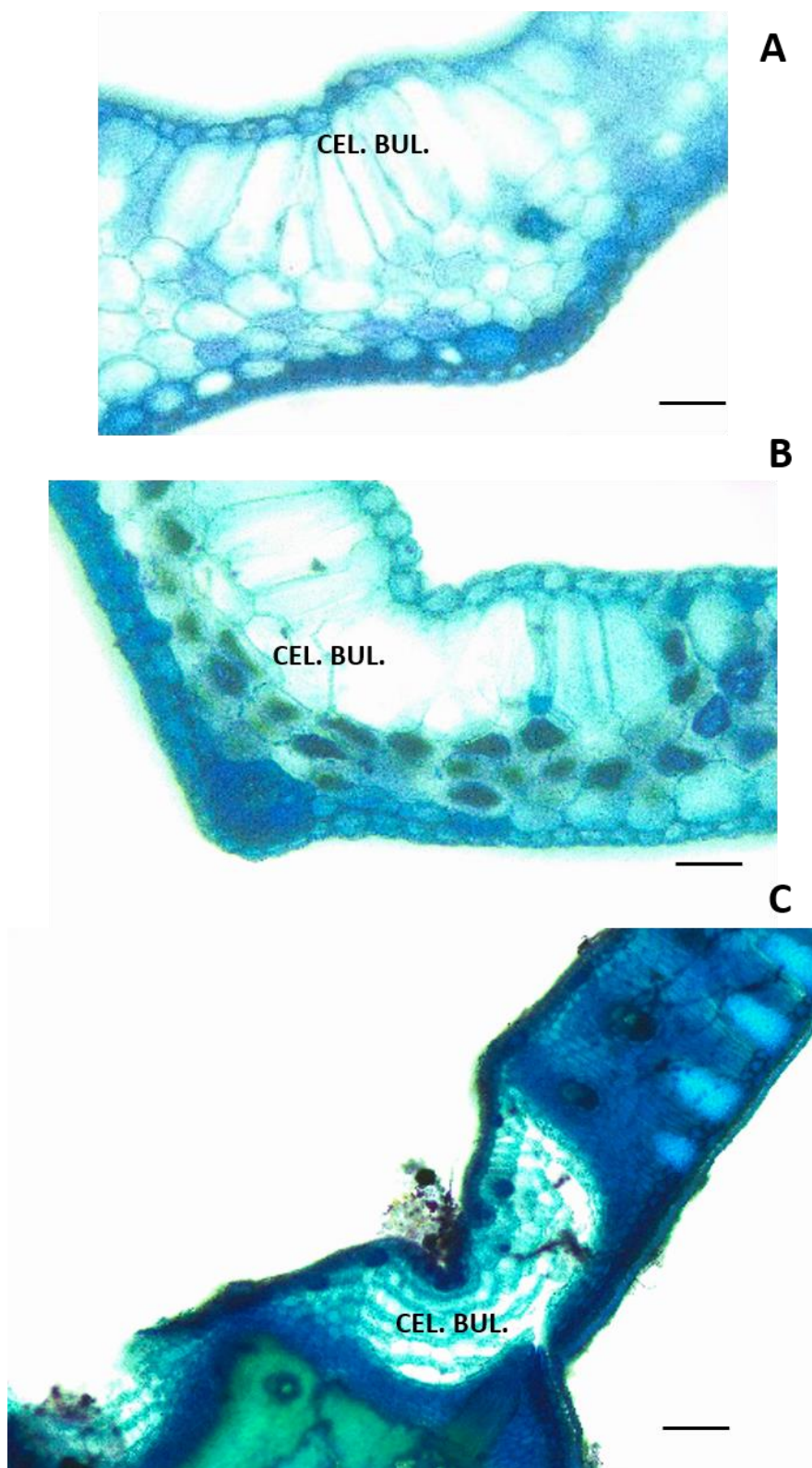
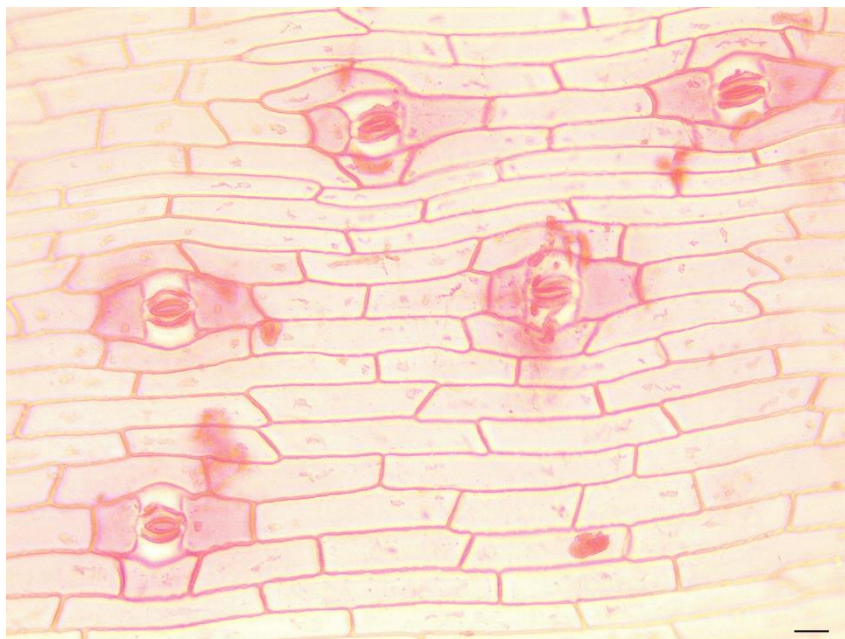


Figura 10. Estômatos do tipo tetracítico presente em todos os ambientes. Barra = 0,5 mm.



Dentre outros fatores, as diferenças observadas podem estar relacionadas à intensidade luminosa na qual as plantas foram submetidas durante o experimento, sendo que, a ação da luz influencia no desenvolvimento da planta nos estágios iniciais e na fase adulta. Além disso, Oliveira (2009) destaca que a folha é plástica e suas estruturas conseguem se adaptar às condições de luz do ambiente.

O aumento na espessura das células subepidérmicas, sob condições de intensa luminosidade ao decorrer de seu desenvolvimento, desempenha uma fundamental forma de reduzir a transmitância da radiação luminosa para o mesófilo, mantendo níveis satisfatórios para ocorrer os processos fotossintéticos (SILVA *et al.*, 2016).

Além disso, a diferença observada na nervura central das folhas cultivadas *in vitro*, *ex vitro* e *in vivo* foi à presença do esclerênquima, que envolveu completamente os feixes vasculares das folhas *in vivo*. O esclerênquima é um tecido que fica próximo ao eixo vascular, responsável por dar maior sustentação às plantas. Soares (2003), em estudo com folhas de *Inga vera* cultivadas *in vitro* e *ex vitro* também observou essa característica, e afirma que a ausência dessa estrutura em folhas micropropagadas as torna menos resistentes ao meio que estão submetidas.

Quanto ao sistema vascular observou-se diferentes níveis de desenvolvimentos em todos os ambientes estudados, corroborando com El-Bahr *et al.* (2004) ao também observar em folhas de *Phoenix dactylifera* L. 'Zaghlool', tecidos vasculares em diferentes níveis de desenvolvimento nos ambientes em que foram cultivados. No entanto, diferiu-se de Batagin-

Piotto (2011) ao realizar anatomia foliar do Pupunheiro (*Bactris gasipaes*) obtidos nos ambientes *in vitro*, *ex vitro* e *in vivo* que apresentaram semelhanças nos três métodos de cultivo.

A diferença na espessura das estruturas do mesofilo evidencia um padrão clássico de adaptação ao ambiente de cultivo, já que os ambientes possuem condições distintas em relação a intensidade luminosa, temperatura, umidade relativa do ar, o que confirma a plasticidade de adaptação da espécie (BRAGA *et al.*, 2011).

Somavilla e Ribeiro (2011), comparando a anatomia foliar de três espécies de Melastomataceae inseridos no bioma Cerrado, concluíram que indivíduos que crescem em vereda apresentam estruturas do mesofilo mais espessos devido à maior radiação e menores níveis de sombreamento. Fato que coincide com os resultados observados neste trabalho, indicando a adaptação da estrutura fotossintetizante aos ambientes a que estão submetidas.

A espessura do mesofilo da folha de plantas cultivadas *in vitro*, está relacionada, a baixa capacidade fotossintética, devido a baixas concentrações de CO₂ e a baixa intensidade luminosa da sala de crescimento. Além disso, os meios de cultura possuem como principal fonte de energia a sacarose, onde segundo Linares (2018), tais condições do ambiente *in vitro* acabam limitando sua fotoautotrofia, que pode influenciar negativamente a sobrevivência de plantas durante a aclimatização.

As células buliformes presentes na parte adaxial nas folhas das plantas cultivadas nos três ambientes de estudo, destaca que tais células são fundamentais no armazenamento de água. Elas também são descritas como células motoras, por estar envolvidas no enrolamento e dobramento das folhas, reduzindo a interceptação de luz, transpiração e desidratação (KADIOGLU *et al.*, 2012). Em um estudo realizado por Kikuchi *et al.* (2016) sobre a anatomia foliar de *Socratea exorrhiza* (Mart.) H. Wendl., onde observou a presença de células buliformes próximas a epiderme, que dependendo do grau de espessamento parietal, têm função de armazenar água e funcionar como tecido mecânico.

As plantas de ambientes com irradiação luminosa intensa sofrem adaptações anatômicas para que suas funcionalidades e reprodução não sofram com o meio e condições de estresse abiótico. No presente estudo, foi observado a organização dos estômatos na parte abaxial da folha do Licurizeiro, o que foi constatado também por Oliveira (2014) ao realizar estudos morfoanatômico do Licuri e Macaúba *in vivo*, o que demonstra sua capacidade de proteção aos estômatos, visto que a face adaxial está mais exposta aos raios solares.

5 CONCLUSÃO

Conclui-se que os diferentes ambientes, não alteram as espessuras e características anatômicas das epidermes das folhas de Licuri.

O mesofilo das folhas de plantas *in vivo* é mais espesso, com maior desenvolvimento de tecido de sustentação do tipo esclerênquima subepidérmico, folhas *ex vitro* apresentaram início de formação desse tecido e ausência em folhas *in vitro*.

Os feixes vasculares centrais para todos os ambientes apresentaram bainha vascular esclerificada, onde folhas *in vivo* apresentaram mais de um feixe vascular central e folhas *in vitro* e *ex vitro* apenas um feixe vascular central.

Folhas *in vivo*, demonstram maior adaptação de seus tecidos ao ambiente com maior luminosidade.

REFERÊNCIAS

- ALMEIDA, M. C. B.; FIGUEROA, L. A. (Coord.). Reserva Ecológica Raso da Catarina – Bahia. Subprojeto: Estudos geomorfológicos. Relatório de Pesquisa do Convênio. Salvador: SEMA/MINTER/UFBA, 1983, 26p.
- ANTONIASSI, Rosemar et al. Avaliação nutricional de grãos de *Syagrus coronata* e desenvolvimento de biscoitos elaborados com farinha de mandioca e grãos de licuri. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 42, 2021.
- AOYAMA, Elisa Mitsuko et al. Avaliação da eficiência da propagação de *Alcantarea imperialis* (Bromeliaceae) cultivada *in vitro* e *ex vitro*. **Rodriguésia**, v. 63, p. 321-331, 2012.
- APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B.; HAYASHI, A. H.; CURY, G.; SOARES, M. K. M. & ROCHA, R. 2008. Occurrence of secretory structures in underground systems of seven Asteraceae species. **Botanical Journal of Linneal Society**, v. 157, p. 789-796.
- ARANDA, I.; et al. Anatomical basis of the change in leaf mass per area and nitrogen investment with relative irradiance within the canopy of eight temperate tree species. *Acta Oecologica*. **Acta Oecologica**, v. 25, p.187-195, 2004.
- ARAÚJO, Pedro HM et al. Catalytic deoxygenation of the oil and biodiesel of Licuri (*Syagrus coronata*) to obtain n-alkanes with chains in the range of biojet fuels. **ACS omega**, v. 4, n. 14, p. 15849-15855, 2019.
- BATAGIN-PIOTTO, K. D. et al. Análise anatômica de folhas de pupunheira (*Bactris gasipaes*) cultivadas *in vitro*, *ex vitro* e *in vivo*. **Revista Brasileira de Botânica** 35(1):71-78, 2012.
- BAKER WJ, DRANSFIELD J. 2016. Beyond Genera Palmarum: progress and prospects in palm systematics. **Botanical Journal of the Linnean Society** 182: 207–233.
- BRAGA F.T.; PASQUAL M.C.; Rafael GC (2011) Características morfofisiológicas de abacaxizeiro ‘gomo de mel’ enraizado *in vitro* sob luz natural e substrato vermiculita. **Revista Brasileira de Fruticultura**, 33:551-557.
- BRAGA, F.T. et al. Natural light and seal systems on *in vitro* propagation of *Chrysanthemum* cv. rage: anatomical and physiological alterations. *Plant Cell Culture and Micropropagation*, Lavras, v.6, n.2, p. 83-89, 2010.

BRANT, R.S.; et al. Adaptações fisiológicas e anatômicas de *Melissa officinalis* L. (Lamiaceae) cultivadas sob malhas termorrefletoras em diferentes intensidades luminosas. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, Botucatu, v.13, n.4, p.467-474, 2011.

CAIXETA, T.S. Germinação de sementes de palmeira licuri. Universidade José do Rosário Vellano – UNIFENAS, 2018.

CASTRO, E. M. de; PEREIRA, F. J.; PAIVA, R. **Histologia Vegetal: Estrutura e função de órgãos vegetativos**. Lavras: UFLA, 2009. 234 p.

CASTRO, E.M. Comunicação pessoal. Lavras: UFLA/Departamento de Biologia, 2003.

CPE. **Perspectivas de Expansão da Agricultura Baiana – Licuri**. Salvador: Fundação Comissão de Planejamento Econômico, 1961, 37 p.

CREPALDI, I.C. 2001. *Syagrus coronata* e *Syagrus vagans*: Palmeiras eco-nomicamente importantes da caatinga baiana. USP. São Paulo. Tese de Doutorado.

CREPALDI, I.C., A. SALATINO & A. RIOS. 2004 *Syagrus coronata* and *Syagrus vagans*: Traditional exploitation in Bahia, Brazil. *Palms*, 48 (1): 43-48

DRUMOND, M. A. Licuri *Syagrus coronata* (Mart.) Becc. Petrolina: Embrapa Semi-Árido, 2007. 16 p.

EEUWENS, C.J. Mineral requirements for growth and callus initiation of tissue explants excised from mature coconut palms (*Cocos nucifera*) and cultured in vitro. **Physiologia Plantarum**, v.36, p.23- 28, 1976.

El-Bahr MK, Ali ZA, Mahmoud M, Saker MM. 2004. Um estudo anatômico comparativo de vitroplantas de tamareiras. *Jornal Árabe de Biotecnologia* 7:219-228.

EVERT, R.F. **Esau's plant anatomy: meristems, cells and tissues of plant body: their structure, function and development**. 3. ed. New Jersey: Wiley-interscience, 2006. 601p.

Federal da Paraíba, Areia.

FERNANDES, Moabe Ferreira; QUEIROZ, Luciano Paganucci de. Vegetação e flora da Caatinga. **Ciência e cultura**, v. 70, n. 4, p. 51-56, 2018.

FERREIRA, D. F. Sisvar: A computer analysis system to fixed effects split plot type designs. **Revista Brasileira de Biometria**, Lavras-MG, v.37, n.4, p. 529-535, 2019.

- GALETTI, M.; DONATTI, C.I; PIRES, A.S; GUIMARÃES JR,P.R;JORDANO, P. Seed survival and dispersal of an endemic Atlantic forest palm: the combined effects of defaunation and forest Fragmentation.**Botanical Journal of the Linnean Society**, v. 151, p. 141–149, 2006.
- GOBBI, K. F.; et al. Área foliar específica e anatomia foliar quantitativa do capim-braquiária e do amendoim-forrageiro submetidos a sombreamento. **Revista Brasileira de Zootecnia**, [s.l], v. 40, n. 7, p.1436-1444, 2011.
- GONÇALVES, J. F. de C.; MARENCO, R. A.; VIEIRA, G. Concentration of photosynthetic pigments and chlorophyll fluorescence of mahogany and tonka bean under two light environments. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, Manaus, v. 13, n. 2, p.149-157, 2001.
- GOVAERTS, R. & DRANSFIELD, J. (2005). World Checklist of Palms: 1-223. The Board of Trustees of the Royal Botanic Gardens, Kew.
- GUIMARÃES, P.R; LOPES, P.F.M; LYRA, M.L; MURIEL, A.P. Fleshy pulp enhances the location of *Syagrus romanzoffiana* (Arecaceae) fruits by seed-dispersing rodents in an Atlantic forest in south-eastern Brazil.**Journal of Tropical Ecology**, v.21, p.109-112, 2005.
- IUCN. 2019. The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2019-2. Available at: www.iucnredlist.org. Acesso em: 04 nov. 2022.
- JOHANSEN, D. A. Plant microtechnique. New York: Mcgraw-Hill Book, 1940. 523 p.
- JOHNSON, D. M.; et al. Leaf architecture and direction of incidente light influence mesophyll fluorescence profiles. **American Journal of Botany**, v.92, n.9, p.1425-1431, 2005.
- HAZARIKA, B. N. Morpho-physiological disorders in vitro culture of plants. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 108, n. 2, p. 105- 120. 2006.
- KADIOGLU, Asim et al. Current advances in the investigation of leaf rolling caused by biotic and abiotic stress factors. **Plant Science**, v. 182, p. 42-48, 2012.
- KIKUCHI, Tatiani Yuriko Souza; BRAGA, Zélia Valente; DE VILHENA POTIGUARA, Raimunda Conceição. Anatomia foliar de *Socratea exorrhiza* (Mart.) H. Wendl.(Arecaceae). **Biota Amazônia (Biote Amazonie, Biota Amazonia, Amazonian Biota)**, v. 6, n. 2, p. 73-79, 2016.
- KIM, G.; et al. Photomorphogenesis of leaves: shade-avoidance and differentiation of sun and shade leaves. **Photochemistry, Photobiology and Science**, [s.l.], v.4, n.9, p.770-774, 2005.

- KRAUS, J.E.; ARDUIN, M. 1997. Manual básico de métodos em anatomia vegetal. Seropédica, Rio de Janeiro.
- LAMBERS, H.; CHAPIN, S. T.; PONS, T. J. Plant Physiological Ecology. New York: Springer-Verlag, 2008. 540p.
- LORENZI, H. Flora brasileira Lorenzi: Arecaceae (palmeiras). 1ed. São Paulo: **Nova Odessa**, 2010.
- LUGARINI, C.; BARBOSA, A. E. A.; OLIVEIRA, K. G. (org.) Plano de Ação Nacional para a Conservação da arara-azul-de-lear. Brasília: **ICMBIO – Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade**, 2012. Serie espécies ameaçadas de extinção. p. 144, v. 2.
- MACIEL, S. A.; TEIXEIRA, R. B.; RAPOSO, A.; FERMINO JUNIOR, P. C. P. Anatomia comparada de folhas de pimenta longa (*Piper hispidinervum* C .DC .) e pimenta de macaco (*Piper aduncum* L.) cultivadas in vitro , ex vitro e in vivo. **Revista Biotemas**, v. 27, n. 4, p.11–19, 2014.
- MAYER, J. L. S; RIBAS, L. L. F; BONA, C; QUOIRIN, M. Anatomia comparada das folhas e raízes de *Cymbidium* Hort. (Orchidaceae) cultivadas ex vitro e in vitro. **Acta Botanica Brasilica**, São Paulo, v. 22, n. 2, p. 323-332, 2008.
- MARINHO FILHO, Jader Soares. Ecologia e história natural das interações entre palmeiras, epífitas e frugívoros na região do pantanal matogrossense. 1992.
- MATSUNAGA, Kelly KS et al. Frutos fósseis de palmeiras da Índia indicam uma origem cretácea da tribo Arecaceae Borasseae. **Botanical Journal of the Linnean Society**, v. 190, n. 3, pág. 260-280, 2019.
- METCALFE, Charles Russell et al. Anatomy of the dicotyledons, Vols. 1 & 2. **Anatomy of the dicotyledons, Vols. 1 & 2**, 1950.
- NOBLICK, L.R 2017. Uma revisão do gênero *Syagrus* (Arecaceae). **Phytotaxa** 294: 1–262.
- NOBLICK, Larry et al. *Syagrus coronata* (Arecaceae) phenology and the impact of fire on survival and reproduction of the licuri palm. **SITIENTIBUS série Ciências Biológicas**, v. 20, 2020.
- NOBLICK, Larry Ronald. **The indigenous palms of the state of Bahia, Brazil**. University of Illinois at Chicago, 1991.

OLIVEIRA, M.I.; CASTRO, E.M.; COSTA, L.C.B.; OLIVEIRA, C. Características biométricas, anatômicas e fisiológicas de *Artemisia vulgaris* L. cultivada sob telas coloridas. **Rev. Bras. Pl. Med.**, Botucatu, v.11, n.1, p.56-62, 2009.

OLIVEIRA, U. R., ESPIRITO-SANTO, F. S., ALVAREZ, I. A. 2015. Comunidade Espifítica de *Syagrus. coronata* (Mart.) Becc.) em dois municípios do Centro Nosrte da Bahia, Brasil. 131.

OLIVEIRA, Déborah Alani Silva de. **Respostas ecofisiológicas e morfoanatômicas de licuri e macaúba sob condições de campo**. 2014. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Pernambuco.

PAES, M. L. N; DIAS, I. F. O. Plano de Manejo da Estação Ecológica Raso da Catarina. Brasília: **IBAMA - Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renovaveis/Diretoria de Ecossistemas/Coordenacao Geral de Unidades de Conservacao**, 2008, 326p.

PAIVA, E. A. S.; et al. The influence of light intensity on anatomical structure and pigmente contentes os *Tradescantia pallid* (Rose) Hunt. cv. Purpurea Boom (Commelinaceae) leaves. **Brazilian Achives of Biology and Technology**, [s.l], v.46, p.617- 624, 2003.

PEREIRA, E. J. et al. Vegetable regulators and sucharosis in the In Vitro germination of licuri (*Syagrus coronata* (Mart.) Becc). **Brazilian Journal of Development**, Curitiba, v.7, n.2, p. 18812-18825 feb. 2021.

QUEIROZ, L. P. et al. "Diversity and evolution of flowering plants of the Caatinga domain". In: da Silva, J. C.; Leal, I.; Tabarelli, M, (eds.), *Caatinga: the largest tropical dry forest region in South America*. Cham: Springer, 2017, p. 23-63.

RAIMUNDO, K. **Biología reprodutiva da Palmeira Licuri (Syagrus coronata)(Mart.) Becc.(Arecaceae) na Ecorregião do Raso da Catarina, Bahia**. 2009. Tese de Doutorado. M. Sc. Thesis, Universidade Federal Rural de Pernambuco.

Ramalho, C. I. 2008. Estrutura da Vegetação e distribuição espacial do licuri (*Syagrus coronata* (Mart.) Becc. (ARECACEAE) em Áreas de pastagem na Caatinga, Bahia. **Revista Caatinga**, 28:84-91

ROCHA, K. M. R. O Raso da Catarina. **Revista Phoenix Magazine**. São Paulo, n. 6, p:30-32, 2005.

- RUFINO, M.U.L; COSTA, J.T.M; SILVA, V.A; ANDRADE, LHC. Conhecimentos e uso do Ouricuri (*Syagus coronata*) e do babaçu (*Orbignya phalerata*) em Buíque, PE, Brasil. **Acta Botânica Brasilica**, Porto Alegre, 2008.
- SANTIAGO, E.J et al., Aspectos da anatomia foliar da pimenta longa (*Piper hispidinervium* C.D.C.) sob diferentes condições de luminosidade. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v.25, n.5, p.1035-1042, set./out. 2001.
- SANTOS-MOURA, S. da S. et al. Morphology of fruits, diaspores, seeds, seedlings, and saplings of *Syagus coronata* (Mart.) Becc. **Bioscience Journal**, v. 32, n. 3, p. 652-660, 2016.
- SANTOS-NETO, J. R, CAMANDAROBÁ, M. 2008. Mapeamentos dos sítios de alimentação da arara-azul-de-Lear *Anodorhynchus leari* (Bonaparte, 1856). **Ornithologia**, João Pessoa, 3(1):1-17.
- SCARIOT, A. Forest fragmentation effects on palm diversity in central Amazonia. **Journal of**
- SCARIOT, A., Weedy and secondary palm species in Central Amazonia forest fragments. **Acta Botanica Brasilica**, v. 15, p. 271-280, 2001.
- SILVA, Elienai Candida et al. *Aechmea bromeliifolia* (Rudge) Baker (Bromeliaceae) cultivada *in vitro* e *ex vitro*: morfologia, anatomia e ultraestrutura. 2016.
- SOARES, G. A. Aspectos do cultivo *in vitro* do ingazeiro (*Inga vera* Willd, subsp. *Affinis* (DC.) T. D. Penn.) 2003. 105 p. Dissertação (Mestrado em Fisiologia Vegetal) – Universidade Federal de Lavras, Lavras.
- SOARES, K.P., LORENZI, H., VIANNA, S.A., LEITMAN, P.M., HEIDEN, G., MORAES R., M., MARTINS, R.C., CAMPOS-ROCHA, A., ELLERT-PEREIRA, P.E., ESLABÃO, M.P. 2020. Arecaceae in Flora do Brasil 2020. Jardim Botânico do Rio de Janeiro
- SODRÉ, J.B. **Morfologia das Arecaceae como meio de identificação e uso paisagístico**. Monografia (Especialização). Universidade Federal de Lavras, MG, 2005.
- SOLEREDER, H. 1908. Systematic anatomy of the dicotyledons. **A handbook for laboratories of pure and applied botany**. v.2, Oxford: Clarendon Press. 1182p.
- SOMAVILLA, N.S.; GRACIANO- RIBEIRO, D. Análise comparativa da anatomia foliar de Melastomataceae em ambiente de vereda e cerrado sensu stricto. **Acta Botânica Brasilica**, 25 (4), 764 – 775, 2011.

SOUZA, V.V.; LORENZI, H. Botânica Sistemática: guia ilustrado para identificação das famílias de Angiospermas da flora brasileira, baseado em APG II. Nova Odessa, SP: **Instituto Plantarum**, 2008.

SOUZA, Bartolomeu Israel de; ARTIGAS, Rafael Cámara; LIMA, Eduardo Rodrigues Viana de. Caatinga e desertificação. **Mercator (Fortaleza)**, v. 14, p. 131-150, 2015.

SUNDRAM, K; SAMBANTHAMURTHI, R; TAN, Y.A. Palm fruit chemistry and nutrition. **Asia Pacific Journal of Clinical Nutrition**. v.12, n.3, p.355-362, 2003.

TABARELLI, Marcelo et al. Caatinga: legado, trajetória e desafios rumo à sustentabilidade. **Ciência e Cultura**, v. 70, n. 4, p. 25-29, 2018.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 5. ed. Porto Alegre: Artmed, 2013. 954 p. REGO, G. M.; POSSAMAI, E. Efeito do sombreamento sobre o teor de clorofila e crescimento inicial do jequitibá-rosa. **Bol. Pesq. Fl.**, Colombo, [s.l], n. 53, p. 179-194, 2006.

TZEC-SIMA, M. A.; ORELLANA, R.; ROBERT, M. L. In vitro rescue of isolated embryos of *Bactris major* Jacq. and *Desmoncus orthacanthos* Mart., potentially useful native palms from the Yucatan Peninsula (Mexico). **In Vitro Cellular & Developmental Biology-Plant**, v. 42, n. 1, p. 54-58, 2006.