

**HÉLIDA MARA MAGALHÃES**

**DORMÊNCIA E GERMINAÇÃO DE COQUINHO-AZEDO: SUBSTÂNCIAS  
INIBIDORAS NOS PIRÊNIOS E MORFOANATOMIA DOS EMBRIÕES E DE  
PLÂNTULAS**

Dissertação apresentada ao Curso de Mestrado em Ciências Agrárias, concentração em Agroecologia, do Instituto de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Minas Gerais, como requisito parcial para a obtenção do grau de Mestre em Ciências Agrárias.

**Orientador:** Prof. Paulo Sergio Nascimento Lopes

Montes Claros  
2011

M188d  
2011

Magalhães, Héliida Mara.  
Dormência e germinação de coquinho-azedo: substâncias inibidoras nos pirênios e morfoanatomia dos embriões e de plântulas / Héliida Mara Magalhães. Montes Claros: ICA/UFMG, 2011.  
89 f: il.

Dissertação (Mestrado em Ciências Agrárias, área de concentração em Agroecologia) Universidade Federal de Minas Gerais, 2011.

Orientador: Prof. Paulo Sergio Nascimento Lopes.

Banca examinadora: Moacir Pasqual, Leonardo Monteiro Ribeiro, Bruno Francisco Sant'Anna dos Santos, Paulo Sergio Nascimento Lopes.

Inclui bibliografia: f. 77-89.

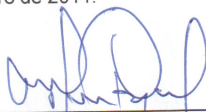
1. Dormência – Germinação. 2. Coquinho-azedo. 3. *Butia capitata* Mart. (Becc). I. Lopes, Paulo Sergio Nascimento. II. Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Agrárias. III. Título.

CDU:634.1

HÉLIDA MARA MAGALHÃES

**DORMÊNCIA E GERMINAÇÃO DE COQUINHO-AZEDO: SUBSTÂNCIAS  
INIBIDORAS NOS PIRÊNIOS E MORFOANATOMIA DOS EMBRIÕES E DE  
PLÂNTULAS**

Aprovada em 27 de janeiro de 2011.



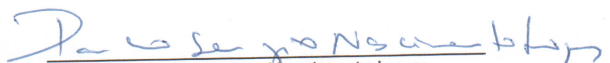
Prof. Moacir Pasqual  
(UFLA)



Prof. Leonardo Monteiro Ribeiro  
(UNIMONTES)



Prof. Bruno Francisco Sant'Anna dos Santos  
(Co-orientador – ICA/UFMG)



Prof. Paulo Sergio Nascimento Lopes  
(Orientador – ICA/UFMG)

Montes Claros  
2011

## AGRADECIMENTOS

A Deus, todas as graças e bênçãos encaminhadas, principalmente, paciência, fortaleza e por ter colocado em meu caminho pessoas tão valiosas, como: meus pais, Geraldino e Hermínia; agradeço-lhes o apoio incondicional, em todos os momentos e aos meus irmãos Dayse, Marcus e Cristiane e também ao Zander, o incentivo.

Ao meu orientador, professor Paulo, a disponibilidade para me orientar, o apoio, o incentivo, a amizade e por todos os ensinamentos ao longo desses anos.

À professora Denise Maria Trombert, do Laboratório de Anatomia Vegetal, a recepção, por disponibilizar o laboratório; por todos os ensinamentos na área de anatomia e também pela enorme e valiosa ajuda nos trabalhos. Agradeço, também, a todos os professores, alunos e funcionários do referido laboratório a amizade e o apoio.

À professora Márcia e demais alunos e funcionários do Laboratório de Biotecnologia e Cultura de Tecidos da Unimontes, Campus Janaúba.

Ao professor Leonardo a contribuição nos trabalhos referentes à anatomia e a suas estagiárias, principalmente, Silma os apoios.

Ao professor Flaviano as contribuições referentes aos estudos de caracterização química dos extratos de coquinho-azedo.

Ao professor Santos as ilustrações referentes ao capítulo 3.

À Edélzia, que sempre me ajudou, principalmente com as buscas de artigos, normalização dos textos e, também, por seu incentivo e apoio.

Aos alunos Herick e Nazário as contribuições na condução dos experimentos.

Ao senhor Jair e família, da Comunidade de Abóboras, a contribuição com seus ensinamentos e os frutos de coquinho para a realização dos experimentos.

Aos colegas, professores e funcionários do ICA/UFMG, principalmente, os do mestrado, em especial professoras Neide e Nilza e professores Delacyr, Leonardo Tuffi e Cândido; aos colegas César, Hugo, Izabel, Vinícius, Sueli, Sara, Vanessa, Geraldo, Otávio e Maria Isabel Alencar.

À Amanda Fialho, amiga de todas as horas, obrigada pelo apoio e incentivo.

Ao CNPq, edital 28/2010 e a CAPES/PROCAD, edital 213/2007 a ajuda financeira e a bolsa de estudos.

Por fim, a todos que, de alguma maneira, contribuíram para a realização desta pesquisa.

## LISTA DE ILUSTRAÇÕES

<b>FIGURA 1</b> – Embrião e plântulas de <i>Butia capitata</i> in vitro: .....	57
<b>FIGURA 2</b> – Pirênio e plântulas de <i>Butia capitata</i> , germinados em canteiro.60	
<b>FIGURA 3</b> – Estrutura do embrião de <i>Butia capitata</i> . .....	62
<b>FIGURA 4</b> – Estrutura da plântula de <i>Butia capitata</i> , após dois dias de cultivo. .....	65
<b>FIGURA 5</b> – Estrutura da plântula de <i>Butia capitata</i> , após cinco dias (A-E) e oito dias (F-H) de cultivo (secções longitudinais):.....	66
<b>FIGURA 6</b> – Estrutura da plântula de <i>Butia capitata</i> após doze (A-E) e dezesesseis dias (F-G) de cultivo. ....	68
<b>GRÁFICO 1</b> – Principais classes de compostos presentes no extrato metanólico do endocarpo de coquinho-azedo. Montes Claros, 2010.....	40
<b>GRÁFICO 2</b> – Cromatograma de íons totais do extrato metanólico do endocarpo de coquinho-azedo.....	40
<b>GRÁFICO 3</b> – Principais classes de compostos presentes no extrato metanólico do endosperma de coquinho-azedo, após a hidrólise. Montes Claros, 2010. ....	42
<b>GRÁFICO 4</b> – Cromatograma de íons totais do extrato metanólico do endosperma, antes e depois da hidrólise alcalina. ....	43
<b>GRÁFICO 5</b> – Crescimento em comprimento das partes da plântula de coquinho-azedo até os 37 dias de cultivo <i>in vitro</i> , Montes Claros, 2010 .....	58
<b>GRÁFICO 6</b> – Crescimento em diâmetro das partes da plântula de coquinho- azedo até os 37 dias de cultivo in vitro, Montes Claros, 2010.....	58

## LISTA DE TABELAS

1 - Comprimento da radícula de alface (cm), em função dos seis extratos de coquinho-azedo (demais tratamentos) x tratamentos adicionais. Montes Claros, 2010 .....	37
2 - Comprimento da radícula de alface (cm), em função das partes do pirênio de coquinho-azedo e solventes. Montes Claros, 2010 .....	37
3 - Comprimento do hipocótilo de alface (cm), em função dos extratos de coquinho-azedo (demais tratamentos) aos tratamentos adicionais. Montes Claros, 2010 .....	38
4 - Comprimento do hipocótilo de alface (cm), em função das partes do pirênio de coquinho-azedo e solventes. Montes Claros, 2010 .....	38
5 - Constituintes químicos identificados no extrato metanólico do endocarpo de coquinho-azedo. Os números referem-se aos picos do cromatograma do GRAF. 2. Montes Claros, 2010 .....	41
6 - Constituintes químicos encontrados no extrato metanólico do endosperma, antes (AH) e depois (DH) da hidrólise alcalina. Montes Claros, 2010.....	44

## LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

b1 – Primeira bainha  
b2 – Segunda bainha  
bg – Botão germinativo  
BSTFA – N,O-bis (trimetilsilil)-trifluoroacetamida  
cc – Cavidade cotiledonar  
co – Coifa  
cx – Córtex  
em – Embrião  
en – Endosperma  
eo – Eofilo em diferenciação  
eo1 – Primeiro eofilo  
eo2 – Segundo eofilo em diferenciação  
ep – Epiderme  
FAA50 – Formalina – ácido acético – etanol 50%  
fl – Floema  
ha – Haustório  
if – Idioblastos fenólicos  
mf – Meristema fundamental  
pa – Parênquima  
pb – Procâmbio  
pc – Pecíolo cotiledonar  
pd – Protoderme  
pg – Poro germinativo  
pm – Região mediana do pecíolo  
pp – Região proximal do pecíolo  
pr – Promeristema radicular  
ra – Ráfides  
rm – Região “M”  
rp – Raiz primária  
rs – Raiz secundária  
te – Tegumento  
xi – Xilema

## SUMÁRIO

<b>CAPÍTULO 1 REFERENCIAL TEÓRICO</b> .....	<b>9</b>
<b>1 INTRODUÇÃO</b> .....	<b>9</b>
<b>2 OBJETIVOS</b> .....	<b>12</b>
<b>3 REVISÃO DE LITERATURA</b> .....	<b>13</b>
3.1 DESCRIÇÃO BOTÂNICA, LOCALIZAÇÃO, USOS E POTENCIALIDADE DO COQUINHO-AZEDO .....	13
3.2 GERMINAÇÃO E DORMÊNCIA DAS SEMENTES .....	15
3.3 ALELOPATIA .....	19
3.4 SUBSTÂNCIAS INIBIDORAS DE GERMINAÇÃO .....	20
3.5 ANATOMIA DA SEMENTE DE PALMEIRAS .....	24
<b>3.5.1 Embrião</b> .....	<b>24</b>
<b>3.5.2 Endosperma</b> .....	<b>26</b>
<b>CAPÍTULO 2 - AVALIAÇÃO DO EFEITO INIBITÓRIO E DA COMPOSIÇÃO QUÍMICA DE EXTRATOS DO ENDOCARPO E DO ENDOSPERMA DO COQUINHO-AZEDO NA GERMINAÇÃO DE SEMENTES DE ALFACE</b> .....	<b>28</b>
<b>RESUMO</b> .....	<b>28</b>
<b>ABSTRACT</b> .....	<b>29</b>
<b>1 INTRODUÇÃO</b> .....	<b>30</b>
<b>2 MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	<b>32</b>
2.1 EFEITO DE SUBSTÂNCIAS INIBIDORAS .....	32
2.2 ANÁLISE DOS CONSTITUINTES QUÍMICOS DOS EXTRATOS.....	34
2.3 HIDRÓLISE ALCALINA.....	34
2.4 DERIVATIZAÇÃO .....	34
<b>3 RESULTADOS E DISCUSSÃO</b> .....	<b>36</b>
3.1 EFEITO DE SUBSTÂNCIAS INIBIDORAS .....	36
3.2 ANÁLISE DOS CONSTITUINTES QUÍMICOS DOS EXTRATOS.....	39
<b>4 CONCLUSÃO</b> .....	<b>48</b>

<b>CAPÍTULO 3 – MORFOANATOMIA DE EMBRIÕES ZIGÓTICOS E DE PLÂNTULAS DE <i>Butia capitata</i> (Mart.) Becc. (Arecaceae)</b> .....	<b>49</b>
<b>RESUMO</b> .....	<b>49</b>
<b>ABSTRACT</b> .....	<b>50</b>
<b>1 INTRODUÇÃO</b> .....	<b>51</b>
<b>2 MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	<b>53</b>
2.1 OBTENÇÃO DOS EMBRIÕES .....	53
2.2 CULTIVO IN VITRO .....	54
2.3 ASPECTOS MORFOLÓGICOS DE EMBRIÕES E DESENVOLVIMENTO INICIAL DAS PLÂNTULAS .....	54
2.4 ASPECTOS ANATÔMICOS DE EMBRIÕES E PLÂNTULAS.....	55
<b>3 RESULTADOS</b> .....	<b>56</b>
3.1 ASPECTOS MORFOLÓGICOS DE EMBRIÕES E DESENVOLVIMENTO INICIAL DAS PLÂNTULAS .....	56
3.2 ASPECTOS ANATÔMICOS DO EMBRIÃO .....	60
3.3 ASPECTOS ANATÔMICOS DAS PLÂNTULAS.....	62
<b>4 DISCUSSÃO</b> .....	<b>69</b>
<b>5 CONCLUSÃO</b> .....	<b>76</b>
<b>REFERÊNCIAS</b> .....	<b>77</b>

## CAPÍTULO 1 REFERENCIAL TEÓRICO

### 1 INTRODUÇÃO

O coquinho-azedo [*Butia capitata* (Mart.) Becc.] é uma palmeira nativa do cerrado. A espécie possui vários usos, desde ornamental, fonte de alimento para o homem e animais, artesanato e construção civil. É também de grande importância econômica nas comunidades rurais do norte de Minas Gerais, uma vez que é fonte de renda e emprego para extrativistas e agricultores familiares que coletam os seus frutos, comercializando-os para o consumo *in natura* e para a produção de sucos, de sorvetes e de picolés (FERNANDES, 2008; LORENZI *et al.*, 2010; SILVA, 2008). Entretanto, é uma palmeira que está ameaçada, pois, segundo Martins (2003), no norte de Minas Gerais, essa frutífera ocorre preferencialmente margeando rios, que são áreas mais férteis utilizadas pelos agricultores para os cultivos. Associado a isso, o extrativismo, em função da coleta intensa dos frutos, leva a uma baixa taxa de reposição dessa espécie e, conseqüentemente, à erosão genética. Nesse sentido, é necessário desenvolver uma exploração mais racional do coquinho-azedo, favorecendo a sua conservação a campo e a recuperação de áreas com essa palmeira, além da formação de pomares, para que os agricultores, os extrativistas e as comunidades continuem a usufruir dos benefícios dessa frutífera.

Uma exploração racional de uma planta nativa é obtida pelo manejo do extrativismo e/ou pela sua domesticação. No processo de domesticação, a propagação do vegetal em larga escala é uma das primeiras técnicas a ser dominada. Porém, no caso do coquinho-azedo, essa ainda não está estabelecida, uma vez que as suas sementes germinam de forma lenta e desuniforme, levando até um ano para completar o processo germinativo (AQUINO, 2008; FERNANDES, 2008; MOURA, 2008). Esse obstáculo no processo germinativo provavelmente está associado à dormência de suas sementes, tendo várias causas, como: a presença de cobertura rígida, que dificulta a embebição das sementes e a entrada e a saída de gases; restrição mecânica do endocarpo, imaturidade do embrião e ação de substâncias

inibidoras da germinação e vigor, bem como combinação dessas causas (MARCOS FILHO, 2005).

A ação de substâncias inibidoras da germinação e vigor são temas pouco abordados na literatura, envolvendo palmeiras, principalmente quando se compara com espécies de maior interesse econômico e com próprios trabalhos dessa família que estudam a superação de dormência. Essas substâncias estão ligadas, principalmente, à ação de metabólitos secundários pertencentes a diferentes grupos químicos, como: compostos fenólicos, alcaloides e terpenoides, que podem estar localizados nas folhas, nas flores, nos caules, nas raízes, nos frutos e nas sementes (FERREIRA; AQUILA, 2000; FERREIRA; BORGHETTI, 2004; MARCOS FILHO, 2005; WEIR; PARK; VIVANCO *et al.*, 2004). Outras substâncias menos citadas, oriundas do metabolismo primário, também têm efeito sobre a germinação de sementes, o crescimento de plantas, algas, protozoários e bactérias. Exemplo disso são os ácidos graxos octadecanoico, tetradecanoico, oleico, linoleico, palmítico, esteárico, dentre outros, que atuam de forma fitotóxica sobre *Cynodon dactylon* e *Chlorella vulgaris* e os ésteres graxos, hexadecanoato de metila e octadecanoato de metila, presentes nas folhas de pequi e que inibem a germinação de sementes de *Zea mays* e *Bidens pilosa* (ALSAADAWI *et al.*, 1983; OLIVA, 2006; WU *et al.*, 2006). Constatase que esses compostos restringem a chegada do oxigênio e água ao embrião, promovem efeitos na pressão osmótica e na permeabilidade de membranas celulares, inibem a atividade de hormônios da divisão ou alongamento celular e síntese de ácidos nucléicos e proteínas (MARCOS FILHO, 2005; MARTINS *et al.*, 2010).

A detecção de aleloquímicos pode ser feita de várias maneiras. Uma forma é por meio da realização de bioensaios, utilizando sementes de espécies indicadoras, como alface, tomate e gergelim, a partir do preparo de extratos com partes do fruto e semente da espécie de interesse. Então, esses extratos são aplicados ao substrato onde a espécie bioindicadora é semeada, avaliando-se, em seguida, o efeito sobre a germinação e o desenvolvimento inicial das plântulas. Outra forma de detecção é a análise desses extratos,

utilizando a cromatografia gasosa, acoplada à espectrometria de massas (CG-MS). Assim, todos os compostos químicos e as suas respectivas quantidades nas partes de frutos e sementes seriam identificados e quantificados. Nesse sentido, vários trabalhos têm utilizado bioensaios e análises cromatográficas para verificar o potencial alelopático de espécies vegetais (D'ABROSCA *et al.*, 2005; KATO-NOGUCHI *et al.*, 2002; MARTINS *et al.*, 2010).

Diversas espécies produzem frutos que quando maduros possuem sementes com embrião imaturo, impedindo assim a germinação logo após a dispersão e necessitando de um período adicional para o completo desenvolvimento da estrutura. Isso se deve a características morfológicas, mas também a presenças de barreiras fisiológicas ou requerimentos metabólicos que precisam ser supridos antes do embrião se encontrar apto para germinar. Segundo Orozco-Segovia *et al.* (2003), a imaturidade do embrião é frequente em palmeiras, porém se conhece muito pouco sobre outras causas da dormência morfológica. A ocorrência de espécies com embriões imaturos foram relatados por Silva *et al.* (2007); Ferreira e Borghetti, (2004) para o araticum (*Annona crassiflora*), erva-mate (*Ilex paraguariensis*) e angelim (*Parkia pendula*). Uma das formas de se averiguar a imaturidade do embrião é a realização de estudos morfoanatômicos que possibilitem atestar a presença de tecidos indiferenciados. Esses estudos também são importantes para o entendimento do processo germinativo.

## 2 OBJETIVOS

Verificar a presença e a composição química de substâncias inibidoras nas partes do pirênio do coquinho-azedo sobre a germinação e o desenvolvimento inicial de plântulas de alface.

Caracterizar, morfoanatomicamente, o embrião zigótico de coquinho-azedo, avaliando a ocorrência da dormência morfológica.

Descrever aspectos indicativos da germinação e do desenvolvimento de plântulas de coquinho-azedo cultivado *in vitro* e *ex vitro*.

### 3 REVISÃO DE LITERATURA

#### 3.1 DESCRIÇÃO BOTÂNICA, LOCALIZAÇÃO, USOS E POTENCIALIDADE DO COQUINHO-AZEDO

As palmeiras são plantas que pertencem à família Arecaceae. As palmeiras têm distribuição pantropical, possuindo cerca de 2.700 espécies, distribuídas em 200 gêneros (SOUZA; LORENZI, 2008). São plantas que ocorrem nos mais variados habitats e possuem diversos usos. Na ornamentação, são largamente utilizadas em ajardinamento e em paisagismo, além de serem fonte de alimento para o homem e fornecedoras de produtos para a indústria, como: fibras, óleos, bebidas e ceras ou mesmo como fonte de renda para viveiristas (NASCIMENTO *et al.*, 2009; ROCHA; Silva *et al.*, 2005; RUFINO *et al.*, 2008).

O coquinho-azedo [*Butia capitata* (Mart.) Becc.] é um representante desse grupo. Segundo Jones (1995), essa frutífera pertence à subfamília Arecoideae, tribo Cocoeae e subtribo Butiinae. *B. capitata* é uma planta monoica, com caule ereto ou inclinado do tipo estipe solitário, folhas pinadas e arqueadas de coloração verde-acinzentada e folíolos lineares de ápice acuminado (LORENZI *et al.*, 2010). É uma planta de baixa estatura, principalmente quando comparada à espécie *Cocus nucifera*. Em três estudos realizados com plantas adultas em locais distintos do norte de Minas Gerais, foram verificadas alturas que variavam entre 1,10 a 1,99m (MERCADANTE-SIMÕES *et al.*, 2006; MOURA, 2008; SILVA, 2008).

A inflorescência apresenta coloração amarelo clara. O cacho é formado pelo pedúnculo (ráquis), espigas (ráquias) e é protegida por uma espata lenhosa, estrutura típica das Arecaceae. As flores são unissexuais na mesma ráquila. As flores femininas localizam-se na região basal da ráquila, próximo à ráquis até a região mediana, estando cada flor feminina ladeada por duas masculinas, enquanto, no ápice da ráquila, foram encontradas apenas flores masculinas. As flores femininas são actinomorfas, dialissépalas e dialipétalas, com três sépalas e três pétalas, cobrindo quase completamente o pistilo, ambas de cor amarela, no botão jovem e verde, na

flor em antese e ovário súpero. Nas flores masculinas, observam-se seis estames, anteras dorsifixas e deiscência rimosa (MERCADANTE-SIMÕES *et al.*, 2006).

Em *Butia capitata*, o fruto é uma drupa comestível (BROSCHAT, 1998). Possui exocarpo de coloração roxa e amarela e mesocarpo carnoso e fibroso. As sementes são encontradas nos formatos ovoide e elíptico. No endocarpo, observa-se a presença de poros germinativos, por onde emergirá a plântula. O tecido de reservas é chamado de endosperma ou albúmen e possui coloração esbranquiçada e brilhante. O embrião possui formato cônico e comprimento médio 3,5 mm (FERNANDES, 2008).

Na polpa dos frutos de coquinho-azedo, o teor de proteína dessa espécie está em torno de 0,3% de carboidratos; 10,8% de fibras (FDN); 3,9% de fósforo e cálcio 19,9 e 16,8 (mg 100g<sup>-1</sup>), respectivamente (FARIA *et al.*, 2008a). O teor de vitamina C é elevado (53mg de ácido ascórbico 100g<sup>-1</sup> de polpa), equivalente ao teor apresentado pela laranja (47mg de ácido ascórbico 100g<sup>-1</sup> de polpa) (FARIA *et al.*, 2008a). O valor de pró-vitamina A foi de 146,2 equivalente de atividade de retinol (RAE), por 100g de polpa de coquinho-azedo. Esse valor é semelhante aos valores encontrados para frutas convencionalmente consumidas e consideradas ricas em carotenoide pró-vitamina A, como a manga (FARIA *et al.*, 2008a). Em relação à composição química da amêndoa (endosperma), essa se apresentou rica em lipídios, que constitui a fração dominante. Os ácidos graxos saturados de cadeia média, como o ácido láurico (C12:0), são os mais encontrados na amêndoa do coquinho-azedo (FARIA *et al.*, 2008b).

O gênero *Butia* é distribuído nos estados de Minas Gerais, Paraná, Santa Catarina, Rio Grande do Sul, Bahia e Goiás e ainda em áreas de restinga do Uruguai, sul da Argentina e Estados Unidos. Recentemente, Lorenzi *et al.* (2010) propuseram uma nova classificação para as espécies desse gênero, alterando a denominação *Butia capitata* var. *odorata* dadas para as plantas ocorrentes em áreas de restingas do Rio Grande do Sul e Uruguai, respectivamente, para *Butia odorata*. Já para a espécie presente em Minas Gerais, em Goiás e na Bahia, manteve-se o nome *B. capitata*. Em

Minas Gerais, essa frutífera ocorre geralmente margeando rios e parece preferir solos mais férteis (MARTINS, 2003). Essa palmeira possui diversos usos. As folhas de coquinho-azedo são utilizadas no fabrico de tetos para moradias rústicas, no uso de chapéus, vassouras, trançados e cestas, além de serem utilizadas por pequenas indústrias para amassar a massa de mandioca (MARTINS, 2003). A árvore é usada em projetos de ajardinamento e paisagismo, possuindo grande valor ornamental. Além disso, pode ser usada em programas ambientais, principalmente em áreas para a recuperação de matas ciliares, uma vez que essa espécie é típica de locais próximos às margens dos rios e córregos, fornecendo, assim, também alimento para a fauna.

Os seus frutos são intensamente explorados pelo extrativismo, pois são utilizados para o consumo *in natura* e no preparo de sucos, de sorvetes e de picolés, constituindo-se em uma opção de renda e emprego (LORENZI *et al.*, 2010; SILVA, 2008). No norte de Minas Gerais, dirigentes de agroindústrias rurais que processam frutos de coquinho-azedo, apontam que esse fruto é o mais procurado na região, e dentre as frutas nativas beneficiadas é a espécie mais bem paga, chegando a R\$ 1,00 (um real) por quilo na época da safra (SILVA, 2008). De acordo com Moura (2008), a safra dessa frutífera dura seis meses, entre setembro e fevereiro, com um pico de produção no mês de novembro.

### 3.2 GERMINAÇÃO E DORMÊNCIA DAS SEMENTES

Em conformidade com Bewley e Black (1994), a germinação inicia com a embebição das sementes secas e termina com a alongação do eixo embrionário. Em palmeiras, as estruturas que compõem a semente, bem como o processo germinativo são bastante peculiares. O estudo científico do processo germinativo iniciou-se no princípio do século XIX, com a obra de Martius (1823-1850). Há três tipos de germinação em sementes de *Arecaceae*: remota tubular, remota ligular e adjacente ligulada. Na remota tubular, há alongamento do pecíolo cotiledonar em direção ao interior do substrato, surgindo, na sua base, a raiz primária. A raiz primária persiste por

algum período, sendo posteriormente substituída por raízes secundárias. Nesse processo, não há formação da lígula, e sim de um tubo de natureza foliar. Esse tipo de germinação é observado em *Syagrus romanzoffiana*, em *Phoenix roebelenii* e na maioria das espécies da subfamília Coryphoideae e Arecoideae (BERNACCI *et al.*, 2008; IOSSI *et al.*, 2006; PINHEIRO, 2002). No segundo tipo, remota ligular, ocorre a expansão do pecíolo cotiledonar, propiciando que a plântula se desenvolva afastado da semente, entretanto há formação da lígula pouco desenvolvida. Esse tipo de germinação ocorre em palmeiras da espécie *Aphandra barford* (FERREIRA, 2006) e do gênero *Sabal* e *Washingtonia* e da subfamília Cocosoidae (PINHEIRO, 1986). No terceiro tipo, adjacente ligulada, o pecíolo cotiledonar, diferentemente dos dois processos de germinação anteriores, desenvolve-se pouco, não há grande alongamento dessa estrutura. A plântula desenvolve-se junto à semente. Com o intumescimento do pecíolo cotiledonar, forma-se uma estrutura denominada botão germinativo. Posteriormente, há desenvolvimento de lígula saliente e de formato circular. Essa germinação é verificada em *Astrocaryum aculeatum*, em *Euterpe precatoria*, e é comum nos gêneros da subfamília Calmoideae e na maioria das Ceroxyloideae e Arecoideae (AGUIAR; MENDONÇA, 2002; GENTIL; FERREIRA, 2005). Entretanto, como mencionam Henderson (2006) e Pinheiro (2002), podem ocorrer variações no processo germinativo, sendo observados comprimentos variáveis do pecíolo cotiledonar e lígula.

A semente é o principal mecanismo de propagação das palmeiras, principalmente, daquelas que não têm perfilhos. Em geral a germinação é bastante lenta e desuniforme e em baixas porcentagens, podendo estender-se para mais de 365 dias. Segundo Lorenzi *et al.* (2004), as palmeiras levam, em média, mais de quatro meses para iniciar o processo germinativo. Em *B. capitata*, a germinação é lenta, desuniforme e em baixa porcentagem (em torno de 1%), levando até um ano para a plântula emergir (AQUINO *et al.* 2008; FERNANDES, 2008; MOURA, 2008). Essa baixa germinação das sementes de *B. capitata* está ligada ao processo de dormência, que é um fenômeno em que as sementes não germinam, mesmo quando colocadas em

condições ambientais favoráveis, como água, luz, temperatura, substrato e oxigênio (BASKIN; BASKIN, 2004; CARVALHO; NAKAGAWA, 2000; MARCOS FILHO, 2005).

Há diversas causas de dormência. Esses mecanismos podem agir de forma isolada ou conjunta. Finch-Savage e Leubner-Metzger (2006) e Marcus Filho (2005) classificam a dormência em 5 classes, que podem ser divididas em níveis e tipos. A dormência fisiológica é causada por mecanismos inibitórios, envolvendo os processos metabólicos e o controle do desenvolvimento, sendo uma interação entre o embrião e os tecidos adjacentes, mas controlada primariamente pelo embrião. Essa é dividida em 3 níveis: profunda, intermediária e baixa. Nesse caso, as sementes requerem tratamentos com ácido giberélico e, nos casos mais extremos, a estratificação das sementes por vários meses. A dormência morfológica é evidente em sementes com embriões que são subdesenvolvidos, em termos de tamanho, porém são diferenciados em eixo hipocótilo radícula, mas necessitam de um tempo para crescer e depois germinar. Esses autores relatam, ainda, a dormência morfofisiológica. Também, nessa situação, é evidente a presença de embriões subdesenvolvidos, mas em adição há um componente fisiológico. Portanto, para que a dormência seja superada, essas sementes necessitam de tratamentos que combinem a estratificação a frio e quente a aplicações de ácido giberélico. Já a dormência física e mecânica é causada pela cobertura, que pode controlar o movimento de água e gases para o interior da semente, além de impedir o crescimento do embrião. A retirada dessa cobertura ou a sua escarificação leva à quebra de dormência. Por último, a dormência química é causada por inibidores químicos presentes tanto dentro como fora da semente, que, translocados para o embrião, inibem a germinação. A dormência química pode ser superada com a estratificação, com a aplicação de reguladores de crescimento e da lixiviação.

Com relação ao coquinho-azedo e à maioria das palmeiras, os trabalhos para superar a dormência das sementes abordam, principalmente, a influência mecânica do endocarpo (BROSCHAT, 1998), a embebição das sementes em água (CARVALHO *et al.*, 2005; FERREIRA; GENTIL, 2006) e a

ação de hormônios ligados à germinação (CARVALHO *et al.*, 2005; TAVARES *et al.*, 2007), além do tratamento térmico (CARPENTER, 1988; SPERA *et al.*, 2001).

Fernandes (2008) e Aquino *et al.* (2008), avaliando diferentes tratamentos pré-germinativos para superar a dormência de coquinho-azedo, concluíram que as sementes em que se removeram o endocarpo e o maior poro germinativo alcançaram maiores porcentagens de germinação 8,0 e 11%. Já Moura (2008), verificando diferentes estádios de maturação do cacho (verde, intermediário e maduro), dois tipos de diásporo (sementes com e sem endocarpo) e três secções do cacho (base, meio e ponta), concluiu que não houve influência das secções sobre a germinabilidade, entretanto o estádio de maturação intermediário e as sementes sem o endocarpo obtiveram 17,5% de germinação. Broschat (1998) constatou que as sementes de *Butia capitata* sem o endocarpo começaram a germinar após sete semanas de semeadura, indicando, portanto, a remoção do endocarpo como uma técnica extremamente efetiva para imprimir melhorias no processo germinativo das sementes dessa espécie. Entretanto, apesar dessa técnica aumentar a taxa de germinação, ainda é muito baixa, indicando que outros fatores podem interferir na dormência. Schwartz *et al.* (2006) verificaram que a retirada do endocarpo proporcionou resultados positivos para a germinação e, conseqüentemente, emergência para *B.odorata*, enquanto a temperatura (dias de frio) e a embebição em água influenciaram a emergência de plântulas. Carpenter (1988) observou que a escarificação química com ácido sulfúrico e a embebição das sementes em ácido giberélico, a uma concentração 1000 ppm, durante 24 horas não influenciaram, positivamente, a germinação das sementes *B. capitata*.

### 3.3 ALELOPATIA

A alelopatia pode ser definida como a interferência positiva ou negativa de compostos do metabolismo secundário e primário, produzidos por uma planta e lançados no meio, sendo essas substâncias chamadas de aleloquímicos (FERREIRA; BORGHETTI, 2004; MARCOS FILHO, 2005). Os metabólitos secundários e algumas substâncias do metabolismo primário são encontrados em maiores frequências nos vegetais, sendo a sua síntese realizada em vários sítios no interior da célula, armazenando-se primeiramente nos vacúolos. A concentração dos compostos no vegetal é bastante variável num período de 24 horas e esses compostos não estão uniformemente distribuídos pela planta (ALMEIDA, 1988; CARDOSO *et al.*, 2001; RAVEN, 2004).

O efeito alopático não se dá somente sobre a germinabilidade, mas, principalmente, sobre o crescimento da plântula (FERREIRA; AQUILA, 2000). Essas substâncias podem induzir ao aparecimento de plântulas anormais ou reduzir a velocidade de germinação (FERREIRA; AQUILA, 2000). Para se detectar esses efeitos nessas características, são realizados testes de germinação simples. Uma maneira de extrair essas substâncias inibidoras é o uso de solventes, obtendo-se extratos que são aplicados em espécies indicadoras, como: a alface, o gergelim ou o tomate, que possuem sementes muito sensíveis. Os efeitos observados na germinação e no desenvolvimento inicial de plântulas da espécie bioindicadora são indicativos de aleloquímicos (FERREIRA; AQUILA, 2000; FERREIRA; BORGHETTI, 2004;).

Em sementes de mamão, a sarcotesta apresenta inibidores, principalmente compostos fenólicos, que acarretam germinação lenta e desuniforme das sementes (TOKUHISA *et al.*, 2007). Taninos e saponinas foram detectados nos extratos de *Dodonaea viscosa* (L.) Jacq., por reações fitoquímicas qualitativas. Ambos os extratos preparados a frio e o obtido a quente a 4% afetaram a germinação da alface, alterando a germinabilidade, o tempo médio, a velocidade média e a entropia de germinação dos aquênios tratados (MARASCHIN-SILVA *et al.*, 2005). Sobre algumas plantas daninhas e cultivadas, o ácido graxo hexadecanoico comprometeu a germinação e o

crescimento da raiz e parte aérea das plantas. Também o ácido tetradecanoico teve efeito alelopático sobre *Chlorella vulgaris* (ALSAADAWI *et al.*, 1983; WU *et al.*, 2006).

Ao avaliar o potencial alelopático de folhas de 15 espécies arbóreas do cerrado, a partir de extratos etanólicos sobre a germinação de sementes de alface, SILVA *et al.* (2006a) observaram que, das 15 espécies investigadas, quatro mostraram efeito inibidor de germinação: *Ouratea spectabilis*, *Pouteria ramifl.*, *Qualea grandifl.* e *Stryphnodendron adstringens*. Foi também determinado o tipo de polaridade do composto inibidor em cada espécie. Todas elas apresentaram reação positiva para terpenoides. O potencial alelopático do extrato metanólico das folhas de *Caryocar brasiliense*, em duas concentrações 50% até 75%, foi avaliado em relação à inibição na germinação de sementes de *Panicum maximum*. Os resultados comprovaram a ação inibitória dos extratos em diferentes concentrações sobre a germinação de sementes de *P. maximum* (MOREIRA *et al.*, 2008).

Outros efeitos de inibição da germinação e desenvolvimento inicial de plântulas de alface e tomate foram observados nos extratos das folhas obtidos das espécies de espiroleira (*Nerium oleander*), comigo-ninguém-pode (*Dieffenbachia picta*), pata-de-vaca (*Bauhinia forficata*), barbatimão (*Stryphnodendron adstringens*), jaqueira (*Artocarpus heterophyllus*), *Citrus junos* e tamarindo (*Tamarindus indica* L.) (HOFFMANN *et al.*, 2007; KATONOGUCHI *et al.*, 2002; MANOEL *et al.*, 2009; PARVEZ *et al.*, 2003; PERDOMO; MAGALHÃES, 2007).

### 3.4 SUBSTÂNCIAS INIBIDORAS DE GERMINAÇÃO

Os compostos fenólicos apresentam um grupo hidroxila, ligado a um anel aromático. Podem ser sintetizados a partir de duas rotas: uma do ácido chiquímico e outra do ácido mevalônico, tendo como subclasses os flavonoides, ácidos fenólicos, taninos, ligninas, xantonas. Os flavonoides são muito frequentes nas plantas superiores. A florizina é um representante desse grupo e é encontrada nas raízes da macieira, inibindo o crescimento de plântulas da própria espécie. Os taninos podem ser encontrados na forma

hidrolisável ou condensados. Quando hidrolisáveis, são conhecidos como inibidores da germinação das sementes, do crescimento de plantas e também das bactérias fixadoras de nitrogênio e das nitrificantes do solo. As cumarinas são lactonas, destacando-se a esculina e o psoraleno que foram isolados de sementes e frutos de diversas espécies, inibindo a germinação da alface, mesmo em concentrações muito baixas (ALMEIDA, 1988).

Os ácidos fenólicos cumárico, ferúlico, p-hidroxibenzoico, vanílico comprometeram seriamente o crescimento radicular de *Buchloe dactyloides* (WU *et al.*, 1998). Sementes de *Echinochloa crus-galli* P. Beauv. var. *oryzicola*, tratadas com os ácidos ferúlico, p-hidroxibenzoico, p-cumárico e m-cumárico, tiveram a sua germinação e peso seco das mudas comprometidos (CHUNG *et al.*, 2002). O ácido cafeico suprimiu, significativamente, o crescimento radicular e a formação de raízes adventícias de *Phaseolus aureus* (BATISH *et al.*, 2008). O ácido benzoico propiciou efeito fitotóxico em *Brassica juncea*, propiciando um desenvolvimento inferior das plântulas. As células dessa espécie ficaram desorganizadas e deformadas, quando comparadas com o tratamento controle (KAUR *et al.*, 2005).

Os alcaloides originam-se de aminoácidos, sendo compostos orgânicos nitrogenados, ligados a um anel aromático, possuindo sabor amargo, básicos em suas propriedades, geralmente insolúveis em água e solúveis em solventes orgânicos, sensíveis à luz, ao aquecimento e a variações de pH. Esses compostos são sintetizados no retículo endoplasmático rugoso, tendo como precursores os aminoácidos alifáticos (ornitina e lisina) e aromáticos (triptofano e tirosina) (CARDOSO *et al.*, 2001). Podem ser encontrados em todas as partes dos vegetais (sementes, raízes, rizomas, cascas, folhas, fruto e flor), embora se acumulem melhor em feixes vasculares, células epidérmicas e hipodérmicas e canais laticíferos (TAIZ; ZEIGER, 2004). Um exemplo de alcaloide é a cafeína presente no espermoderma do café (*Coffea arabica*), que foi considerada por PEREIRA *et al.* (2002) a substância responsável por inibir a germinação de sementes.

Os terpenoides, também chamados de isoprenoides, são a maior classe de metabólitos secundários, com mais de 22.000 compostos

conhecidos. São unidades de isopreno que derivam do acetato via ácido mevalônico, sendo voláteis, de baixo peso molecular e possuem características básicas (CARDOSO *et al.*, 2001; RAVEN, 2004). Os monoterpenoides formam a maioria dos óleos essenciais das plantas e estão dentro desse grupo, em geral, identificados com maior potencialidade inibitória. Diversas espécies de sálvia, *Eucalyptus* sp. e artemísia elaboram produtos voláteis tóxicos, como canfeno, dipenteno,  $\alpha$ -pineno e  $\beta$ -pineno, que inibem o desenvolvimento de outras plantas. Alguns fungos também produzem terpenoides, que, provavelmente são responsáveis pela destruição de tecidos e por provocarem lesões nas plantas superiores (ALMEIDA, 1988). O limoneno e  $\alpha$ -pineno inibem o ciclo do nitrogênio, influenciando a germinação de *Brassica napus* (MALHEIROS; PEREZ, 2001). Os monoterpenos cineole e citronellol reduziram a velocidade e a germinação, o comprimento da radícula e o crescimento das plântulas de *Ageratum conyzoides* (SINGH *et al.*, 2002). O óleo volátil de *Hydrocotyle bonariensis* Lam. revelou a presença de 17 compostos de monoterpenos e sesquiterpenos, que inibem a germinação e o crescimento do hipocótilo e radícula da alface (*L. sativa*) e da cebola (*Allium cepa*) (SILVA *et al.*, 2009).

Os mecanismos de ação dos metabólitos secundários presentes nos vegetais ainda se encontram pouco esclarecidos, entretanto alguns efeitos já foram comprovados, como na pressão osmótica e pH. O efeito osmótico provocou em *Mimosa bimucronata* um crescimento relativo diferencial entre raiz e parte aérea, pois quanto mais negativo o potencial, mais a planta alongou as suas raízes, em detrimento da parte aérea (ALMEIDA, 1988). Efeitos também foram verificados na permeabilidade das membranas, induzindo peroxidação lipídica, promovendo maior turgescência celular e menor flexibilidade. O ácido salicílico e os fenólicos provocam perda de  $K^+$  do plasmalema, alterando a permeabilidade e a seletividade das membranas celulares (ALMEIDA, 1988; MARCOS FILHO, 2005).

No desenvolvimento inicial das plântulas, algumas substâncias, como os taninos, cumarinas e diversos compostos fenólicos, comprometem os hormônios que estão ligados ao processo germinativo, principalmente as

giberelinas e o ácido indolacético (WEIR *et al.*, 2004). No processo de respiração de alguns vegetais, essas substâncias são responsáveis por reter moléculas de oxigênio, impedindo-as de chegar às células ou promovem alterações da atividade de enzimas respiratórias e ainda podem comprometer transporte da cadeia de elétrons nos cloroplastos, agindo de forma semelhante aos herbicidas (ALMEIDA, 1988; FERREIRA; BORGHETTI, 2004; WEIR *et al.*, 2004).

Os metabólitos primários também podem, em determinados casos, apresentar potencial alelopático. Alguns ácidos graxos, como o hexadecanoico, tetradecanoico, octadecanoico, oleico, linoleico, alfa-linolênico, eicosapentaenoico, docosaheptaenoico, dodecanoico, decanoico e alguns ésteres graxos, como octadec-9-enoato de metila (elaídato de metila), hexadecanoato de metila (palmitato de metila) e octadecanoato de metila (estearato de metila), têm atuado como aleloquímico (ALSAADAWI *et al.*, 1983; OLIVA, 2006; WU *et al.*, 2006). Contudo o mecanismo de ação dessas substâncias encontra-se pouco esclarecido. Para Prince *et al.* (2008) e Wu *et al.* (2006), os ácidos graxos são os responsáveis por comprometerem a permeabilidade das membranas, causando liberação de grandes quantidades de  $K^+$  da célula de algas, protozoários e algumas bactérias. Já os ésteres foram apontados por Oliva (2006), por reduzirem os processos fotossintéticos, alterando atividades de enzimas em *Bidens pilosa* e *Zea mays*. Martins *et al.* (2010) ressaltam, ainda, que o sistema instaurado das cadeias carbônicas dos ésteres que derivam do ácido linoleico pode captar radicais e formar outros metabólitos especiais que possam interferir na germinação das sementes. Segundo esses autores, a presença de moléculas hidrofóbicas, tais como os triglicérides insaturados presentes no arilo de sementes de maracujá (*Passiflora edulis* f. *flavicarpa* Deg.), provavelmente, dificulta a embebição das sementes de alface, formando uma barreira para a entrada de água ou, ainda, a presença de esteroides, que são substâncias que podem funcionar como hormônios, tais como as brassinas (RAVEN *et al.*, 2001). Essa barreira gera um desbalanço de hormônios existentes nas

sementes, competindo pelo sítio ativo e/ou inibindo a ação dos hormônios necessários à germinação.

Um importante aspecto na pesquisa é a identificação de compostos envolvidos nas interações planta-planta e os seus possíveis mecanismos de ação. Essa identificação é realizada por meio de métodos de isolamento e purificação de substâncias orgânicas, associadas com as principais técnicas espectrométricas e espectroscópicas de identificação, tais como a espectrometria de massas (MS), a ressonância magnética nuclear (NMR), ultravioleta (UV) e o infravermelho (IR) (ROBARDS, 2003). O cromatografo gasoso envolve uma amostra a ser vaporizada e os compostos transportados por um gás inerte até a câmara de detecção, onde ocorre a separação de íons, positivos ou negativos, produzidos a partir de átomos ou moléculas, quer sejam das mais simples às mais complexas, de acordo com a razão massa/carga ( $q/m$ ), obtendo, assim, informações do peso molecular e de características estruturais da amostra. Nos estudos que envolvem as substâncias inibidoras da germinação e alelopatia, é possível, por meio do CGMS, obter a composição química tanto qualitativa e quantitativa de misturas, a estrutura molecular e a estrutura e a composição de superfícies sólidas e as proporções isotópicas de átomos em amostras (JÖNSSON, 1987).

### 3.5 ANATOMIA DA SEMENTE DE PALMEIRAS

#### 3.5.1 Embrião

Em geral, o embrião das palmeiras possui formato cônico, cilíndrico, ovóide, sendo indiviso e pequeno, principalmente quando comparado ao tamanho do endosperma. Essa desproporção, segundo Alves e Demattê (1987), é devido ao pouco desenvolvimento do embrião, que precisará das substâncias aleurônicas e amiláceas, para o seu desenvolvimento. Quanto à sua localização no endosperma, o embrião pode ser basal, se está próximo à micrópila ou ponto de inserção da semente; apical, se situado no lado contrário; ou ainda lateral, em relação à micrópila (PINHEIRO, 1986). O

embrião das palmeiras consiste de um único cotilédone, dividido em região proximal e distal. O eixo embrionário está localizado na região proximal do cotilédone e é formado por eixo hipocótilo-radícula e pela plúmula, constituída de promeristema e de duas ou três bainhas foliares, as quais podem estar revestidas pela protoderme e apresentar cordões procambiais (AGUIAR; MENDONÇA, 2003; PANZA *et al.*, 2004). A porção distal origina o haustório, órgão responsável por absorver as reservas do endosperma. Em geral, são distintos no cotilédone e no eixo embrionário os três tecidos meristemáticos: protoderme, meristema fundamental e procâmbio (PANZA *et al.*, 2004). Demason (1988) distingue os embriões de palmeiras em duas categorias: aqueles com eixo embrionário paralelo ao cotilédone, como em *Phoenix dactylifera* e aqueles com o eixo embrionário em ângulo oblíquo, com relação aos cotilédones, *Cocos nucifera*, *Elaeis guineensis* e *Washingtonia filifera*.

Em *Acrocomia aculeata*, *P. dactylifera*, *Euterpe edulis*, o embrião é constituído por eixo hipocótilo-radícula e plúmula (DEMASON, 1985; PANZA *et al.*, 2004; RIBEIRO *et al.*, 2010). O eixo hipocótilo-radícula é mais ou menos elaborado, conforme a espécie. Geralmente, possui meristema fundamental, procâmbio, podendo ou não apresentar protoderme. Em *E. edulis*, apresenta coifa diferenciada no momento da dispersão (PANZA *et al.*, 2004). A plúmula é formada por promeristema e três ou dois primórdios foliares. No cotilédone, é possível observar uma pequena fenda, por onde emerge a plúmula (DEMASON, 1984; DEMASON *et al.*, 1985; DEMASON; THOMSON, 1981; PANZA *et al.*; 2004; RIBEIRO *et al.*, 2010).

Em *Euterpe precatória*, o desenvolvimento do embrião, durante o processo germinativo, ocorre em 70 dias. O meristema radicular começa a se organizar; as suas células alongam-se e ficam dispostas em fileiras, formando o eixo central da futura raiz. A emergência da raiz primária e o seu deslocamento se dão em direção oposta à plúmula, que tem, inicialmente, três primórdios foliares diferenciados. No pecíolo cotiledonar, os feixes vasculares são frequentes, comunicando o haustório à plântula. À medida que a plântula se desenvolve, a região distal, o haustório, aumenta de tamanho, ocupando quase que totalmente o lugar do endosperma. No

haustório de *Euterpe precatória*, duas regiões são distintas: a região periférica e a região interna. Na região periférica, as células são menores e justapostas, enquanto que, na região interna, as células são maiores e com grandes espaços intercelulares (AGUIAR; MENDONÇA, 2002).

Nas sementes do gênero *Oenocarpus*, o embrião possui, em média, 9mm de comprimento e se enquadra no tipo basal. O cotilédone dessa espécie possui duas regiões: a região proximal, voltada para o poro germinativo e de coloração amarelo-pálida, que oxida rapidamente, quando retirado da semente, mudando para a coloração marrom-amarelada e a região distal, de coloração amarelo-clara, em posição central na região basal (MENDONÇA *et al.*, 2008). Nas espécies *Oenocarpus bacaba* e *Oenocarpus minor*, verifica-se a presença dos três tecidos meristemáticos primários no cotilédone e eixo embrionário com plúmula formada por duas bainhas, revestidas pela protoderme e polo radicular (OLIVEIRA *et al.*, 2010).

### 3.5.2 Endosperma

O tecido de reservas das palmeiras é chamado de endosperma ou albúmen, sendo formado por tecidos cujas células são espessadas (AGUIAR; MENDONÇA, 2003). O protoplasma contido nessas células possui matéria viva muito dinâmica no início da formação do tecido, perdendo a sua atividade, à medida que se desenvolve e perde água. O endosperma das sementes de palmeiras é formado por células com paredes celulares fortemente espessadas, em função da deposição de camadas superpostas de celulose ou de hemicelulose. A consistência do albúmen é variável, podendo ser córneo, farinhoso e duro. O endosperma das sementes de palmeiras pode ser classificado em dois tipos: homogêneo e ruminado. Quando homogêneo, a superfície do tecido é sólida e uniforme; já o ruminado possui a superfície irregular, o que ocorre devido à formação de dobras do tegumento da semente. Em geral, o endosperma das palmeiras é composto por grandes quantidades de lipídios e carboidratos, na forma de mananos. Por exemplo, o endosperma do óleo de *Elaeis guineensis* contém 47% de

lipídios e 36% de carboidratos insolúveis, na forma de galactomanano (OROZGO-SEGOVIA *et al.*, 2003). Os carboidratos normalmente estão aderidos à parede celular do endosperma (DEMASON, 1988).

Em *Euterpe precatória*, o endosperma é volumoso, homogêneo, sólido, duro, branco prateado e brilhante, com células de paredes bastante grossas, sendo visualizados campos primários de pontuações (AGUIAR; MENDONÇA, 2003). O endosperma da palmeira inajá (*Attalea maripa*) é sólido, duro e visivelmente oleaginoso, de coloração esbranquiçada ou levemente amarelada; ocupa quase a totalidade da amêndoa (ARAÚJO, 2000). O fruto das palmeiras se divide em epicarpo, mesocarpo, endocarpo, tegumento, endosperma e embrião (MERROW, 2004). As sementes são encontradas nos formatos ovoide, elíptico ou redondo. Tenório (1982) e Aguiar e Mendonça (2003) afirmam que o endocarpo das palmeiras é um tecido rico em feixes vasculares, em fibra, em parênquima de enchimento e com células esclerificadas. É um tecido lignificado, extremamente duro. A semente, quando está aderida ao endocarpo, é chamada de diásporo, pirênio ou putâmen. No endocarpo, observa-se a presença de poros germinativos, por onde emergirá o botão germinativo ou pecíolo cotiledonar. Esses poros variam de um a três.

A presença de taninos e de cristais (ráfides) é relatada nos embriões e nas plântulas em desenvolvimento da palmeiras (AGUIAR; MENDONÇA, 2003; HACCIUS; PHILIP, 1979; OLIVEIRA *et al.*, 2010; PANZA *et al.*, 2004). A sua presença poderia estar ligada à proteção do embrião, como sugerido por Oliveira *et al.* (2010) e, ainda, à proteção do sistema radicular em expansão (WERKER, 1997).

## CAPÍTULO 2 - AVALIAÇÃO DO EFEITO INIBITÓRIO E DA COMPOSIÇÃO QUÍMICA DE EXTRATOS DO ENDOCARPO E DO ENDOSPERMA DO COQUINHO-AZEDO NA GERMINAÇÃO DE SEMENTES DE ALFACE

### RESUMO

O coquinho-azedo [*Butia capitata* (Mart.) Becc.] é uma frutífera nativa do bioma cerrado, que, por apresentar germinação lenta e irregular de suas sementes, tem como resultado dificuldades na obtenção de mudas em larga escala. Diante disso, objetivou-se, nesta pesquisa, avaliar o efeito inibitório e a composição química de extratos em hexano, acetato de etila e metanol do endocarpo e endosperma sobre a germinação e o desenvolvimento inicial de plântulas de alface. Verificou-se que o extrato metanólico do endosperma e endocarpo influenciou, negativamente, o crescimento do hipocótilo e radícula, porém não houve efeito dos extratos na porcentagem e no índice de velocidade de germinação, matéria fresca e seca da radícula e hipocótilo. Os extratos metanólicos foram analisados por cromatografia gasosa, acoplada à espectrometria de massas. As principais substâncias identificadas com potencial alelopático foram: os ésteres (Z)-octadec-9-enoato de metila, hexadecanoato de metila e os ácidos dodecanoico, tetradecanoico, (Z)-octadec-9-enoico, hexadecanoico, (9Z,12Z)-octadeca-9,12-dienoico.

**Palavras-chave:** *Butia capitata* (Mart.) Becc. Efeito alelopático. Caracterização química de extratos.

## CHAPTER 2 - EVALUATION OF INHIBITORY EFFECT AND THE CHEMICAL COMPOSITION OF EXTRACTS FROM THE ENDOCARP AND ENDOSPERM FROM COQUINHO-AZEDO ON THE GERMINATION OF LETTUCE SEEDS

### ABSTRACT

Coquinho-azedo [*Butia capitata* (Mart.) Becc.] is a native fruit of the cerrado, which, by presents slow and irregular germination of their seeds, has as results difficulties in obtaining seedlings on a large scale. Given this, aimed to, in this research, to evaluate the inhibitory effect and the chemical composition of extracts in hexane, ethyl acetate and methanol of endocarp and endosperm about the germination and the initial development of lettuce seedlings. It was found that the methanol extract of the endosperm and endocarp influenced negatively the growth of hypocotyl and radicle, but there were not effect of extracts on the percentage and the germination rate index, fresh and dry matter of radicle and hypocotyl. The methanol extracts were analyzed by gas chromatography coupled to mass spectrometry. The main substances identified with potential allelopathic were: esters (Z) octadec-9-enoate of methyl, methyl hexadecanoate and the acids dodecanoic, tetradecanoic, (Z) octadec-9-enoic, hexadecanoic, (9Z, 12Z) -octadeca-9,12-dienoic.

**Keywords:** *Butia capitata* (Mart.) Becc. Allelopathic effect. Chemical characterization of extracts.

## 1 INTRODUÇÃO

O coquinho-azedo [*Butia capitata* (Mart.) Becc.] é uma palmeira nativa do cerrado, de grande importância socioeconômica, ocorrendo em Minas Gerais, Goiás e Bahia. Os seus frutos, obtidos exclusivamente do extrativismo, são muito utilizados na produção de polpas, sucos, sorvetes, licores e representam, ainda, uma significativa fonte de renda e emprego na região norte de Minas Gerais (FARIA *et al.*, 2008b; LORENZI *et al.*, 2010). Entretanto, com o avanço das fronteiras agrícolas e do extrativismo intenso, a sobrevivência dessa espécie encontra-se ameaçada.

Uma alternativa para contribuir com a preservação dessa frutífera é a produção de mudas em larga escala, visando à recuperação de áreas degradadas e à formação de pomares. Contudo, em muitas espécies de palmeiras, a produção de mudas, por meio de sementes possui baixa eficiência, uma vez que essas apresentam dormência e, como consequência, acarretam desuniformidade e lentidão no processo de germinação (MERROW, 2004). Esse fenômeno ocorre também no coquinho-azedo e em outras espécies do gênero *Butia*, que necessitam de mais de um ano para germinar e apresentam baixas taxas de germinação, variando de 1 a 25% (CARPENTER, 1988; FERNANDES, 2008). Essa dormência pode ser causada por diversos fatores, entre esses, a presença de substâncias inibidoras da germinação e do desenvolvimento de plântulas, também chamadas de aleloquímicos. Nas sementes, esses compostos podem proporcionar vários efeitos, como reduzir o percentual de germinação, o índice de velocidade de germinação e o crescimento de plântulas, além de ocasionar um desenvolvimento de plântulas anormais. Entretanto o efeito mais comum observado é nas raízes, com limitação do crescimento, escurecimento dos tecidos radiculares, quantidade reduzida de pelos radiculares, resposta gravitrópica alterada e necrose dos tecidos (FERREIRA; BORGHETTI, 2004; CRUZ-ORTEGA *et al.*, 1998; FERREIRA; PARVEZ *et al.*, 2003; KATO-NOGUCHI *et al.*, 2002; LEVIZOU *et al.*, 2002).

Esses compostos com ação aleloquímica são, normalmente, metabólitos secundários, como os compostos fenólicos, alcaloides e

terpenoides (BATISH *et al.*, 2008; KAUR *et al.*, 2005; SILVA *et al.*, 2009; WEIR *et al.*, 2004). Outras substâncias, como ésteres e ácidos graxos, oriundas do metabolismo primário, também podem apresentar efeito sobre a germinação de sementes, o crescimento de plantas, algas, protozoários e bactérias (ALSAADAWI *et al.*, 1983; MARTINS *et al.*, 2010; OLIVA, 2006; PRINCE *et al.*, 2008; WU *et al.*, 2006).

A ação de substâncias inibidoras da germinação e vigor é tema ainda pouco explorado na literatura envolvendo palmeiras, constituindo-se, portanto, em uma lacuna do conhecimento. Entretanto alguns autores relatam o efeito aleloquímico de partes de frutos e sementes sobre a germinação e o crescimento de plântulas de alface, pepino, repolho e tomate (FERNANDES, 2008; KHAN, 1982a; KHAN, 1982b; MERROW, 2004).

A detecção de aleloquímicos pode ser feita por meio da realização de bioensaios, utilizando sementes de espécies bioindicadoras, como alface, tomate e gergelim, a partir do preparo de extratos com partes do fruto e semente da espécie de interesse. Esses extratos são aplicados ao substrato, onde a espécie bioindicadora é semeada, para verificar o efeito sobre a germinação e o desenvolvimento inicial das plântulas. Outra alternativa é a realização de análises desses extratos por cromatografia gasosa, acoplada à espectrometria de massas (CG-MS), visando a identificar os constituintes químicos presentes nos extratos das partes de frutos e sementes. Nesse sentido, vários trabalhos utilizando bioensaios e análises cromatográficas têm sido realizados, buscando caracterizar o potencial alelopático de espécies vegetais (KATO-NOGUCHI *et al.*, 2002; MARTINS *et al.*, 2010; PASSOS *et al.*, 2010).

Diante do exposto, objetivou-se, nesta pesquisa, avaliar o efeito inibitório e a composição química de extratos do endocarpo e endosperma sem o embrião do coquinho-azedo sobre a germinação e o desenvolvimento inicial de plântulas de alface.

## 2 MATERIAL E MÉTODOS

Esta pesquisa foi realizada no Laboratório de Análise e Síntese de Agroquímicos (LASA/UFV) da Universidade Federal de Viçosa e no Laboratório de Análise de Sementes (LAS/ICA) do Instituto de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Minas Gerais, Campus Montes Claros.

Os frutos de coquinho-azedo foram coletados em uma área de ocorrência natural dessa espécie. Na ocasião, foi selecionado o maior número de cachos possível da mesma planta. As amostras foram selecionadas, retirando-se quantidade semelhante de frutos de cada cacho. Em seguida, esses foram despulpados manualmente, com o auxílio de uma faca, obtendo-se os pirênios (endocarpo + semente). Logo após, esses foram lavados em água destilada e postos para secar à sombra, em ambiente de laboratório, à temperatura e umidade não controlada. Em todos os pirênios, retirou-se o endocarpo com uma turquesa, extraíndo-se a semente, na qual se retirou o embrião, com o auxílio de um bisturi, restando somente o endosperma com o tegumento. O endocarpo e o endosperma resultantes desse processo foram utilizados na preparação dos extratos.

### 2.1 EFEITO DE SUBSTÂNCIAS INIBIDORAS

O experimento foi montado em esquema fatorial 2 (partes do pirênio) x 3 (solventes) + 4 (tratamentos adicionais), em delineamento inteiramente casualizado, com 4 repetições, 50 sementes por tratamento e 40 parcelas no total. Os tratamentos consistiram de extratos preparados a partir de duas partes do pirênio de coquinho-azedo: endocarpo e endosperma mais tegumento e sem embrião. A partir dessas duas partes do pirênio, prepararam-se três extratos, utilizando-se solventes de polaridades crescentes: hexano, acetato de etila e metanol. Os tratamentos adicionais consistiram do uso de cada solvente puro e da água destilada.

O preparo dos extratos foi realizado a partir da metodologia proposta por Escudero *et al.* (2000) e Fernandes (2008), com algumas modificações. Inicialmente, o endocarpo e o endosperma foram pesados em uma

quantidade de 100 g cada um e foram macerados separadamente, em cadinho de porcelana. A proporção do material utilizado foi de 1:5 g/v. Após o preparo, os extratos foram mantidos em refrigerador e acondicionados em frascos escuros por 24 horas, sendo, em seguida, a solução filtrada com papel filtro Whatman n° 1. Todo esse preparo foi realizado sob a proteção de luz.

Nos bioensaios, foram utilizadas sementes de alface (*Lactuca sativa* cv. *capitata*), conforme metodologia prescrita pelas Regras de Análise de Sementes (BRASIL, 2009). Os gerboxes foram previamente desinfestados, com hipoclorito de sódio a 2% e o papel germinativo ou mata borrão, autoclavado por 20 minutos. Foram distribuídos dois papéis por caixa, colocando-se 3,0 mL de cada extrato sobre estes. Decorrido o tempo de 24 horas, para a total evaporação dos solventes, foram adicionados 3,0 mL de água destilada em cada caixa e, após a secagem do papel, distribuíram-se as sementes de alface no gerbox, aplicando-se, em seguida, uma rega com água destilada, na proporção de 2,5 vezes e meio o peso do papel seco. As caixas foram levadas para germinador em estufa BOD e mantidas a uma temperatura constante de 25°C, na ausência de luz.

As seguintes características foram avaliadas: porcentagem e índice de velocidade de germinação (MAGUIRE, 1962). Após sete dias, foram determinados: a massa fresca e seca, o comprimento do hipocótilo e da radícula. Diariamente, as sementes de alface foram analisadas, sendo consideradas germinadas aquelas que apresentaram protrusão (emissão) de estruturas essenciais das plântulas. Para obter a massa seca, as estruturas foram pesadas e postas para secar em estufa com circulação de ar a uma temperatura de 65°C até atingirem peso constante, enquanto o comprimento foi obtido com o auxílio de uma régua milimetrada.

Os níveis de pH dos extratos do endocarpo, utilizando como solventes hexano, metanol e acetato de etila, foram: 4,8; 6,7 e 5,4, respectivamente e, para o endosperma, com os mesmos solventes, foram: 6,7; 6,4 e 5,3, respectivamente. Portanto, todos os extratos encontram-se em uma faixa

adequada de pH para o processo germinativo, entre 4 e 10, conforme Eberlein (1987).

Os dados foram submetidos à análise de variância e as médias, comparadas pelo teste Tukey a 5% de probabilidade.

## 2.2 ANÁLISE DOS CONSTITUINTES QUÍMICOS DOS EXTRATOS

Os extratos metanólicos, preparados conforme descrição anterior foram concentrados sob pressão reduzida em evaporador rotatório. Todas as extrações foram realizadas em triplicata e o rendimento da extração foi expresso em porcentagem da massa de planta seca. Os extratos foram derivatizados e analisados por CG-EM.

## 2.3 HIDRÓLISE ALCALINA

Em um frasco de fundo redondo (10 mL), foram colocadas 10 mg do extrato obtido em diclorometano, seguidos por 1,8 mL de solução aquosa de KOH (3,0 mol L<sup>-1</sup>) e por 0,2 mL de metanol. A mistura foi refluxada sob atmosfera de nitrogênio, por uma hora. Em seguida, foi resfriada até temperatura ambiente, acidificada com solução aquosa de HCl (3,0 mol L<sup>-1</sup>) até pH~2 e extraída com diclorometano (3,0 x 10 mL). Os extratos orgânicos combinados foram secados com MgSO<sub>4</sub> anidro. Após filtração, o solvente foi completamente removido sob pressão reduzida em evaporador rotatório.

## 2.4 DERIVATIZAÇÃO

Alíquotas (2,0 mg) dos extratos foram pesadas em um vidro internamente cônico e, em seguida, dissolvidas em 60 µL de piridina e 100 µL de (N,O-bis (trimetilsilil)-trifluoroacetamida) – BSTFA contendo 1% de cloro-trimetilsilano. A mistura reacional foi aquecida a 70°C, por 30 min. Da solução obtida, apenas 1 µL foi injetado no CG-EM.

As análises foram realizadas no aparelho GC-MS PQ5050A, da marca Shimadzu, utilizando coluna capilar de sílica fundida DB-5 (5% de difenil e 95% dimetilsiloxano), com 30 m de comprimento, 0,25 mm de diâmetro

interno e filme de 0,25  $\mu\text{m}$  e hélio como gás de arraste. As condi es cromatográficas foram as seguintes: a temperatura do injetor foi de 290 C, iniciando com 80 C por 5 minutos, aumentando de 80 C a 290 C, na razão de 4 C/min. A temperatura final permaneceu em 290 C, por 40 minutos. A temperatura do detector e da interface do sistema CG-EM foi de 290 C. O detector de massas operou com ioniza o por impacto de elétrons de 70 eV e varredura de massas de 30 a 600  $m/z$ . A identifica o dos componentes dos extratos foi realizada por compara o dos espectros de massas do banco de dados do aparelho (Wiley 330.000), com dados da literatura.

### 3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

#### 3.1 EFEITO DE SUBSTÂNCIAS INIBIDORAS

A interação entre as partes do pirênio e solventes foi significativa para o comprimento da radícula e hipocótilo, não se observando efeito na porcentagem e no índice de velocidade germinação, massa seca e fresca do hipocótilo e radícula. Esses resultados corroboram os de Fernandes (2008), para o coquinho-azedo, com relação às variáveis: porcentagem, índice de velocidade de germinação, massa fresca do hipocótilo e radícula. Dessa forma, os aleloquímicos podem ter influenciado o alongamento das partes e o conteúdo de água, mas não a incorporação de massa seca. Outros trabalhos também demonstram que extratos obtidos das folhas de cagaita (*Eugenia dysenterica*), de *Bothriochloa laguroides* e o óleo volátil de *Artemisia scoparia* comprometeram o crescimento da radícula de gergelim, alface e das plantas daninhas *Cassia occidentalis* e *Parthenium hysterophorus* (KAUR *et al.*, 2010; PINA *et al.*, 2009; SCRIVANTI, 2010). Entretanto os resultados da presente pesquisa contrastam os de Khan (1982b), de Merrow (2004) e de Nazário (2006), que encontraram efeito negativo dos frutos de outras palmeiras na germinação de sementes de alface, trigo, repolho roxo e pepino. Porém Ferreira e BORGHETTI (2004) admitem que a germinação é menos sensível aos aleloquímicos, sendo mais perceptível o seu efeito sobre o crescimento das plântulas. Além disso, Chiapusio *et al.* (1997) ressaltam, que apesar da porcentagem de germinação ser um índice muito utilizado, a mesma não evidencia outros aspectos do processo germinativo, por englobar apenas resultados finais, ignorando atrasos ou períodos inativos de germinação durante o bioensaio.

Os seis extratos, contendo duas partes do pirênio e três tipos de solventes, quando comparados aos tratamentos adicionais influenciaram o comprimento da radícula (TAB. 1). Esses resultados indicam uma atividade alelopática presente nas partes do pirênio de coquinho-azedo. O extrato metanólico do endosperma de *B. capitata* apresentou maior efeito inibitório no crescimento da radícula, quando comparado aos demais extratos (TAB.

2), indicando que, provavelmente, há maior capacidade do solvente de retirar do endosperma as substâncias que podem apresentar efeito alelopático. Entretanto, quando se considera somente dentro de cada extrato, o hexânico e o acetato de etila do endocarpo propiciaram menor comprimento da radícula, quando comparados com a fração do endosperma, demonstrando a capacidade dos diferentes solventes em extrair os aleloquímicos, conforme as partes do pirênio. Em conformidade com Silva *et al.* (2009), a atividade alelopática raramente é resultado de poucas substâncias, podendo ser consequência da ação de vários compostos. Assim, o entendimento das interrelações complica-se, pelo fato do mesmo composto influenciar várias funções biológicas e a mesma função pode ser influenciada por mais de um composto.

**TABELA 1**  
**Comprimento da radícula de alface (cm), em função dos seis extratos de coquinho-azedo (demais tratamentos) x tratamentos adicionais. Montes Claros, 2010**

<b>Fator x adicional</b>	<b>Comprimento da radícula em (cm)</b>
Demais tratamentos	1,475 B
Adicionais	1,968 A
CV%	19,49

Fonte: Da autora

Nota: Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste tukey a 5%.

**TABELA 2**  
**Comprimento da radícula de alface (cm), em função das partes do pirênio de coquinho-azedo e solventes. Montes Claros, 2010**

PF	<b>Solventes</b>		
	Hexano	Metanol	Acetato etila
Endocarpo	1,550 Ab	1,325 Aa	1,350 Ab
Endosperma	1,900 Aa	1,000 Bb	1,725 Aa
CV%	13,29		

Fonte: Da autora

Nota: médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem entre si pelo teste tukey a 5%.

Semelhante aos resultados obtidos com o comprimento da radícula, houve diferença estatística para o tamanho do hipocótilo dos seis extratos, em relação aos tratamentos adicionais (TAB. 3). Ainda em relação ao hipocótilo, na interação dos solventes com as partes do pirênio, observou-se que o extrato metanólico com endocarpo diferiu estatisticamente sobre todos os outros tratamentos, limitando o desenvolvimento da parte aérea das plântulas de alface (TAB. 4).

**TABELA 3**  
**Comprimento do hipocótilo de alface (cm), em função dos extratos de coquinho-azedo (demais tratamentos) aos tratamentos adicionais. Montes Claros, 2010**

<b>Fator x Adicional</b>	<b>Comprimento do hipocótilo (cm)</b>
Demais tratamentos	4,912 B
Adicional	5,412 A
CV%	9,47

Fonte: Da autora

Nota: médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste tukey a 5%.

**TABELA 4**  
**Comprimento do hipocótilo de alface (cm), em função das partes do pirênio de coquinho-azedo e solventes. Montes Claros, 2010**

<b>PF</b>	<b>Solventes</b>		
	<b>Hexano</b>	<b>Metanol</b>	<b>Acetato etila</b>
Endocarpo	5,35Aa	4,25Bb	5,05Aa
Endosperma	4,95Aa	5,15Aa	4,72Aa
CV%	8,16	8,16	8,16

Fonte: Da autora

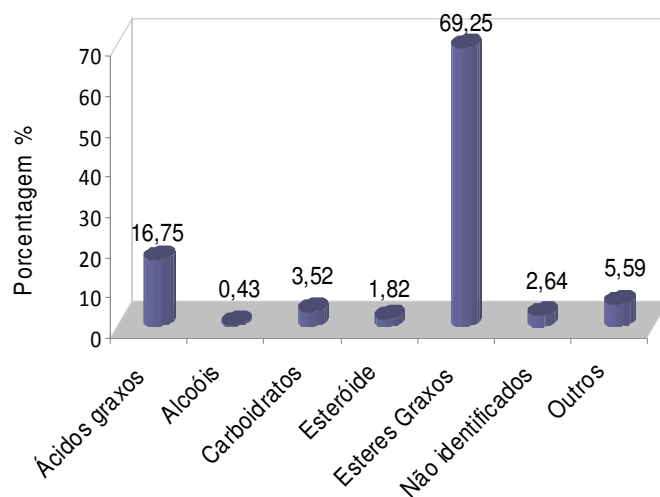
Nota: médias seguidas pela mesma letra maiúscula na linha e minúscula na coluna não diferem entre si pelo teste Tukey a 5%.

A resposta desse menor crescimento radicular e do hipocótilo pode estar ligada à presença de determinados metabólitos, que influenciam no transporte polar de auxinas, levando a um desequilíbrio nos níveis desse hormônio vegetal (LEVIZOU *et al.*, 2002; TAYLOR; GROTEWOLD, 2005; WEIR *et al.*, 2004). Além disso, os aleloquímicos também comprometem o crescimento das plântulas, atuando na síntese de ácido nucleicos e proteínas, na quantidade de oxigênio que chega ao embrião, na permeabilidade das membranas e na inibição da fotossíntese (WEIR *et al.*, 2004).

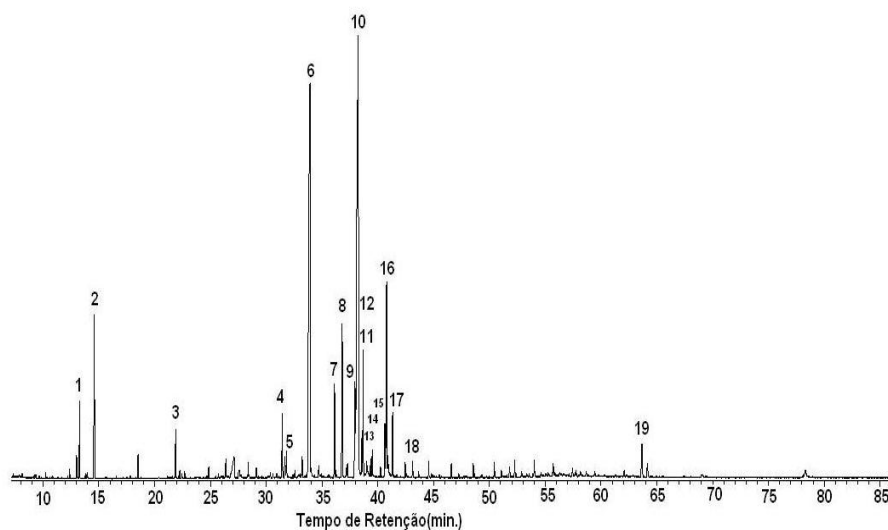
### 3.2 ANÁLISE DOS CONSTITUINTES QUÍMICOS DOS EXTRATOS

Os extratos que mais comprometeram o crescimento de plântulas, no caso, os metanólicos, foram caracterizados quimicamente, visando a verificar a presença de substâncias descritas na literatura com potencial alelopático.

O extrato metanólico do endocarpo revelou a presença de esteroides, de ésteres graxos, de carboidratos, de alcoóis alifáticos e de ácidos graxos livres (GRAF. 1). Os ácidos e ésteres graxos foram os constituintes químicos identificados em maior quantidade e representam juntos aproximadamente 86,0 % em massa. Destacam-se os compostos 6 (hexadecanoato de metila - 28,7%) e 10 ((*Z*)-octadec-9-enato de metila - 34,8%) (GRAF. 2 e TAB. 5).



**GRÁFICO 1** – Principais classes de compostos presentes no extrato metanólico do endocarpo de coquinho-azedo. Montes Claros, 2010.  
Fonte: Da autora



**GRÁFICO 2** – Cromatograma de íons totais do extrato metanólico do endocarpo de coquinho-azedo.  
Fonte: Da autora  
Nota: Os números dos picos referem-se aos compostos da TAB. 5. Montes Claros, 2010.

**TABELA 5**  
**Constituintes químicos identificados no extrato metanólico do**  
**endocarpo de coquinho-azedo. Os números referem-se aos picos do**  
**cromatograma do GRAF. 2. Montes Claros, 2010**

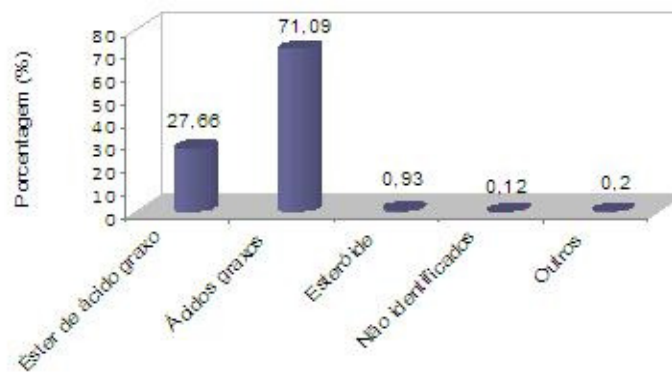
Pico	RT	Identificação	Área %
1	13,28	não identificado	1,94
2	14,60	glicerol	5,59
3	21,89	ácido butanodioico	1,39
4	31,43	carboidrato	1,86
5	31,81	ácido tetradecanoico	0,71
6	33,92	hexadecanoato de metila	28,7
7	36,12	glicopirranose	0,73
8	36,81	ácido hexadecanoico	5,08
9	37,94	(9Z,12Z)-octadeca-9,12-dienato de metila	1,72
10	38,25	(Z)-octadec-9-enato de metila	34,8
11	38,56	inositol	0,93
12	38,69	octadecanoato de metila	3,57
13	39,35	octadecan-1-ol	0,43
14	39,50	não identificado	0,7
15	40,63	ácido (9Z,12Z)-octadeca-9,12-dienoico	1,31
16	40,79	ácido (Z)-octadec-9-enoico	6,59
17	41,32	ácido octadecanoico	1,67
18	43,13	eicosanoato de metila	0,4
19	63,67	estigmasterol	1,82

Fonte: Da autora

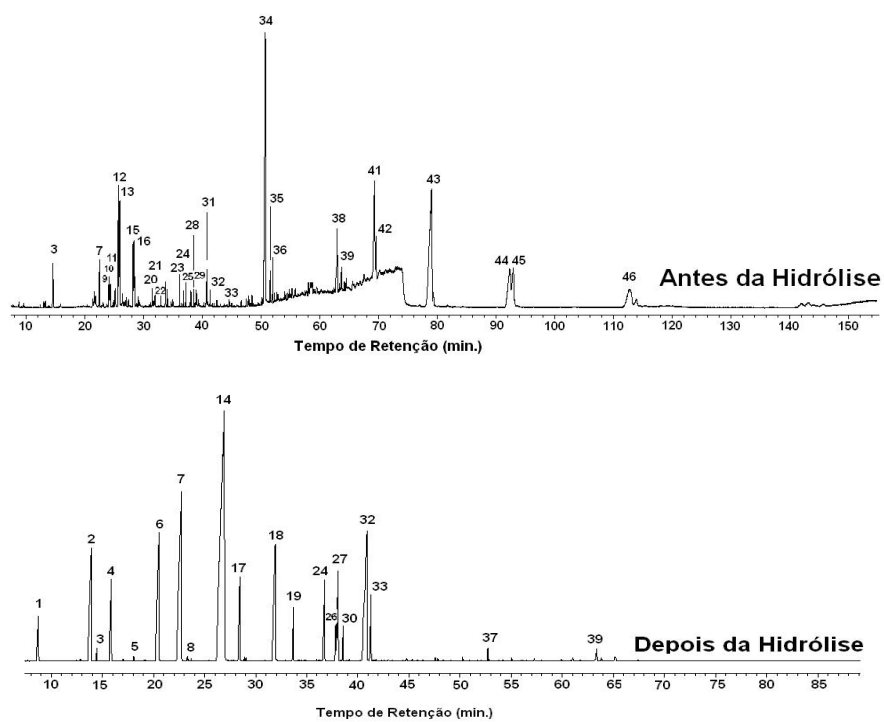
Nota: RT Tempo de retenção (min.).

No extrato metanólico do endosperma, antes da hidrólise, foi verificada a presença de ácidos graxos livres, de ésteres graxos e de carboidratos. Os carboidratos foram os constituintes químicos identificados em maior quantidade, representando 39,3% em massa. Devido ao elevado número de compostos não identificados, esse extrato foi submetido à hidrólise alcalina. Após hidrólise, observou-se a presença de ácidos graxos, de ésteres e de esteróis (GRAF. 3). Foram detectados 21 compostos, sendo identificados 18, representando 85,7% das substâncias (GRAF. 4). Os ácidos graxos foram os constituintes químicos identificados em maior quantidade, representando

71,09% em massa, com destaque para o ácido dodecanoico, 33,55% e a mistura dos ácidos (Z)-octadec-9-enoico/(9Z,12Z)-octadeca-9,12-dienoico 10,20% (TAB. 6).



**GRÁFICO 3** – Principais classes de compostos presentes no extrato metanólico do endosperma de coquinho-azedo, após a hidrólise. Montes Claros, 2010.  
Fonte: Da autora



**GRÁFICO 4** – Cromatograma de íons totais do extrato metanólico do endosperma, antes e depois da hidrólise alcalina.

Fonte: Da autora

Nota: Os números dos picos referem-se aos compostos da TAB. 6. Montes Claros, 2010.

**TABELA 6**  
**Constituintes químicos encontrados no extrato metanólico do**  
**endosperma, antes (AH) e depois (DH) da hidrólise alcalina. Montes**  
**Claros, 2010**

			(Continua)	
Pico	TR	Identificação	Área relativa (%)	
			AH	DH
1	8,74	Octanoato de metila		1,65
2	13,92	Ácido octanoico		6,85
3	14,58	Glicerol	1,07	0,20
4	15,88	Decanoato de metila		3,45
5	18,08	Não identificado		0,01
6	20,55	Ácido decanoico		8,67
7	22,48	Dodecanoato de metila	1,08	14,3
8	23,30	Não identificado		0,12
9	24,12	Carboidrato não identificado	1,21	
10	24,36	Carboidrato não identificado	1,17	
11	25,16	1,2,3-Triidroxibenzeno	1,08	
12	25,71	Carboidrato não identificado	4,60	
13	25,93	Carboidrato não identificado	3,89	
14	26,91	Ácido dodecanoico		33,5
15	28,20	Não identificado	0,90	
16	28,42	Levogluosano	1,73	
17	28,44	Tetradecanoato de metila		3,01
18	31,91	Ácido tetradecanoico		6,92
19	33,69	Hexadecanoato de metila		1,26
20	33,73	Glicopirranose	0,77	
21	34,05	Galactopirranose	0,35	
22	34,91	Glucitol	0,53	
23	36,12	Glicopirranose	0,73	
24	36,77	Ácido hexadecanoico	0,38	3,09
25	37,17	Inositol	0,59	
26	37,83	(9Z,12Z)-Octadeca-9,12-dienoato de metila		0,55
27	38,05	(Z)-Octadeca-9-enoato de metila		4,28
28	38,05	Não identificado	0,35	
29	38,55	Inositol	0,44	
30	38,55	Octadecanoato de metila		0,78
31	38,98	Hidrocarboneto não identificado	0,36	
32	40,75	(Z)-Ácido octadec-9-enoico/(9Z,12Z)-ácido octadeca-9,12-dienoico	0,70	10,2
33	41,32	Ácido octadecanoico	0,53	1,82

**TABELA 6**  
**Constituintes químicos encontrados no extrato metanólico do**  
**endosperma, antes (AH) e depois (DH) da hidrólise alcalina. Montes**  
**Claros, 2010**

(Continuação)

Pico	TR	Identificação	Área relativa (%)	
			AH	DH
34	50,72	Carboidrato não identificado	22,4	
35	51,55	Não identificado	0,94	
36	52,00	Não identificado	0,98	
37	52,71	Esteróide não identificado		0,26
38	62,95	Não identificado	2,95	
39	63,70	$\beta$ -sitosterol	1,13	0,44
40	65,20	Cicloartenol		0,23
41	69,34	Não identificado	9,08	
42	69,57	Não identificado	1,90	
43	79,00	Não identificado	23,93	
44	92,32	Não identificado	5,03	
45	92,96	Não identificado	3,2	
46	112,79	Não identificado	6,03	

Fonte: Da autora

Os ácidos hexadecanoico, octadecanoico, tetradecanoico e (9Z,12Z)-octadeca-9,12-dienoico, dodecanoico, decanoico, detectados nesses extratos, foram encontrados por Faria *et al.* (2008a), no endosperma das sementes de coquinho-azedo. Com relação aos ácidos dodecanoico e decanoico, os valores observados por esses últimos autores são semelhantes aos encontrados nesta pesquisa. Além desses ácidos graxos, a presente pesquisa revelou a presença do ácido butanodioico, que ainda não foi registrado para essa espécie.

Nos extratos do coquinho-azedo, foram verificados compostos descritos com potencial alelopático, inibindo a germinação e o crescimento da raiz e parte aérea em plantas daninhas e cultivadas. Essas substâncias são os ésteres (Z)-octadec-9-enoato de metila, hexadecanoato de metila, octadecanoato de metila e os ácidos hexadecanoico, octadecanoico, tetradecanoico, (9Z, 12Z) - octadeca-9,12-dienoico, (5Z, 8Z, 11Z, 14Z, 17Z) -

icosa - 5, 8, 11, 14, 17 - pentaenoico, (4Z,7Z,10Z,13Z,16Z,19Z)-docosa-4,7,10,13,16,19-hexaenoico, dodecanoico e (Z)-octadec-9-enoico (ALSAADAWI *et al.*, 1983; MARTINS *et al.*, 2010; OLIVA, 2006; PASSOS *et al.*, 2010; RIFFLE *et al.*, 1991).

Já os ácidos dodecanoico, butanodioico, (Z)-octadec-9-enoico, (9Z,12Z)-octadeca-9,12-dienoico, (9Z,12Z,15Z)-octadeca-9,12,15-trienoico e hexadecanoico possuem atividade bactericida e protozoaricida, além de inibirem o crescimento de algas (WU *et al.*, 2006; YABUUCHI *et al.*, 2006; YANG *et al.*, 2007).

Os ésteres graxos atuam de forma alelopática, favorecendo o estresse oxidativo e o extravasamento de eletrólitos, propiciados por alterações na permeabilidade das membranas celulares, além de levar a redução do teor de clorofila *a* e *b* e comprometimento à taxa de transporte de elétrons (OLIVA, 2006). Já os ácidos graxos podem comprometer a permeabilidade das membranas, causando liberação de grandes quantidades de K<sup>+</sup> da célula (PRINCE *et al.*, 2008; WU *et al.*, 2006). Para Martins *et al.* (2010), a presença de moléculas hidrofóbicas, tais como os triacilglicerídeos, podem dificultar a embebição das sementes, formando uma barreira na entrada de água e interferindo na germinação das sementes.

A maioria dos ácidos graxos e ésteres graxos mencionados na literatura com potencial para atividade alelopática, à exceção de (9Z,12Z,15Z)-octadeca-9,12,15-trienoico, (5Z,8Z,11Z,14Z,17Z)-icosa-5,8,11,14,17-pentaenoico e (4Z,7Z,10Z,13Z,16Z,19Z)-docosa-4,7,10,13,16,19-hexaenoico, foram detectados em extratos metanólicos do endosperma e endocarpo das sementes do coquinho-azedo. Porém, dentre essas substâncias, destacam-se (Z)-octadec-9-enoato de metila, dodecanoico, hexadecanoato de metila, tetradecanoico, (Z)-octadec-9-enoico, hexadecanoico, (9Z,12Z)-octadeca-9,12-dienoico, por serem encontradas em maior quantidade nos extratos e consideradas como inibidores de germinação e do crescimento de plântulas em vegetais superiores (ALSAADAWI *et al.*, 1983; MARTINS *et al.*, 2010; OLIVA, 2006; PASSOS *et al.*, 2010; RIFFLE *et al.*, 1991). Vale ressaltar que outras

substâncias presentes nesses extratos podem também ter essa ação, considerando que a fitotoxicidade dos aleloquímicos pode ser influenciada por diversos fatores, como a espécie vegetal, o clima, o tipo de substrato, os microrganismos e o órgão das plantas em que atuam (KHAN, 1982a; OLIVA, 2006; PASSOS *et al.*, 2010; PINA *et al.*, 2009; WEIR *et al.*, 2004).

#### 4 CONCLUSÃO

A germinação, o índice de velocidade de germinação e a massa fresca e seca do hipocótilo e da radícula não foram influenciados por nenhum dos extratos.

Os extratos metanólicos do endosperma e do endocarpo foram os que mais comprometeram o desenvolvimento radicular e do hipocótilo das plântulas de alface, respectivamente;

Nos extratos hexânico e de acetato de etila, o endocarpo inibiu mais o desenvolvimento radicular do que o endosperma.

Os ésteres (Z)-octadec-9-enoato de metila, hexadecanoato de metila e os ácidos dodecanoico, tetradecanoico, (Z)-octadec-9-enoico, hexadecanoico, (9Z,12Z)-octadeca-9,12-dienoico foram as principais substâncias encontradas nos extratos com potencial alelopático.

### CAPÍTULO 3 – MORFOANATOMIA DE EMBRIÕES ZIGÓTICOS E DE PLÂNTULAS DE *Butia capitata* (Mart.) Becc. (Arecaceae)

#### RESUMO

O coquinho-azedo, palmeira nativa do cerrado, apresenta baixa taxa de germinação, em função da dormência das suas sementes. Objetivou-se, com esta pesquisa, caracterizar, morfoanatomicamente, o embrião zigótico de coquinho-azedo, relacionando-o à dormência morfológica, além de descrever aspectos indicativos da germinação e do desenvolvimento de plântulas. Sementes e embriões obtidos de frutos maduros foram cultivados em canteiros e *in vitro*, sendo avaliados morfoanatomicamente, ao longo do tempo. No momento da dispersão, os embriões de coquinho-azedo apresentam formato cônico, plúmula e eixo hipocótilo-radícula e os meristemas primários: protoderme, meristema fundamental e procâmbio. Na região distal, observa-se o haustório, que se encontra no terço final do cotilédone, com cordões procambiais se distribuindo perifericamente. No cultivo *in vitro*, verifica-se, no segundo dia, o desenvolvimento do eixo vegetativo, com o aumento no volume das células, alongamento do eixo embrionário e início de diferenciação do primeiro eofilo. Do segundo ao quinto dia, observa-se o alongamento do pecíolo cotiledonar, com a diferenciação do parênquima. No oitavo dia, ocorre a protrusão da raiz e, entre o décimo-segundo e o décimo-sexto, as bainhas são emitidas e o haustório sofre atrofia. Em canteiro, o intumescimento do embrião desloca o opérculo, culminando com a emissão do pecíolo cotiledonar, que forma uma estrutura aguda, por onde ocorre a protrusão da raiz e emissão das bainhas. Posteriormente à emissão da segunda bainha, surgem o primeiro eofilo e as raízes laterais. Conclui-se que, a partir do segundo dia de cultivo, é possível verificar alterações anatômicas no eixo embrionário e que a dormência morfológica não é o fator preponderante para as baixas taxas de germinação do coquinho-azedo.

**Palavras-chave:** Coquinho-azedo. Meio de cultivo. Dormência morfológica. Germinação. Palmae.

### CHAPTER 3 - MORPHOANATOMY OF ZYGOTIC EMBRYOS AND SEEDLINGS OF *Butia capitata* (Mart.) Becc. (Arecaceae)

#### ABSTRACT

Coquinho-azedo, palm tree native to the cerrado presents a low germination rate, due to dormancy of its seeds. The objective of this research is, to characterize, morph-anatomically, the zygotic embryo of coquinho-azedo, relating it to the morphological dormancy, besides to describe aspects indicative of germination and seedling development. Seeds and embryos obtained from ripe fruits were grown in bed and in *vitro*, being evaluated morph-anatomically over time. At the time of dispersal, the embryos of coquinho-azedo presented conical shape, plumule and axis radicle-hypocotyl and the primary meristems: protoderm, meristem fundamental and procambium. In the distal region, observes the haustorium, which is in the final third of the cotyledon, with procambium cords distributing themselves peripherally. In *vitro* cultivation, verify on the second day, the development of the vegetative axis, with the increase in the volume of cells, embryonic axis elongation and beginning of differentiation of the first eophyll. From second to fifth day, it is observed the lengthening of cotyledonary petiole, with the differentiation of the parenchyma. On the eighth day, the root protrusion occurs and, between the twelfth and sixteenth, the sheaths are issued and the haustorium undergoes atrophy. In bed, the swelling of the embryo shifts the operculum, culminating in the emission of the cotyledon petiole, which forms an acute structure, for where occurs the protrusion of root and emission the sheaths. Subsequently to the emission of the second sheath, the first eophyll arise and the secondary roots. We conclude that, from the second day of cultivation, it is possible to verify anatomic changes in the embryonic axis and that the morphological dormancy is not the predominant factor for the low germination rates of the coquinho-azedo.

**Keywords:** Coquinho-azedo. Means of cultivation. Morphological dormancy. Germination. Palmae.

## 1 INTRODUÇÃO

Várias espécies vegetais do cerrado vêm sofrendo com o constante desmatamento, a expansão das fronteiras agrícolas e o extrativismo intenso (MACHADO *et al.*, 2004). Algumas dessas são endêmicas e restritas a determinados tipos de fitofisionomias, correndo o risco de serem extintas. Nesse sentido, são importantes as iniciativas relacionadas à produção de mudas, visando à conservação e à recuperação de germoplasma ou mesmo cultivo comercial (FERNANDES, 2008). Entretanto muitas espécies do cerrado apresentam dormência das sementes, o que leva a uma germinação tardia e irregular. A dormência pode ser devido a fatores endógenos, ligados a processos fisiológicos e à maturidade do embrião ou a fatores exógenos, quando a estrutura que envolve as sementes compromete a embebição ou possui substâncias que as inibem (FERREIRA; BORGHETTI, 2004; FINCH-SAVAGE; LEUBNER-METZGER, 2006).

O coquinho-azedo [*Butia capitata* Mart. (Becc.)] é uma palmeira encontrada somente nos cerrados de Minas Gerais, Goiás e Bahia (LORENZI *et al.*, 2010), onde ocorre ampla utilização de seus frutos pelas comunidades locais na forma *in natura* e para confecção de sucos, de licores e de sorvetes. A espécie possui dormência seminal, o que resulta em germinação desuniforme, lenta e em baixas taxas, limitando a produção de mudas e a regeneração natural dessa espécie (FERNANDES, 2008; MOURA, 2008). Em plantas que apresentam alto nível de dormência, o cultivo *in vitro* de embriões é uma técnica bem sucedida, pois propicia vantagens sobre os métodos convencionais de propagação, possibilitando germinação mais rápida e uniforme e a obtenção, em curto espaço de tempo e em qualquer época do ano, de um grande número de plantas (DANTAS *et al.*, 2002).

Uma causa de dormência pouco estudada, atribuída às palmeiras refere-se ao estado de maturação do embrião, o qual pode retardar o início da germinação, devido ao tempo adicional necessário para que esse esteja totalmente diferenciado (OROZCO-SEGOVIA, 2003). Estudos sobre a estrutura de embriões de palmeiras são escassos e restritos a poucas espécies (PANZA *et al.*, 2004). Alguns trabalhos realizados por DeMason e

Thomson (1981); DeMason (1988) e Panza *et al.* (2004) discutem as características estruturais dos tecidos do embrião de *Euterpe edulis*, *Phoenix dactylifera* e *Washingtonia filifera*. Nesses estudos, protoderme, meristema fundamental e procâmbio foram distinguidos nos embriões que apresentam eixo embrionário com grau variável de diferenciação, podendo-se reconhecer a plúmula e o polo radicular mais ou menos desenvolvido. Haccius e Philip (1979) sugeriram o termo “diferenciação do embrião em longo prazo”, pois a diferenciação do polo radicular de embriões de *Cocos nucifera* é relativamente tardia, tornando-se reconhecível apenas no momento do crescimento do primeiro primórdio plumular. Os estudos morfoanatômicos são limitados a poucas espécies de palmeiras, sendo que poucos são os que caracterizam a imaturidade do embrião e a relacionam à dormência morfológica (DEMASON, 1988; HACCIUS; PHILIP, 1979).

Destaca-se também a escassez de trabalhos descritivos de aspectos morfoanatômicos do processo germinativo e das características estruturais das sementes de palmeiras (AGUIAR; MENDONÇA, 2003; DEMASON, 1985; DEMASON, 1988; DEMASON; THOMSON, 1981; PANZA *et al.*, 2004). Para a produção de mudas, esses estudos são necessários, pois auxiliam na compreensão de etapas posteriores à germinação, incluindo o crescimento e o estabelecimento das plântulas (OLIVEIRA, 1993). Além disso, por meio de estudos morfoanatômicos, é possível fornecer subsídios para a interpretação de testes de germinação e tetrazólio (MENDONÇA *et al.*, 2008; RIBEIRO *et al.*, 2010; SILVA *et al.*, 2006b). Assim, objetivou-se caracterizar, morfoanatomicamente, o embrião zigótico de coquinho-azedo, relacionando-o à dormência morfológica, além de descrever aspectos indicativos da germinação e do desenvolvimento de plântulas.

## 2 MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi realizado nos Laboratórios de Óleos e Biotecnologia da Universidade Federal de Minas Gerais, Campus Montes Claros. As amostras para análise de estrutura processadas no Laboratório de Anatomia Vegetal da Universidade Federal de Minas Gerais, Campus Pampulha, MG, Brasil.

Os frutos de coquinho-azedo foram obtidos de uma área de ocorrência natural dessa espécie, localizada em um cerrado *sensu stricto*, na Comunidade de Abóboras, situada a 30 km ao sul do centro geográfico do município de Montes Claros-MG. Na ocasião, foram selecionados de três a quatro cachos da mesma planta com frutos maduros (exocarpo amarelado). As amostras foram obtidas de três plantas, retirando-se 100 frutos de cada cacho. Os frutos foram conduzidos ao laboratório e despolidos manualmente. Os pirênios (endocarpo + semente) foram lavados em água destilada e postos para secar à sombra em laboratório, à temperatura e umidade não controlada. As sementes foram obtidas, retirando-se o endocarpo, com o auxílio de uma turquesa.

### 2.1 OBTENÇÃO DOS EMBRIÕES

Os embriões foram excisados, a partir de sementes desinfestadas, por meio de lavagem em solução comercial de hipoclorito de sódio sem diluição, por 20 minutos, sendo, em seguida, lavadas por três vezes em água destilada autoclavada. Em câmara de fluxo laminar, os embriões foram colocados em água destilada e, posteriormente, transferidos para solução comercial de hipoclorito de sódio 2,5%, por 10 minutos. Após isso, esses foram lavados por três vezes em água destilada, na qual os mesmos permaneceram de uma a duas horas até a completa inoculação no meio de cultura.

## 2.2 CULTIVO IN VITRO

Foram inoculados 300 embriões em tubos de ensaio contendo 10 mL de meio de cultura MS a 75% de concentração (MURASHIGE; SKOOG, 1962; RIBEIRO *et al.*, 2010), suplementados com 6g. L<sup>-1</sup> de ágar, 3g. L<sup>-1</sup> de carvão ativado, 30g. L<sup>-1</sup> de sacarose, 0,5mg. L<sup>-1</sup> de tiamina, 1mg. L<sup>-1</sup> de piridoxina e 0,5mg. L<sup>-1</sup> de ácido nicotínico (RIBEIRO *et al.*, 2010). O pH do meio de cultura foi ajustado para 5,7 e, em seguida, submetido à esterilização em autoclave, a 120°C, durante 15 minutos. As culturas foram mantidas em câmara de germinação BOD, à temperatura constante de 25°C, na ausência de luz.

## 2.3 ASPECTOS MORFOLÓGICOS DE EMBRIÕES E DESENVOLVIMENTO INICIAL DAS PLÂNTULAS

Para a descrição morfológica dos embriões e plântulas, o material foi fixado em intervalos de 0, 2, 5, 8, 12, 16, 26, 30 e 37 dias após a inoculação em meio de cultura, sendo que os intervalos foram estabelecidos, à medida que se notavam alterações morfológicas evidentes. No momento de cada coleta, foram mensurados o comprimento e o diâmetro do pecíolo cotiledonar, bainha, haustório e raiz. Em cada coleta, os embriões e as plântulas foram fotografados, utilizando estereoscópio Primo Star Zeiss e câmera digital Cannon A-650/S, acoplada. A partir também do plantio de sementes em canteiro, contendo como substrato o solo de cerrado, retiraram-se, periodicamente, unidades representativas de cada fase de germinação. Complementarmente, foi descrita a sequência dos eventos morfológicos da germinação das sementes de *B. capitata* em canteiro e em cultivo *in vitro* e, posteriormente, ilustrada por meio de desenhos. Para as descrições morfológicas, foram usadas as terminologias empregadas por Haccius e Philip (1979), DeMason (1988), Panza *et al.* (2004) e Henderson (2006).

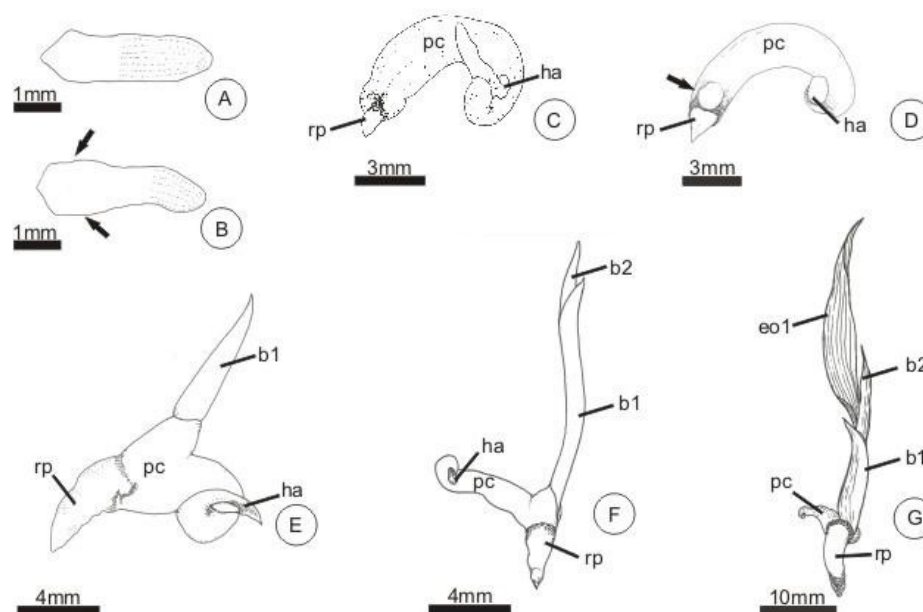
## 2.4 ASPECTOS ANATÔMICOS DE EMBRIÕES E PLÂNTULAS

Para caracterizar, anatomicamente, o embrião de *B. capitata*, foram tomadas amostras de 10 embriões, logo após o momento da coleta dos frutos (tempo 0) e de plântulas, aos 2, 5, 8, 12 e 16 dias de inoculação, em meio de cultura. O material foi fixado em FAA50 (JOHANSEN, 1940), por 24 horas, com passagem em vácuo, desidratado em série etílica e estocado em etanol 70% (JENSEN, 1962). Parte das amostras foi incluída em metacrilato, seguindo metodologia proposta por Paiva *et al.* (2011). Cortes transversais e longitudinais (6 - 7  $\mu\text{m}$ ) foram obtidos em micrótomo rotativo e corados com azul de toluidina 0,05%, em pH 6,8 (O'BRIEN *et al.*, 1964) e montados entre lâmina e lamínula com resina (Entellan®). As fotomicrografias foram obtidas em microscópio óptico Zeiss Stemi 2000-C e estereomicroscópio Primo Star Zeiss, ambos com câmera digital Cannon A-650/S, acoplada.

### 3 RESULTADOS

#### 3.1 ASPECTOS MORFOLÓGICOS DE EMBRIÕES E DESENVOLVIMENTO INICIAL DAS PLÂNTULAS

No momento da dispersão, o embrião possui aspecto cônico, com a extremidade distal mais afilada, apresentando coloração branca e brilhante, localizada internamente em relação à semente correspondente ao haustório. A região proximal possui coloração amarelada, localizada perifericamente (FIG. 1A). Em meio de cultivo, observa-se que, nos primeiros cinco dias, ocorre o intumescimento da região proximal e aumento em comprimento e espessura do pecíolo cotiledonar (FIG 1B), que passa de 3,74mm para 4,23mm de comprimento (GRAF. 1) e de 1,2mm de diâmetro para 1,4mm (GRAF. 2). Aos oito dias, há aumento pronunciado do comprimento do pecíolo cotiledonar. Ainda se verifica, no início, rompimento da superfície na região proximal do cotilédone, favorecendo a protrusão da raiz. Nota-se coloração escura nessa região (FIG. 1C). Aos 12 dias, observa-se o rompimento total da base da região proximal e a raiz em expansão e, ainda, adjacente a essa região, uma pequena elevação das camadas superficiais, por onde, entre 12 e 16 dias, emerge a primeira bainha (FIG. 1D). Na porção haustorial, é verificada a presença de uma camada escura na região que liga essa estrutura ao pecíolo cotiledonar, indicando a degeneração das suas células. A partir dos 16 dias, já são bem nítidas a raiz e a primeira bainha, respectivamente, com 5,3 e 3,1mm de comprimento (GRAF. 1), enquanto o haustório já se encontra em estágio bem avançado de atrofia (FIG. 1E). Dos 16 aos 37 dias, observa-se o desenvolvimento das bainhas foliares, as quais tiveram um acréscimo de 9,4mm de comprimento (GRAF. 1) e 0,54mm de diâmetro no período (GRAF. 1), enquanto, na raiz, os incrementos são de 3mm de comprimento (GRAF. 1) e 0,68mm de diâmetro (GRAF. 2). Após os 50 dias, a plântula apresenta o primeiro eofilo, com formato lanceolado e nervação paralelinérvia, ocorrendo, ainda, a expansão do limbo foliar e da raiz (FIG. 1G).

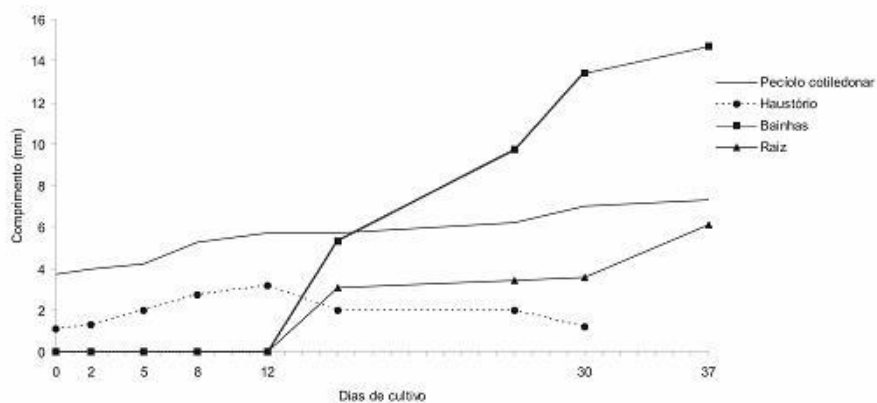


**FIGURA 1 – Embrião e plântulas de *Butia capitata* in vitro:**

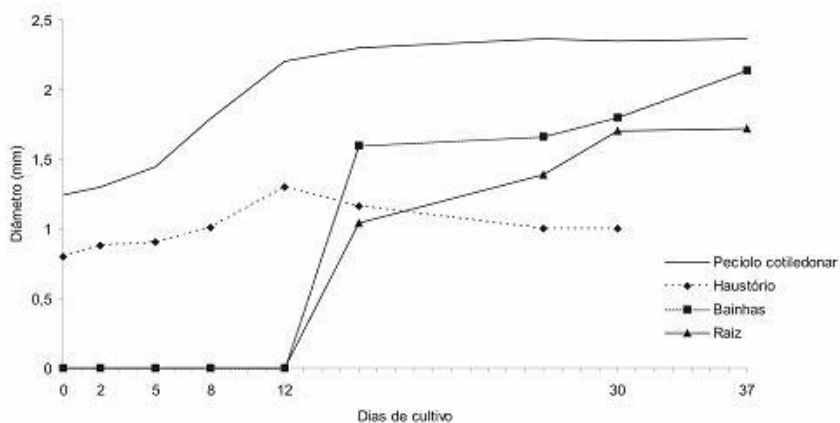
A) embrião no momento da inoculação no meio de cultivo; (B) cinco dias de cultivo: intumescimento da região proximal; (C) oito dias: início do rompimento da base e protrusão da raiz; (D) doze dias de cultivo: ruptura total da região proximal, expansão da raiz e atrofia do haustório; (E) plântula aos 16 dias: emissão da primeira bainha e raiz nítida; (F) trinta dias de cultivo: emissão da segunda bainha; (G) após 50 dias: plântula com primeiro eofilo.

Fonte: Da autora

**Nota:** b1: primeira bainha; b2: segunda bainha; eo1: primeiro eofilo; há: haustório; pc,,: pecíolo cotiledonar; rp: raiz primária.

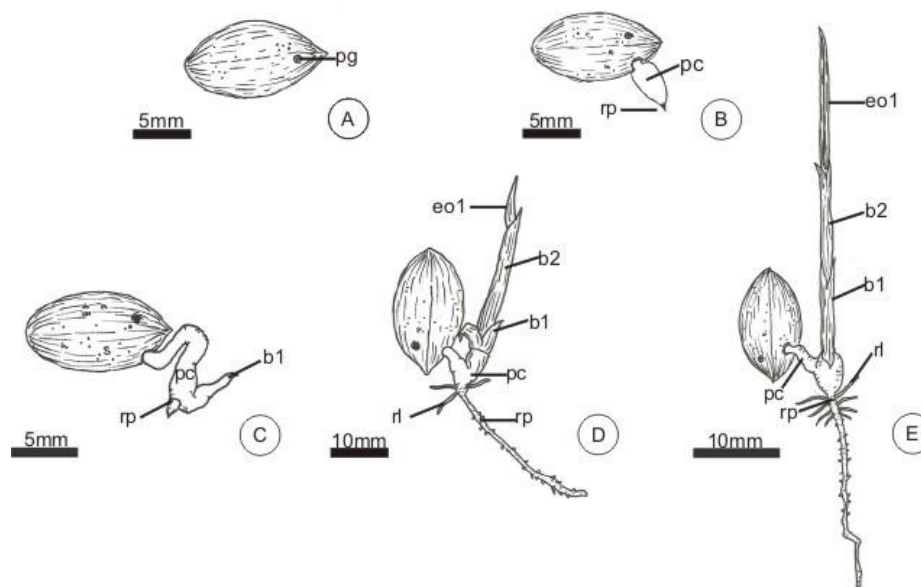


**GRÁFICO 5** - Crescimento em comprimento das partes da plântula de coquinho-azedo até os 37 dias de cultivo *in vitro*, Montes Claros, 2010  
Fonte: Da autora



**GRÁFICO 6** – Crescimento em diâmetro das partes da plântula de coquinho-azedo até os 37 dias de cultivo *in vitro*, Montes Claros, 2010.  
Fonte: Da autora

O pirênio de *B. capitata* possui formato oval e é composto por endocarpo rígido, lenhoso e lignificado, de coloração marrom enegrecida, apresentando três poros germinativos (FIG. 2A). Nas sementes em canteiro, o processo germinativo tem início com o intumescimento da semente e a abertura do opérculo. O opérculo, no momento da protrusão, é pressionado e deslocado, culminando com a emergência do pecíolo cotiledonar, sendo que, após, ocorre o intumescimento do pecíolo cotiledonar e início da protrusão da raiz primária (FIG. 2B). O pecíolo cotiledonar alonga-se de 8 a 12 mm, dilatando a sua base em uma estrutura aguda, sendo que, na porção inferior dessa estrutura, ocorre a protrusão da raiz primária e, do lado oposto, por meio da abertura da fenda cotiledonar, emerge a primeira bainha (FIG. 2C). Em seguida, ocorre a emissão da segunda bainha, seguida do eofilo e, concomitantemente, há o surgimento de raízes laterais (FIG. 2D). Por fim, o eofilo apresenta-se simples, lanceolado, com venação paralela, composta por nervuras largas, dispostas longitudinalmente (FIG. 2E).



**FIGURA 2 – Pirênio e plântulas de *Butia capitata*, germinados em canteiro:** (A) pirênio, destacando-se poro germinativo; (B) protrusão do pecíolo cotiledonar; (C) expansão do pecíolo cotiledonar; (D) plântula com primeira e segunda bainhas e emissão do primeiro eofilo e raízes laterais; (E) expansão do limbo foliar e raízes.

**Fonte:** Da autora

**Nota:** b1: primeira bainha; b2: segunda bainha; eo1: primeiro eofilo; pc: pecíolo cotiledonar; pg: poro germinativo; rl: raiz lateral; rp: raiz primária.

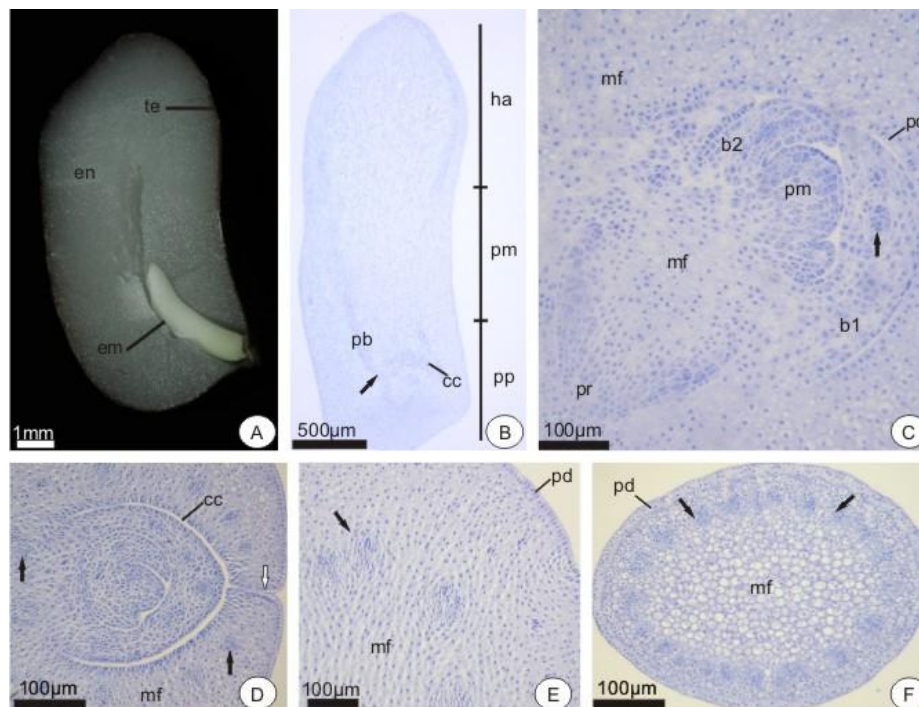
### 3.2 ASPECTOS ANATÔMICOS DO EMBRIÃO

O embrião de *B. capitata* está inserido em uma semente que apresenta formato alongado. O endosperma ocupa quase toda a cavidade da semente, é denso e rígido, com coloração esbranquiçada e brilhante. O embrião é basal e está inserido na região dorsal da semente; possui um único cotilédone, com formato cônico e possui, em média, 3,7mm de comprimento e 1,2mm de diâmetro (FIG. 3A). É possível identificar, morfológicamente, duas regiões: uma porção mais alargada, correspondente à região proximal, e a porção afilada, que corresponde à região distal. Na porção proximal do embrião, está inserido o eixo embrionário, que é curvo, oblíquo, em relação ao eixo do cotilédone, no qual se distinguem a plúmula e o eixo hipocótilo-radícula. Já a região distal constitui o haustório (FIG. 3B).

A plúmula está alojada dentro de uma cavidade proximal no cotilédone, formada pela lígula. É constituída por dois primórdios foliares (bainhas) e um

promeristema de formato semicircular, com células pequenas, em relação às demais, isodiamétricas, densas e com núcleos volumosos (FIG. 3B-D). A cavidade e a primeira bainha são revestidas por protoderme uniestratificada, de células cuboides. As bainhas foliares apresentam meristema fundamental e cordões procambiais distintos. O eixo hipocótilo-radícula apresenta-se menos diferenciado que a plúmula, pois não apresenta protoderme, consistindo do promeristema radicular, formado por poucas células densas e isodiamétricas, meristema fundamental e procâmbio (FIG. 3C).

No cotilédone, distinguem-se a protoderme, o meristema fundamental e o procâmbio. As células da protoderme, em seção transversal, possuem contorno retangular, alongadas radialmente, principalmente na região distal, ou seja, no haustório (FIG. 3D-F). Na porção proximal do cotilédone, observa-se uma fenda perpendicular ao eixo embrionário (FIG. 3D). As células do meristema fundamental são mais volumosas que as demais e isodiamétricas, sendo maiores na região central e na região distal do cotilédone, em relação às células localizadas na porção proximal e mais periféricamente (FIG. 3D-F). As células procambiais são estreitas e alongadas no sentido longitudinal. O sistema vascular é definido como um conjunto de cordões procambiais, que se formam a partir de traços emitidos pelo eixo embrionário na região do nó cotiledonar (FIG. 3B-D). Traços emitidos em direção à extremidade proximal do embrião formam nove a dez cordões procambiais, que vascularizam a lígula, circundando a plúmula (FIG. 3D). Traços emitidos em direção à região distal do embrião originam cerca de 10 a 12 cordões (FIG. 3B-E), que se ramificam e produzem 16 a 20 cordões procambiais na porção distal do haustório (FIG. 3F).



**FIGURA 3 – Estrutura do embrião de *Butia capitata*.**

Secções longitudinais (A-C); secções transversais (D-F): (A) embrião inserido na semente; (B) regiões morfológicas do embrião; (C) eixo embrionário, destacando-se a plúmula e o eixo hipocótilo-radícula; (D) detalhe do cotilédone com a fenda cotiledonar (seta branca). Notar a plúmula, inserida na cavidade cotiledonar; (E) região mediana do pecíolo cotiledonar; (F) haustório.

**Fonte:** Da autora

**Nota:** b1: primeira bainha; b2: segunda bainha; cc: cavidade cotiledonar; em: embrião; en: endosperma; ha: haustório; mf: meristema fundamental; pb: procâmbio; pd: protoderme; pm: região mediana do pecíolo; pp: região proximal do pecíolo; pr: promeristema radicular; te: tegumento; seta preta: cordão procambial).

### 3.3 ASPECTOS ANATÔMICOS DAS PLÂNTULAS

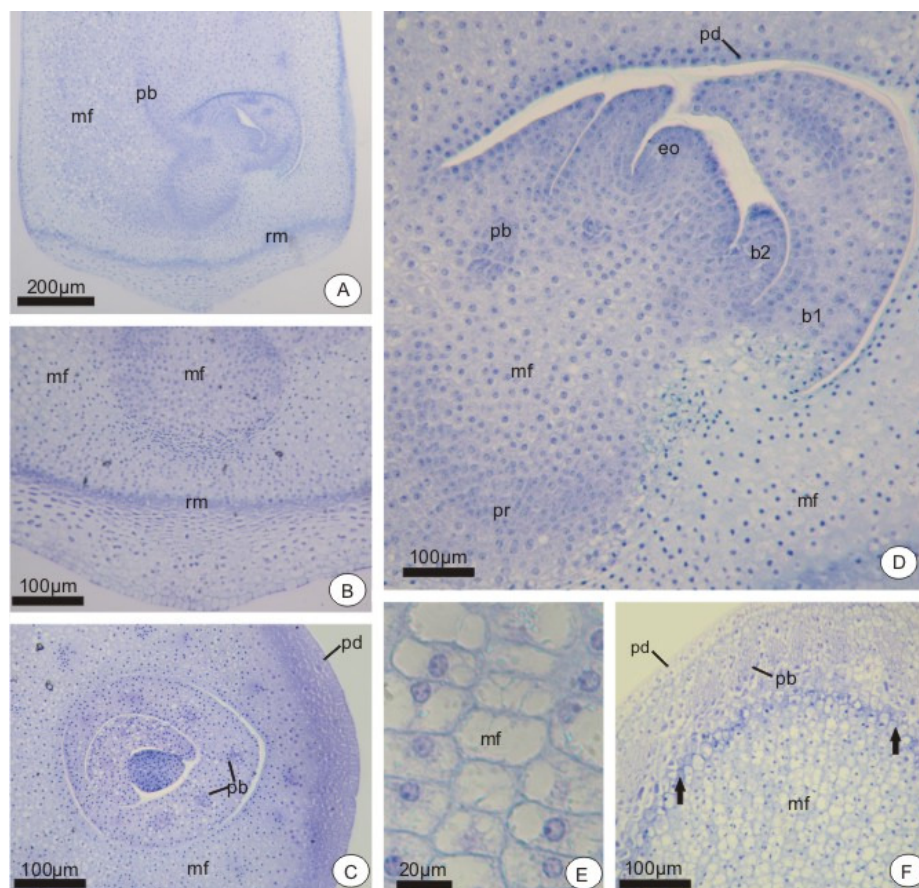
No segundo dia de cultivo, houve o início do desenvolvimento do eixo vegetativo (FIG. 4A). Ao longo do cotilédone, inicia-se a diferenciação da epiderme com divisões anticlinais, dando origem a células de núcleo mais evidente. Na região proximal, entre a protoderme e o promeristema radicular, destaca-se uma zona multisseriada de células achatadas de aspecto comprimido (FIG. 4B), denominada região “M”. Externas à região, ocorrem camadas de células, que, por compressão, tornam-se achatadas, mantendo núcleo volumoso e conteúdo denso (FIG. 4C).

No eixo hipocótilo-radicular, as células do meristema fundamental e do procâmbio apresentam aumento de volume, o que caracteriza o início da diferenciação do parênquima e do alongamento do eixo embrionário. Na plúmula, constata-se ligeiro aumento no volume das bainhas foliares, sendo observadas alterações celulares semelhantes às do eixo hipocótilo-radícula, paralelo, a que se nota o início da diferenciação do primeiro eófilo (FIG. 4D). Na região mediana do pecíolo cotiledonar, observam-se aumento de volume e divisões anticlinais, principalmente, nas células do meristema fundamental, que ficam em posição central do cotilédone (FIG. 4E). Na região distal, na zona periférica do haustório, ocorre intensa atividade mitótica com divisões periclinais semelhantes às ocorridas na região proximal, originando novas camadas de células. Os cordões procambiais apresentam alongamento e células com parede ligeiramente mais delgada e núcleo menos evidente; há ocorrência de uma faixa meristemática periférica (FIG. 4F).

Aos cinco dias, o eixo vegetativo apresenta-se mais diferenciado, quando comparado à fase anterior (FIG. 5A). Na raiz, observam-se alongamento e intensa atividade mitótica no parênquima cortical e promeristema (FIG. 5B). O grupo de células achatadas adjacente ao promeristema radicular torna-se mais evidente e apresenta deposição de compostos fenólicos, formando uma extensa faixa arqueada (FIG. 5B). O ápice caulinar possui grande atividade, observando-se divisões celulares na epiderme, procâmbio, meristema fundamental e promeristema. Na região mediana do pecíolo cotiledonar, ocorre intensa atividade mitótica, com formação de células alongadas (FIG. 5C), em direção à extremidade do cotilédone; inicia-se o processo de diferenciação de procâmbio, formando-se elementos traqueais mais precoces e também elementos crivados (FIG. 5D). Na região distal, o haustório não apresenta modificações, em relação à fase anterior (FIG. 5E).

No oitavo dia de cultivo, observa-se o início da diferenciação da coifa (FIG. 5F). A faixa de células com acúmulo de compostos fenólicos, que se situa adjacente à raiz, favorece a degeneração das camadas da extremidade proximal do cotilédone. Essas camadas ficam pressionadas pela expansão

da raiz e pelo alongamento da região "M", rompendo-se e descamando-se, beneficiando a protrusão da raiz (FIG. 5F). O ápice caulinar tem forma mais delineada, sendo a primeira e segunda bainha mais alongadas; o primeiro folíolo do eofilo encontra-se em diferenciação. Nas bainhas, verifica-se a diferenciação de procâmbio em elementos traqueais (FIG. 5G). Concomitantemente, há um pronunciado alongamento das células parenquimáticas ao longo do cotilédone e a presença de elementos traqueais diferenciados, bem como o início de elementos crivados. Na região distal, o haustório não apresenta modificações, em relação à fase anterior (FIG. 5H).

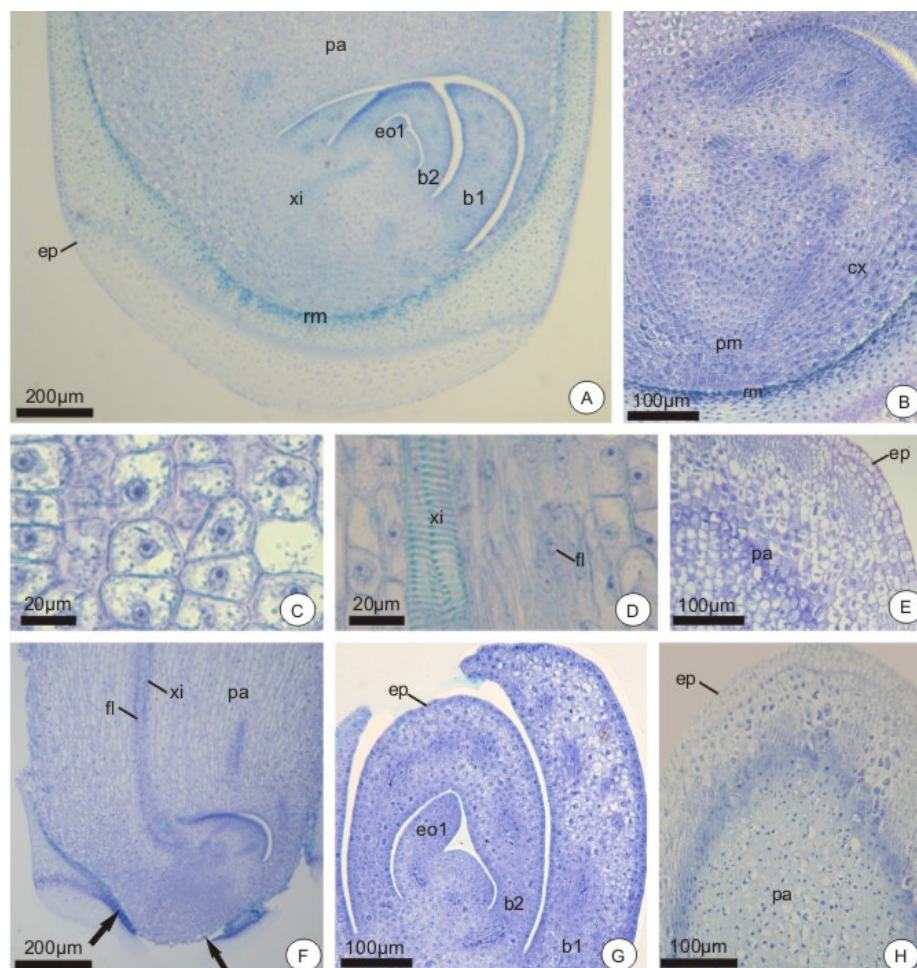


**FIGURA 4 – Estrutura da plântula de *Butia capitata*, após dois dias de cultivo.**

Secções longitudinais (A-B, D-F); secção transversal (C): (A) região proximal, destacando-se o eixo vegetativo; (B) detalhe da região “M”; (C) detalhe do cotilédono e plúmula. Notar células densas próximas à protoderme; (D) eixo vegetativo, destacando-se a plúmula e porção de hipocótilo-radícula; (E) detalhes da região mediana do pecíolo, mostrando séries de células formadas por divisões anticlinais; (F) haustório, setas indicando faixa meristemática.

**Fonte:** Da autora

**Nota:** b1: primeira bainha; b2: segunda bainha; eo: eofilo em diferenciação; mf: meristema fundamental; pb: procâmbio; pd: protoderme; pr: promeristema radicular; rm: região “M”).



**FIGURA 5 – Estrutura da plântula de *Butia capitata*, após cinco dias (A-E) e oito dias (F-H) de cultivo (secções longitudinais):**

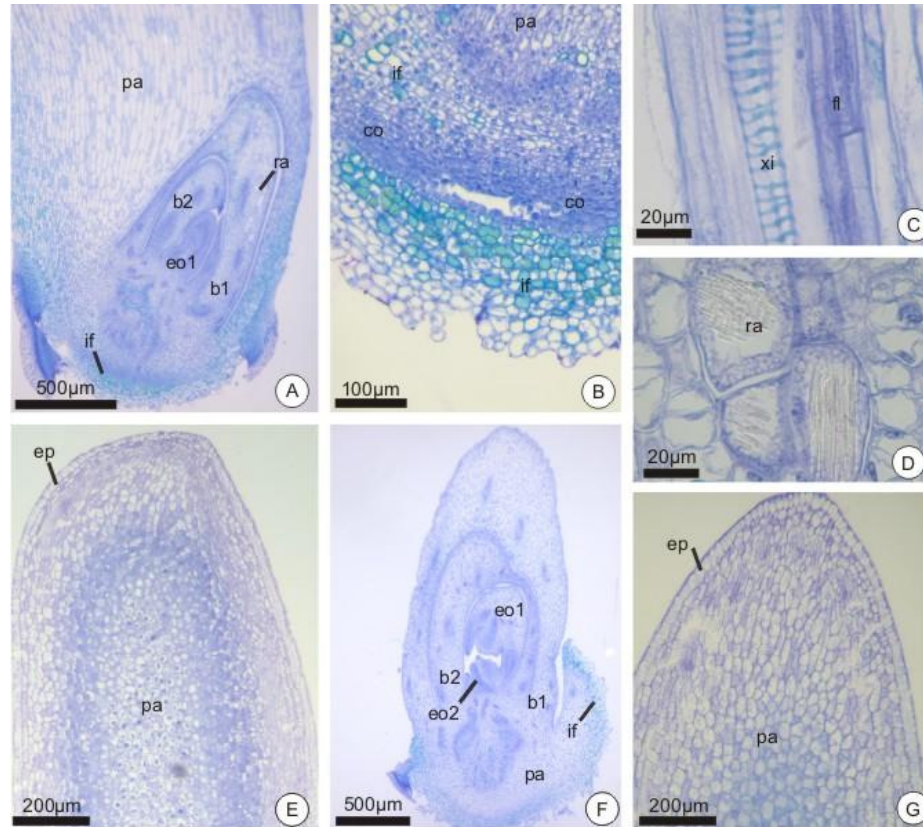
(A) região proximal, destacando-se o eixo vegetativo; (B) base do pecíolo cotiledonar, destacando-se a região "M", com faixa fenólica e a raiz; (C) região mediana do pecíolo cotiledonar, mostrando o parênquima diferenciado; (D) elementos crivados e traqueais parcialmente diferenciados; (E) haustório; (F) região proximal e mediana do pecíolo, destacando-se início do rompimento da região "M" (setas), expondo a raiz; (G) ápice caulinar; (H) haustório.

**Fonte:** Da autora

**Nota:** b1: primeira bainha; b2: segunda bainha; cx: córtex; eo1: eófilo em diferenciação; ep: epiderme; fl: floema; pa: parênquima; pm: promeristema; rm: região "M"; xi: xilema).

No décimo segundo dia de cultivo, o primeiro eófilo já é bem delineado (FIG. 6A). No ápice caulinar, na primeira bainha, observa-se a formação de numerosos idioblastos contendo ráfides (FIG. 6A e 6D). Ocorre ruptura total da extremidade proximal do cotilédone (FIG. 6A). A coifa encontra-se organizada; incidem idioblastos fenólicos no córtex da raiz, bem como, em grande número, nas camadas externas em descamação (FIG. 6A e 6B). No pecíolo cotiledonar, as células do parênquima, cada vez mais alongadas, contribuem para a protrusão do sistema radicular e a emissão das bainhas, além da presença evidente de xilema e floema ao longo de todo o pecíolo (FIG. 6C). No haustório, o processo de degeneração celular é intensificado, por meio da deposição de compostos fenólicos, verificando o início de ruptura dessa estrutura, sendo que as suas células apresentam aspecto desorganizado (FIG. 6E).

Aos 16 dias de cultivo, verifica-se a expansão da raiz, com tecido cortical diferenciado e coifa proeminente. No ápice caulinar, o segundo eófilo inicia a sua diferenciação e ocorre aumento do número de idioblastos contendo ráfides na primeira e segunda bainha. Em alguns pontos, ocorre fusão dos idioblastos, formando espaços (FIG. 6F). A região do pecíolo cotiledonar prossegue em crescimento e, na região haustorial, o processo de degeneração é mais evidente, não sendo mais presente a atividade da faixa meristemática periférica (FIG. 6G).



**FIGURA 6 – Estrutura da plântula de *Butia capitata* após doze (A-E) e dezesseis dias (F-G) de cultivo.**

Secções longitudinais (A-E, G); secção transversal (F): (A) região proximal, destacando-se a ruptura total da região “M”, mostrando a plântula em desenvolvimento; (B) raiz; (C) elementos crivados e traqueais diferenciados; (D) idioblastos contendo ráfides; (E) haustório em atrofia; (F) plântula com primeira e segunda bainhas com ráfides. Notar o primeiro eofilo em estágio avançado de diferenciação e o início do segundo eofilo; (G) haustório em atrofia.

**Fonte:** Da autora

**Nota:** b1: primeira bainha; b2: segunda bainha; co: coifa; eo1: primeiro eofilo, eo2: segundo eofilo em diferenciação; ep: epiderme; fl: floema; lf: idioblastos fenólicos; pa: parênquima; ra: ráfide; xi: xilema).

#### 4 DISCUSSÃO

O intumescimento da região proximal com o aumento em comprimento e espessura dos embriões de *B. capitata* cultivados *in vitro* deve-se à embebição, à ativação do metabolismo e ao início do processo germinativo. Também na primeira semana de cultivo *in vitro*, a literatura destaca a expansão da lâmina cotiledonar e o intumescimento da região proximal de embriões de açai (*Euterpe oleracea*) e tâmara (*Phoenix dactylifera*), verificados respectivamente por Ledo *et al.* (2001) e Costa e Aloufa (2006). A protrusão da raiz primária em outras espécies de palmeiras cultivadas *in vitro*, como *Astrocaryum ulei* (PEREIRA *et al.*, 2006) e *E. oleraceae* (LEDO *et al.*, 2001) também ocorre na segunda semana, semelhante ao coquinho-azedo. Em *P. dactylifera*, a protrusão é mais tardia aos 32 dias (COSTA; ALOUFA, 2006). Do décimo sexto dia em diante, as alterações morfológicas observadas nos embriões de *B. capitata* caracterizam-se apenas pelo crescimento das estruturas já formadas.

A germinação das sementes de *B. capitata* é do tipo remota (MERROW, 2004); a lígula não se expande, no entanto o pecíolo cotiledonar se alonga, favorecendo o desenvolvimento da plântula mais afastado da semente. Segundo Pinheiro (2002), a adaptação de algumas palmeiras aos habitats mais secos tem sido sugerida como uma pressão de seleção preliminar da germinação remota. A alocação do eixo embrionário abaixo da superfície do solo seco, em camadas onde a umidade é mais adequada, consistiria de uma vantagem ecológica, que favorece o desenvolvimento das plântulas. A tendência é que a planta em desenvolvimento proteja o seu ponto de crescimento das perturbações da superfície do solo, tais como incêndios, corte e menor umidade. Os dados, aqui obtidos para *B. capitata*, corroboram essa interpretação, visto que a espécie é típica de cerrado, ambiente em que as condições citadas anteriormente são usuais.

Demason (1988) agrupa os embriões em duas categorias: aqueles com eixo embrionário paralelo ao cotilédone, como ocorre em *P. dactylifera* e aqueles com o eixo embrionário em ângulo oblíquo, em relação ao cotilédone, como verificado para *B. capitata* nesta pesquisa e para *C.*

*nucifera* (HACCIUS; PHILIP, 1979), *W. filifera* (DEMASON, 1988), *A. aculeata* (RIBEIRO *et al.*, 2010), *E. precatória* (AGUIAR; MENDONÇA, 2003) e *O. minor* (OLIVEIRA *et al.*, 2010). Como característica comum, distinguem-se, no cotilédone das palmeiras, os três tecidos meristemáticos primários: protoderme, meristema fundamental e procâmbio (DEMASON, 1988; DEMASON; THOMSON 1981; PANZA *et al.*, 2004), além dos promeristemas radicular e caulinar, os quais também foram observados em *B. capitata*.

O eixo embrionário das palmeiras é constituído pela plúmula, que inclui primórdios foliares, e eixo hipocótilo-radícula (PANZA *et al.*, 2004). A plúmula, que está alojada na cavidade cotiledonar, é formada por um promeristema e um a três primórdios foliares, porém o mais comum é a presença de dois primórdios foliares, primeira e segunda bainhas. Essas são revestidas pela protoderme e apresentam cordões procambiais (AGUIAR; MENDONÇA, 2003; OLIVEIRA *et al.*, 2010), o que também foi detectado em *B. capitata*. O eixo hipocótilo-radícula consiste de um grupo de células que se orienta em posição oposta à plúmula sendo, formado, na maior parte, por uma região promeristemática e procâmbio. De acordo com Gatin (1906), o aspecto da radícula, em algumas palmeiras, como em *Phoenix canarienses*, *Trachycarpus excelsa*, *Livistona australis* e *Licuala hórrida*, deriva da ocorrência de uma camada de células achatadas, denominada de região "M", que delimita a região radicular e a posição do pecíolo cotiledonar. Em *B. capitata*, a região "M" é observada, sendo constituída por um grupo de células achatadas e de contorno retangular, as quais serão descartadas durante a emergência da raiz. Essa mesma região já tinha sido descrita por Martius (1823-1850), que a chamou de "zona hialina". A região "M" foi relatada também por Haccius e Philip (1979) como um arco superficial de células, verificado em cortes longitudinais, no embrião de *C. nucifera*. Assim, no embrião maduro, a coifa consiste, essencialmente, de derivados dos tecidos meristemáticos primários, descamando-se por toda a região "M".

A região distal do embrião constitui o haustório. Há, no entanto, dificuldades para se estabelecer o limite do haustório em embriões no momento da dispersão. Alguns autores sugerem coloração diferenciada no

cotilédone como característica para dividir as duas regiões. Segundo Aguiar e Mendonça (2003), em *E. precatória*, a porção amarelo-esbranquiçada corresponde à região proximal e a de cor branca-pálida corresponde à região distal. Em *B. capitata*, a distinção entre regiões parece ser realizada apenas pelo início da distribuição periférica dos cordões procambiais, presente no terço final do cotilédone, de modo que pode ser reconhecida macroscopicamente. O número de vezes que tais cordões se ramificam é variável entre as espécies de palmeiras. Em *B. capitata*, foram verificados de oito a dez cordões iniciais, produzindo 16-20 ramificações procambiais, diferindo do encontrado em *P. sylvestris* e *L. chinensis*, com a produção de 25 a 40 vertentes procambiais e de *P. dactylifera*, onde cada cordão se ramifica de duas a três vezes, produzindo cerca de 49 cordões procambiais (DEMASON; THOMSON, 1981; KULKARNI; MAHABALE, 1974; MAHABALE; BIRADAR, 1967).

No segundo dia de cultivo dos embriões de *B. capitata*, observam-se algumas evidências que indicam a ocorrência de germinação, considerando o conceito de Bewley e Black (1994): a germinação se inicia com a embebição das sementes e termina com o alongamento do eixo embrionário. Nessa fase, há um aumento de volume das células do meristema fundamental da plúmula e do eixo hipocótilo-radícula, apresentando uma intensa atividade mitótica e o início da formação do primeiro eofilo, além de um ligeiro desenvolvimento da plúmula.

A presença de compostos fenólicos adjacentes à coifa tem sido citada para o cotilédone de algumas palmeiras, em que células fenólicas formam uma faixa cônica na região proximal do embrião (PANZA *et al.*, 2004; SUGIMUMA; MURAKAMI, 1990). Entretanto a localização desses é variável, em *O. minor*, encontram-se em células que circundam a região plumular (OLIVEIRA *et al.*, 2010); já em *C. nucifera*, em fase mais avançada do processo germinativo, ao redor da coifa (HACCIUS; PHILIP, 1979). Esse fato também foi observado para *B. capitata*, cuja presença de compostos fenólicos é mais pronunciada a partir dos 12 dias. Esses idioblastos fenólicos podem atuar na proteção contra ataques de patógenos diversos (WERKER,

1997), protegendo a porção radicular. Ainda esses compostos poderiam contribuir com a protrusão do sistema radicular.

Segundo Demason e Thomsom (1981), Aguiar e Mendonça (2002) e Oliveira *et al.* (2010), o alongamento das células do parênquima na região proximal do pecíolo cotiledonar é responsável pela protrusão do pecíolo cotiledonar, que é empurrado para fora das sementes. Em *B. capitata*, o alongamento das células do parênquima do pecíolo cotiledonar contribui para que a plântula se desenvolva mais afastada da semente.

A diferenciação dos primeiros elementos traqueais em *B. capitata* inicia-se nas áreas em que o aporte de água e solutos é indispensável ao alongamento e diferenciação, nó cotiledonar e região mediana do cotilédone. Em *W. filifera*, os feixes vasculares se diferenciam em direção à extremidade do haustório, em continuidade com o eixo da plântula, de modo que não há disjunção (DEMASON, 1984). Em *P. dactylifera*, os feixes vasculares se desenvolvem basipetamente, devido ao alongamento do cotilédone, resultando em descontinuidade na conexão vascular entre o haustório e o eixo vegetativo, o que resulta de uma atividade meristemática basal na porção alongada do pecíolo cotiledonar e da ausência de elementos traqueais ou diferenciados no embrião antes da germinação (DEMASON, 1988). Em *B. capitata*, a diferenciação dos tecidos vasculares mostra-se distribuída, como em *P. dactylifera*. Em um primeiro momento, há necessidade da plântula por água e solutos, sendo, portanto, de se esperar que ocorra a diferenciação primeiramente dos elementos traqueais, já que os nutrientes necessários à plântula são fornecidos pelas reservas primárias do cotilédone, podendo ser transferidos por via simplástica e entre as células fundamentais, mesmo antes da diferenciação do floema. Esse descompasso na diferenciação dos dois tecidos vasculares é usual, bem como a formação precoce do protoxilema.

O haustório de *B. capitata* não se expandiu em meio de cultivo, como ocorre quando está inserido no endosperma, ocupando quase a totalidade do interior da cavidade das sementes. Conforme Demason *et al.* (1985), há possibilidade de enzimas serem sintetizadas pelo haustório e secretado no

endosperma ou sintetizado no próprio endosperma como resultado de um sinal indutivo, proveniente do haustório; tais enzimas podem estar armazenadas no endosperma e ser ativadas ou liberadas por sinal proveniente do haustório. Para Macaúba (*A. aculeata*), a atrofia do haustório ocorre a partir dos sete dias de cultivo (RIBEIRO, 2010). No cultivo *in vitro*, o cotilédone está inserido em meio nutritivo, que fornece, diretamente, todos os nutrientes necessários ao desenvolvimento da plântula, de modo que a degeneração do haustório é consequência natural. Entretanto, para embriões de açaí (*E. oleraceae*), em meio de cultivo, somente foi verificada a atrofia do haustório para as plântulas anormais. Os autores observaram o rápido crescimento aos 60 dias e coloração branca e consistência esponjosa dessa estrutura (LEDO *et al.*, 2001). Esse padrão diferenciado de crescimento do haustório verificado em *E. oleracea*, provavelmente, se deve, ao meio de cultura que foi formulado com ausência de vitaminas, aminoácidos e sacarose (LEDO *et al.*, 2001), portanto, a falta de complementação nutricional pode ter contribuído para a expansão desta região. Em *B. capitata* e *A. aculeata*, foi utilizado o mesmo meio de cultivo, portanto, o protocolo utilizado mais completo nutricionalmente e mais ajustado às espécies pode ser também um fator para a não-expansão do haustório.

As ráfides observadas em *B. capitata* também aparecem em palmeiras *O. minor*, *E. edulis*, *E. precatoria* e *A. aculeata* (AGUIAR; MENDONÇA, 2003; OLIVEIRA *et al.*, 2010; PANZA *et al.*, 2004; RIBEIRO, 2010). Provavelmente, as ráfides têm a função de proteger o embrião, como sugerem Aguiar e Mendonça (2003). Nas espécies que possuem germinação remota, como é o caso de *B. capitata*, onde o cotilédone expande-se, favorecendo o enterrio do eixo embrionário, esse parece ser um importante mecanismo para o desenvolvimento da plântula, que poderia sofrer ataques de pragas presentes no solo.

Um aspecto pouco abordado e a ser discutido nas sementes recém-dispersadas refere-se à dormência morfológica, mencionada por alguns autores como frequente nos embriões de palmeiras. A imaturidade no momento da dispersão atrasaria a germinação, sendo necessário um tempo

adicional para o completo desenvolvimento dos embriões (BASKIN; BASKIN 1998; CORNER, 1966; OROZCO-SEGOVIA, 2003). Entretanto não são claras as características necessárias para que um embrião possa ser considerado imaturo e o quanto a imaturidade atrasa e compromete a germinação. No geral, como já foi mencionado, no momento da dispersão, o embrião apresenta eixo embrionário e cotilédone apenas com os tecidos meristemáticos primários. Contudo algumas diferenças em termos de diferenciação do eixo hipocótilo-radícula e da plúmula devem ser mais bem estudadas, a fim de contribuir para o entendimento da dormência morfológica. Em *B. capitata*, observou-se a presença dos tecidos meristemáticos no cotilédone e eixo embrionário, porém o eixo hipocótilo-radícula é menos diferenciado que a plúmula, pois não apresenta protoderme. Em *A. aculeata*, a plúmula também é mais diferenciada, quando comparada ao eixo hipocótilo-radícula. Mas, quando se compara *A. aculeata* a *B. capitata*, nota-se que o eixo hipocótilo-radícula é mais distinto na primeira espécie (RIBEIRO *et al.*, 2010). No embrião de *W. filifera*, o polo radicular é muito pouco desenvolvido, sendo difícil determinar se o eixo embrionário é curvo ou reto; também Haccius e Philip (1979) relataram que a diferenciação do polo radicular de embriões de *C. nucifera* é relativamente tardia, tornando-se reconhecível apenas no momento do desenvolvimento do primeiro primórdio plumular. Uma exceção do grau de diferenciação do eixo hipocótilo-radícula foi encontrada em *E. edulis*, uma vez que esse se apresenta mais desenvolvido que a plúmula, apresentando coifa já formada e radícula bastante característica e evidente (PANZA *et al.*, 2004). Entretanto, essa é uma espécie recalcitrante, cujas sementes devem germinar imediatamente após a sua dispersão, para que não ocorra perda de viabilidade; portanto, nessas condições, pressupõe-se que é necessária a presença de eixo hipocótilo-radícula bastante diferenciado e estruturado, de modo a favorecer a rápida germinação e o estabelecimento da plântula.

Para Finch-Savage e Leubner-Metzger (2006), a dormência morfológica é evidente em sementes com embriões que são subdesenvolvidos (em termos de tamanho), são diferenciados em eixo

hipocótilo-radícula, mas necessitam de um tempo para crescer antes de germinar. Esses autores relataram um segundo tipo de dormência, chamada morfofisiológica. Também nessa situação, é evidente a presença de embriões subdesenvolvidos, mas há um componente fisiológico em adição; portanto, para que a dormência seja superada, tais sementes necessitam de tratamentos que combinem a estratificação a frio e quente a aplicações de ácido giberélico. A dormência morfofisiológica parece ser a encontrada em sementes de *Annona crassiflora* (Annonaceae), em que os embriões encontram-se totalmente diferenciados, porém precisam atingir um tamanho expressivo e a síntese de determinadas substâncias, para que a germinação possa ser reconhecida (SILVA *et al.*, 2007). Assim, a dormência embrionária em palmeiras deve ser mais bem estudada e fundamentada, definindo critérios e reconhecendo-se os variados graus de diferenciação dos tecidos; essas características precisam ainda ser correlacionadas ao processo germinativo. A dormência morfofisiológica também deve ser averiguada, pois os escassos estudos se concentram apenas em verificar o grau de diferenciação dos embriões das palmeiras. Para *B. capitata*, apesar de o eixo hipocótilo-radícula ser menos diferenciado e de não haver na literatura, um consenso, que defina claramente dormência morfológica em palmeiras, com todos os aspectos anteriormente mencionados para esse tipo de dormência, parece não ser o fator preponderante para que favoreça os baixos níveis de germinação na espécie. São necessários, portanto, mais estudos que verifiquem os outros tipos de dormência, principalmente, a morfofisiológica e a fisiológica.

## 5 CONCLUSÃO

O embrião de coquinho-azedo apresenta formato cônico, sendo claras duas regiões: a proximal, onde está inserido o eixo embrionário e a distal, onde se encontra o haustório, que se atrofia em meio de cultivo. A epiderme e os elementos traqueais se diferenciam aos cinco dias de cultivo; o parênquima, aos oito de cultivo.

Aos dois dias de cultivo *in vitro*, os embriões de coquinho-azedo encontram-se germinados, iniciando com o intumescimento do pecíolo cotiledonar e, posteriormente, o seu alongamento, que favorece a emissão das bainhas e contribui para que a plântula se desenvolva mais afastada da semente, germinação do tipo remota tubular.

A dormência morfológica não é o fator preponderante que favorece a lenta, desuniforme e baixas taxas de germinação do coquinho-azedo.

## REFERÊNCIAS

- AGUIAR, M. O.; MENDONÇA, M. S. Aspectos morfo-anatômicos do embrião de *Euterpe precatoria* Mart. durante o processo germinativo. **Acta botanica brasílica**, São Paulo, v. 16, n. 3, p. 241-249, 2002.
- AGUIAR, M. O.; MENDONÇA, M. S. Morfo-anatomia da semente de *Euterpe precatoria* Mart. (Palmae). **Revista brasileira de sementes**, Pelotas, v. 25, n. 1, p. 37-42, 2003.
- ALMEIDA, F. L. S. **A alelopatia e as plantas**. Londrina: IAPAR, 1988. 60 p.
- ALSAADAWI, I. S.; RICE, E. L. R.; KARNS, T. K. B. Allelopathic effects of *Polygonum aviculare* L- Isolation, characterization, and biological activities of phytotoxins other than phenols. **Journal of chemical ecology**, v. 9, n. 6, p. 761-774, 1983. Disponível em: <<http://www.springerlink.com/content/0098-0331/?k=Allelopathic+effects+of+Polygonum+aviculare+L-+Isolation%2c+characterization%2c+and+biological+activities+of+phytotoxins+other+than+phenols>>. Acesso em: 15 fev. 2010.
- ALVES, M. R. P.; DEMATTÊ, M. E. S. P. **Palmeiras**: características botânicas e evolução. Campinas: Fundação Cargil, 1987. 129 p.
- AQUINO, C. F.; LOPES, P. S. N.; MAGALHÃES, H. M.; SILVA, H. P.; NEVES, J. M. G. Superação da dormência de sementes de coquinho azedo *Butia capitata* (Mart.) Becc. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 20., 2008, Vitória. **Anais...** Vitória: SBF, 2008. 1 CD-ROM. (Digital Congresso Brasileiro de Fruticultura).
- ARAÚJO, M. G. P.; LEITÃO, A. M.; MENDONÇA, M. S. Morfologia do fruto e da semente de inajá (*Attalea maripa* (ubl.) Mart.) – palmae. **Revista brasileira de sementes**, Pelotas, v. 22, n. 2, p. 31-38, 2000.
- BASKIN, J. M.; BASKIN, C. C. A classification system for seed dormancy. **Seed science research**, v. 14, p. 1-16. 2004. Disponível em: <<http://journals.cambridge.org/action/displayFulltext?type=1&fid=704540&jid=SSR&volumeld=14&issuelid=01&aid=704528&bodyId=&membershipNumber=&societyETOCSession=>>>. Acesso em: 15 set. 2010.
- BASKIN, C. C.; BASKIN, J. M. **Seeds**: ecology, biogeography and evolution of dormancy and germination. San Diego: Academic Press, 1998. 666 p.
- BATISH, D. R.; SINGH, H. P.; KAUR, S.; KOHLI, R. K.; YADAV, S. S. Caffeic acid affects early growth, and morphogenetic response of hypocotyl cuttings of mung bean (*Phaseolus aureus*), **Journal of plant physiology**, v. 165, n. 3, p. 297-305, 2008. Disponível em: <[http://www.sciencedirect.com/science?\\_ob=ArticleListURL&\\_](http://www.sciencedirect.com/science?_ob=ArticleListURL&_)

method=list&\_ArticleListID=1507688093&\_sort=r&\_st=13&view=c&\_acct=C000037539&\_version=>. Acesso em: 15 set. 2010.

BERNACCI, L. C.; MARTINS, F. R.; SANTOS, F. A. M. Estrutura de estádios ontogenéticos em população nativa da palmeira *Syagrus romanzoffiana* (Cham.) Glassman (Arecaceae). **Acta botânica brasílica**, São Paulo, v. 22, n. 1, p. 119-130, 2008.

BEWLEY, J. D.; BLACK, M. **Seeds: physiology of development and germination**. New York: Plenum Press, 1994. 445 p.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Regras para análise de sementes**. Brasília, DF, 2009. 399 p.

BROSCHAT, T. K. Endocarp removal enhances *Butia capitata* (Mart.) Becc. (Pindo Palm) seed germination. **HorTechnology**, Florida, v. 8, n. 4, p. 586-587, 1998.

CARDOSO, M. G.; BARBOSA, A.; ALVES, B. **Metabólitos secundários vegetais: visão geral química e medicinal**. Lavras, MG: UFLA, 2001. 81 p. (Textos acadêmicos, 8).

CARPENTER, W. J. Seed after-ripening and temperature influence *Butia capitata* germination. **HortScience**, Alexandria, v. 23, n. 4, p. 702-703, 1988.

CARVALHO, N. M.; NAKAGAWA, J. **Sementes: ciência, tecnologia e produção**. 4. ed. Jaboticabal: FUNEP, 2000. 588 p.

CARVALHO, N. O. S.; PELACANI, C. R.; RODRIGUES, M. O. S.; CREPALDI, I. C. Uso de substâncias reguladoras e não-específicas na germinação de sementes de licuri (*Syagrus coronata* (MART.) BECC.). **Sitientibus-Série ciências biológicas**, v. 5, n. 1, p. 28-32, 2005.

CHIAPUSIO, G.; SÁNCHEZ, A. M.; REIGOSA, M. J.; GONZÁLEZ, L.; PELLISSIER, F. Do germination indices adequately reflect allelochemical effects on the germination process? **Journal of Chemical Ecology**, New York, v. 23, n. 11, p. 2445-2453, 1997.

CHUNG, I. M.; AHN, J. K.; YUN, S. J. Assessment of allelopathic potential of barnyard grass (*Echinochloa crus-galli*) on rice (*Oriza sativa* L.) cultivars. **Crop protection**, v. 20, n. 10, p. 921-928, 2002. Disponível em: <[http://www.sciencedirect.com/science?\\_ob=MIimg&\\_imagekey=B6T5T-49V3GN6-1-P&\\_cdi=5011&\\_user=686413&\\_pii=S0261219403002059&\\_origin=search&\\_zone=rslt\\_list\\_item&\\_coverDate=03/31/2004&\\_sk=999769996&wchp=dGLzVtb-zSkzV&md5=521c857abc8bc99a0a8e912](http://www.sciencedirect.com/science?_ob=MIimg&_imagekey=B6T5T-49V3GN6-1-P&_cdi=5011&_user=686413&_pii=S0261219403002059&_origin=search&_zone=rslt_list_item&_coverDate=03/31/2004&_sk=999769996&wchp=dGLzVtb-zSkzV&md5=521c857abc8bc99a0a8e912)>. Acesso em: 15 fev. 2010.

CORNER, E. J. H. **The natural history of palms**. Berkeley: University of California Press, 1966. 393 p. *apud* OROZCO-SEGOVIA, A.; BATIS, A. I.;

ROJAS-ARÉCHIGA, M.; MENDOZA, A. Seed biology of palms: a review. **Palms**, Miami, v. 47, n. 2, p. 79-94, 2003.

COSTA, N. M.S.; ALOUFA, M. A. I. Organogênese direta de *Phoenix dactylifera* L. via pecíolo cotiledonar. **Pesquisa agropecuária tropical**, Goiânia, v. 36, n. 3, p. 195-198, 2006.

CRUZ-ORTEGA, R.; ANAYA, A. L.; HERNÁNDEZ-BAUTISTA, B. E.; LAGUNA-HERNÁNDEZ, G. Effects of allelochemical stress produced by *Sicyios deppei* on seedling root ultrastructure of *Phaseolus vulgaris* e *Curcubita ficifolia*. **Journal of Chemical Ecology**, v. 24, n. 12, p. 2039-2057, 1998.

Disponível

em:

<<http://www.springerlink.com/content/k0215112v6p67221/fulltext.pdf>>.

Acesso em 21 out. 2010.

D'ABROSCA, B.; DELLAGRECA, M.; FIORENTINO, A.; MONACO, P.; NATALE, A.; ORIANO, P.; ZARRELLI, A. Structural characterization of phytotoxic terpenoids from *Cestrum parqui*. **Phytochemistry**, v. 66, n. 22, p. 2681-2688, 2005.

Disponível

em:

<[http://www.sciencedirect.com/science?\\_ob=MIimg&\\_imagekey=B6TH7-4HDGBK0-2-N&\\_cdi=5275&\\_user=686413&\\_pi=i=S0031942205004589&\\_origin=search&\\_zone=rslt\\_list\\_item&\\_coverDate=11/30/2005&\\_sk=99933](http://www.sciencedirect.com/science?_ob=MIimg&_imagekey=B6TH7-4HDGBK0-2-N&_cdi=5275&_user=686413&_pi=i=S0031942205004589&_origin=search&_zone=rslt_list_item&_coverDate=11/30/2005&_sk=99933)>. Acesso em: 28 mar. 2010.

DANTAS, A. C. M.; MORAES, L. K. A.; PEDROTTI, E. L.; NODARI, R. O.; GUERRA, M. P. Superação *in vitro* da dormência de embriões do portaenxerto de macieira m9 (*Malus pumilla* Mill.) **Revista brasileira de fruticultura**, Jaboticabal, v. 24, n. 1, p. 10-14, 2002.

DEMASON, D. A. Growth parameters in the cotyledon of date seedlings. **Botanical gazette**, v. 145, n. 2, p. 176-183, 1984.

DEMASON, D. A. Histochemical and ultrastructural changes in the haustorium of date (*Phoenix dactylifera*). **Protoplasma**, v. 126, n. 3, p. 187-177, 1985.

DEMASON, D. A. Embryo structure and storage reserve histochemistry in the palm, *Washingtonia filifera*. **American journal of botany**, v. 75, n. 3, p. 330-337, 1988.

DEMASON, D. A.; SEXTON, R.; GORMAN, M.; REID, J. S. G. Structure and Biochemistry of endosperm breakdown in date palm (*Phoenix dactylifera*) seeds. **Protoplasma**, v.126, n. 3, p.159-167, 1985.

DEMASON, D. A.; THOMSON, W. W. Structure and ultrastructure of the cotyledon of date palm (*Phoenix dactylifera* L.). **Botanical gazette**, v. 142, n. 3, p. 320-328, 1981.

EBERLEIN, C. V. Germination of *Sorghum alnum* seeds and longevity soil. **Weed science**, Lawrence, v. 35, n. 6, p. 796-801, 1987.

ESCUADERO, A.; ALBERT, M. J.; PITA, J. M.; PEREZ-GARCIA, F. Inhibitory effects of *Artemisia herba-alba* on the germination of the gypsophyte *Helianthemum squamatum*. **Plant ecology**, v. 148, p. 71-80, 2000.

FARIA, J. P.; ALMEIDA, F.; SILVA, L. C. R.; VIEIRA, R. F.; AGOSTINI-COSTA, T. S. Caracterização da polpa do coquinho-azedo (*Butia capitata* var *capitata*). **Revista brasileira de fruticultura**, Jaboticabal, v. 30, n. 3, p. 827-829, 2008a.

FARIA, J. P.; ARELLANO, D. B.; GRIMALDI, R.; SILVA, L. C. R.; VIEIRA, R. F.; SILVA, D. B.; AGOSTINI-COSTA, T. S. Caracterização química da amêndoa de coquinho-azedo (*Butia capitata* var *capitata*). **Revista brasileira de fruticultura**, Jaboticabal, v. 30, n. 2, p. 549-552, 2008b.

FERNANDES, R. C. **Estudos propagativos do coquinho azedo (*Butia Capitata* (Mart.) Becc) Arecaceae**. 2008. 94 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Agrárias) – Instituto de Ciências Agrárias, Universidade Federal de Minas Gerais, Montes Claros, 2008.

FERREIRA, A. G.; AQUILA, M. E. A. Alelopatia: uma área emergente da ecofisiologia. **Revista brasileira de fisiologia vegetal**, v. 12, edição especial, p. 175-204, 2000.

FERREIRA, A. G.; BORGHETTI, F. **Germinação: do básico ao aplicado**. Porto Alegre: Artmed, 2004. 323 p.

FERREIRA, E. L. **Manual das palmeiras do Acre, Brasil**. [S.l.]: Instituto Nacional Pesquisas: Universidade Federal do Acre, 2006. 212 p. Disponível em: <[http://www.nybg.org/bsci/acre/www1/manual\\_palmeiras.html](http://www.nybg.org/bsci/acre/www1/manual_palmeiras.html)>. Acesso em: 22 ago. 2009.

FERREIRA, S. A. N.; GENTIL, D. F. O. Extração, embebição e germinação de sementes de tucumã (*Astrocaryum aculeatum*). **Acta amazonica**, Manaus, v. 36, n. 2, p. 141-146, 2006.

FINCH-SAVAGE, W. E.; LEUBNER-METZGER, G. Seed dormancy an the control of germination. **New phytologist**, v. 171, n. 3, p. 501-503, 2006. Disponível em: <<http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1469-8137.2006.01787.x/pdf>>. Acesso em: 05 nov. 2010.

GATIN, C. L. Recherches anatomiques et chimiques sur la germination des palmiers. **Annales des sciences naturelles neuvième série - Botanique**, Tomo 3, Paris: Masson, 1906. p. 191-314.

GENTIL, D. F. O.; FERREIRA, S. A. N. Morfologia da plântula em desenvolvimento de *Astrocaryum aculeatum* Meyer (Arecaceae). **Acta amazonica**, Manaus, v. 35, n. 3, p. 337-342, 2005.

HACCIUS, B.; PHILIP, V. J. Embryo development in *Cocos nucifera* L.: a critical contribution to a general understanding of palm embryogenesis. **Plant systematics and evolution**, v. 132, n. 1-2, p. 91-106, 1979.

HENDERSON, F. M. Morphology and anatomy of palm seedlings. **The botanical review**, v. 72, n. 4, p. 273-329, 2006. Disponível em: <<http://www.springerlink.com/content/kq447q1571584247/fulltext.pdf>>. Acesso em: 22 ago. 2009.

HOFFMANN, C. E. F.; NEVES, L. A. S.; BASTOS, C. F.; WALLAU, G. L. Atividade alelopática de *Nerium Oleander* L. e *Dieffenbachia picta* Schott em sementes de *Lactuca Sativa* L. e *Bidens pilosa* L. **Revista de ciências agroveterinárias**, Lages, v. 6, n. 1, p. 11-21, 2007.

IOSSI, E.; MORO, F. V.; SADER, R. Seed anatomy and germination of *Phoenix roebelenii* O'Brien (Arecaceae). **Revista brasileira de sementes**, Pelotas, v. 28, n. 3, p. 121-128, 2006.

JENSEN, W. A. **Botanical histochemistry: principles and practice**. San Francisco: W. H. Freeman, 1962. 408 p.

JOHANSEN, D. A. **Plant microtechnique**. New York: McGraw-Hill, 1940. 523 p.

JONES, D. L. **Palms throughout the world**. Smithsonian Institution Press, 1995. 410 p.

JÖNSSON, J. A. **Chromatography theory and basic principles**. New York: Marcel Dekker, c1987. 396 p. (Chromatographic science series, v. 38).

KATO-NOGUCHI, H.; TANAKA, Y.; MURAKAMI, T.; YAMAMURA, S.; FUJIHARA, S. Isolation and identification of an allelopathic substance from peel of *Citrus junos*. **Phytochemistry**, v. 61, n. 7, p. 849-853, 2002. Disponível em: <[http://www.sciencedirect.com/science?\\_ob=MIimg&\\_imagekey=B6TH7-4789THV-F-C&\\_cdi=5275&\\_user=686413&\\_pii=S0031942202003825&\\_origin=search&\\_zone=rslt\\_list\\_item&\\_coverDate=12/31/2002&\\_sk=999389992&wchp=dGLzVzb-zSkWA&md5](http://www.sciencedirect.com/science?_ob=MIimg&_imagekey=B6TH7-4789THV-F-C&_cdi=5275&_user=686413&_pii=S0031942202003825&_origin=search&_zone=rslt_list_item&_coverDate=12/31/2002&_sk=999389992&wchp=dGLzVzb-zSkWA&md5)>. Acesso em: 15 fev. 2010.

KAUR, H.; KAUSHIK, S. Cellular evidence of allelopathic interference of benzoic acid to mustard (*Brassica juncea* L.) seedling growth. **Plant physiology and biochemistry**, v. 43, n. 1, p. 77-81, 2005. Disponível em: <<http://www.elsevier.com/locate/plaphy>>. Acesso em: 14 abr. 2010.

KAUR, S.; SINGH, H. P.; MITTAL, S.; BATISH, D. R.; KOHLI, R. K.. Phytotoxic effects of volatile oil from *Artemisia scoparia* against weeds and its possible use as a bioherbicide. **Industrial crops and products**, Tucson, v. 32, n. 1, p. 54-61, 2010. Disponível em: <[http://www.sciencedirect.com/science?\\_ob=MIimg&\\_imagekey=B6T77-4YW37B3-2-](http://www.sciencedirect.com/science?_ob=MIimg&_imagekey=B6T77-4YW37B3-2-C&_cdi=5051&_user=686413&_pii=S0926669010000543&_origin=browse&_zone=rslt_list_item&_coverDate=07%2F31%2F2010&_sk=999679998&wchp=dGLbVzW-zSkzk&md5=cc08e00b1bbcbc8ef69c9a2d2cfb3307&ie=/sdarticle.pdf)

[C&\\_cdi=5051&\\_user=686413&\\_pii=S0926669010000543&\\_origin=browse&\\_zone=rslt\\_list\\_item&\\_coverDate=07%2F31%2F2010&\\_sk=999679998&wchp=dGLbVzW-](http://www.sciencedirect.com/science?_ob=MIimg&_imagekey=B6T77-4YW37B3-2-C&_cdi=5051&_user=686413&_pii=S0926669010000543&_origin=browse&_zone=rslt_list_item&_coverDate=07%2F31%2F2010&_sk=999679998&wchp=dGLbVzW-zSkzk&md5=cc08e00b1bbcbc8ef69c9a2d2cfb3307&ie=/sdarticle.pdf)

[zSkzk&md5=cc08e00b1bbcbc8ef69c9a2d2cfb3307&ie=/sdarticle.pdf](http://www.sciencedirect.com/science?_ob=MIimg&_imagekey=B6T77-4YW37B3-2-C&_cdi=5051&_user=686413&_pii=S0926669010000543&_origin=browse&_zone=rslt_list_item&_coverDate=07%2F31%2F2010&_sk=999679998&wchp=dGLbVzW-zSkzk&md5=cc08e00b1bbcbc8ef69c9a2d2cfb3307&ie=/sdarticle.pdf)>.

Acesso em: 14 abr. 2010.

KHAN, M. I. Allelopathic potential of dry fruits of *Washingtonia filifera* (L. LINDEN) H. Eendl. II. Inhibition of seedling growth. **Biologia plantarum**, v. 24, n. 4, p. 275-281, 1982a.

KHAN, M. I. Allelopathic potential of dry fruits of *Washingtonia filifera*: Inhibition of seed germination. **Physiologia plantarum**, Copenhagen, v. 54, n. 3, p. 323-328, 1982b.

KULKARNI, K. M.; MAHABALE, T. S. Studies on palms: fruits, seeds and their germination in *Livistona chinensis* R. Br. J. **Bombay natural history society**, v. 72, n. 3, p. 655-661, 1974.

LEDO, A. S.; LAMEIRA, O. A.; BENBADIS, A. K.; MENEZES, I. C.; LEDO, G. A. S.; OLIVEIRA, M. S. P. Cultura *in vitro* de embriões zigóticos de açaizeiro. **Revista brasileira de fruticultura**, Jaboticabal, v. 23, n. 3, p. 468-472, 2001.

LEVIZOU, E.; KARAGEORGOU, P.; PSARAS, G. K.; MANETAS, Y. Inhibitory effects of water soluble leaf leachates from *Dittrichia viscosa* on lettuce root growth, statocyte development and graviperception. **Flora**, v. 197, n. 2, p. 152-157, 2002. Disponível em: <[http://www.sciencedirect.com/science?\\_ob=MIimg&\\_imagekey=B7GX0-4DTSMMG-K-](http://www.sciencedirect.com/science?_ob=MIimg&_imagekey=B7GX0-4DTSMMG-K-1&_cdi=20472&_user=686413&_pii=S0367253004700171&_origin=gateway&_coverDate=01%2F01%2F2002&_sk=998029997&view=c&wchp=dGLzVzb-zSkzk&md5=35c6013228323b18b805d63caa07e7b9&ie=/sdarticle.pdf)

[1&\\_cdi=20472&\\_user=686413&\\_pii=S0367253004700171&\\_origin=gateway&\\_coverDate=01%2F01%2F2002&\\_sk=998029997&view=c&wchp=dGLzVzb-zSkzk&md5=35c6013228323b18b805d63caa07e7b9&ie=/sdarticle.pdf](http://www.sciencedirect.com/science?_ob=MIimg&_imagekey=B7GX0-4DTSMMG-K-1&_cdi=20472&_user=686413&_pii=S0367253004700171&_origin=gateway&_coverDate=01%2F01%2F2002&_sk=998029997&view=c&wchp=dGLzVzb-zSkzk&md5=35c6013228323b18b805d63caa07e7b9&ie=/sdarticle.pdf).

Acesso em: 15 fev. 2010.

LORENZI, H.; NOBLICK, L. R.; KAHN, Francis; FERREIRA, Evandro. **Flora brasileira Lorenzi: Arecaceae** (palmeiras). Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2010. 384 p.

LORENZI, H.; SOUZA, H. M.; COSTA, J. T. M.; CERQUEIRA, L. S. C.; FERREIRA, E.. **Palmeiras brasileiras exóticas e cultivadas**. Nova Odessa, SP: Instituto Plantarum, 2004. 416 p.

MACHADO, R. B.; RAMOS NETO, M. B.; PEREIRA, P. G. P.; CALDAS, F.; GONÇALVES, D. A.; SANTOS, N. S.; TABOR, K.; STEININGER, M..

**Estimativas de perda da área do cerrado brasileiro.** Conservação internacional, Brasília, DF, 2004. Disponível em: <[http://www.google.com.br/search?q=Estimativas+de+perda+da+%C3%A1rea+do+cerrado+brasileiro.+Conserva%C3%A7%C3%A3o+internacional%2C+Bras%C3%ADlia%2C+DF%2C+2004.&btnG=Pesquisar&hl=pt-BR&spell=1&sa=X&aq=f&aqi=&aql=&oq=&gs\\_rfai=>](http://www.google.com.br/search?q=Estimativas+de+perda+da+%C3%A1rea+do+cerrado+brasileiro.+Conserva%C3%A7%C3%A3o+internacional%2C+Bras%C3%ADlia%2C+DF%2C+2004.&btnG=Pesquisar&hl=pt-BR&spell=1&sa=X&aq=f&aqi=&aql=&oq=&gs_rfai=>)>. Acesso em: 20 abr. 2010.

MAGUIRE, J. D. Seeds of germination-aid selection and evaluation for seedling emergence and vigor. **Crop science**, Madison, v. 2, n. 2, p. 176-177, 1962.

MAHABALE, T. S.; BIRADAR, N. V. Studies on palms: embryology of *Phoenix sylvestris* Roxb. **Proceedings of the Indian Academy of Sciences**, Section B, p. 77-96, 1967.

MALHEIROS, A., PERES, M. T. L. P. Alelopatia: interações químicas entre espécies. In: YUNES, Rosendo Augusto; CALIXTO, João Batista. **Plantas medicinais sob a ótica da química medicinal moderna**. Chapecó: Argos, 2001. p. 503-523.

MANOEL, D. D.; DOICHE, C. F. R.; FERRARI, T. B.; FERREIRA, G. Atividade alelopática dos extratos fresco e seco de folhas de barbatimão (*Stryphnodendron adstringens* (Mart.) Coville) e pata-devaca (*Bauhinia forficata* link) sobre a germinação e desenvolvimento inicial de plântulas de tomate. **Semina. Ciências agrárias**, Londrina, v. 30, n. 1, p. 63-70, 2009.

MARASCHIN-SILVA, F.; ÁQUILA, M. E. Al. Potencial alelopático de *Dodonaea viscosa* (L.) Jacq. **Iheringia. Série botânica**, Porto Alegre, v. 60, n. 1, p. 91-98, 2005.

MARCOS FILHO, J. Dormência de sementes. In: MARCOS FILHO, J. **Fisiologia de sementes de plantas cultivadas**. Piracicaba: Fealq, 2005. p. 253-287.

MARTINS, C. M.; VASCONCELLOS, M. A. S.; ROSSETTO, C. A. V.; CARVALHO, M. G. Prospecção fitoquímica do arilo de sementes de maracujá amarelo e influência em germinação de sementes. **Ciência rural**, Santa Maria, v. 40, n. 9, p. 1934-1940, 2010.

MARTINS, E. R. **Projeto conservação de recursos genéticos de espécies frutíferas nativas do norte mineiro**: coleta, ecogeografia e etnobotânica. Montes Claros: UFMG, 2003. 76 p. Relatório Institucional.

MARTIUS, K. F. P. V. *Historia naturalis palmarum*. Munich: F. Fleischer, 1823-1850. *apud* GATIN, C. L. Recherches anatomiques et chimiques sur la germination des palmiers. **Annales des sciences naturelles neuvième série - Botanique**, Tomo 3, Paris: Masson, 1906. p. 191-314.

MENDONÇA, M. S.; OLIVEIRA, A. B.; ARAÚJO, M. G. P.; ARAÚJO, L. M. Morfo-anatomia do fruto e semente de *Oenocarpus minor* Mart.(Arecaceae). **Revista brasileira de sementes**, Pelotas, v. 30, n. 1, p. 90-95, 2008.

MERCADANTE-SIMÕES, M. O.; FONSECA, R. S.; RIBEIRO, L. M.; NUNES, Y. R. F. Biologia reprodutiva de *Butia capitata* (Mart.) Beccari (Arecaceae) em uma área de cerrado no norte de Minas Gerais. **Unimontes científica**, Montes Claros, v. 8, n. 2, p. 311-316, 2006.

MERROW, A. W. Palm seed germination. **IFAS Cooperative Extension Bulletin**. Florida, n. 274, p. 1-10, 2004. Disponível em: <<http://edis.ifas.ufl.edu/pdf/EP/EP23800.pdf>>. Acesso em: 14 abr. 2010.

MOREIRA, P. F. S. D.; SOUZA, D. R.; TERRONES, M. G. H. Avaliação do potencial alelopático do extrato metanólico obtido das folhas de *Caryocar brasiliense* CAMB. (pequi) na inibição do desenvolvimento da raiz em sementes de *Panicum maximum*. **Bioscience journal**, Uberlândia, v. 24, n. 3, p. 74-79, 2008.

MOURA, R. C. **Caracterização vegetativa e reprodutiva do coquinho azedo, *Butia capitata* (Martius) Beccari (Arecaceae), no norte de Minas Gerais**. 2008. 73 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Agrárias) – Instituto de Ciências Agrárias, Universidade Federal de Minas Gerais, Montes Claros, 2008.

MURASHIGE, T.; SKOOG, F. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. **Physiologia plantarum**, Copenhagen, v. 15, n. 3, p. 473-497, 1962.

NASCIMENTO, A. R. T.; SANTOS, A. A.; MARTINS, R. C.; DIAS, T. A. B. D. Comunidad de palmeras en el territorio indígena krahò, Tocantins, Brasil: biodiversidad y aspectos etnobotánicos. **Revista interciencia**, Caracas, v. 34, n. 3, p. 182-188, 2009.

NAZÁRIO, P. **Tratamentos pré-germinativos visando minimizar a dormência em sementes de tucumã (*Astrocaryum aculeatum* G. Mey.)**. 2006. 89 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Agrárias) - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Universidade Federal do Amazonas, Manaus, 2006.

O'BRIEN, T. P.; FEDER, N.; MCCULLY, M. E. Polychromatic staining of plant cell walls by toluidine blue O. **Protoplasma**, v. 59, n. 2, p. 368-373, 1964.

OLIVA, K. M. F. **Atividade alelopática de extratos de *Caryocar brasiliense* Camb. sobre a germinação, crescimento e aspectos bioquímicos e fisiológicos em *Bidens pilosa*, *Glycine max* e *Zea mays***. 2006. 62 f. Tese (Doutorado em Fisiologia Vegetal) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2006.

OLIVEIRA, A. B.; MENDONÇA, M. S.; ARAÚJO, M. G. P. Aspectos anatômicos do embrião e desenvolvimento inicial de *Oenocarpus minor* Mart: uma palmeira da Amazônia. **Acta botânica brasileira**, São Paulo, v. 24, n.1, p. 20-24, 2010.

OLIVEIRA, E. C. Morfologia de plântulas. In: AGUIAR, I. B.; PIÑA-RODRIGUES, F. C. M.; FIGLIOLIA, M. B. **Sementes florestais tropicais**. Abrates: Brasília, DF, 1993. p. 175-213.

OROZCO-SEGOVIA, A.; BATIS, A. I.; ROJAS-ARÉCHIGA, M.; MENDOZA, A.. Seed biology of palms: a review. **Palms**, Miami, v. 47, n. 2, p. 79-94, 2003.

PAIVA, É. A. S.; PINHO, S. Z.; OLIVEIRA, D. M. T. Large plant samples: how to process for GMA embedding? In: CHIARINI-GARCIA, H.; MELO, R. C. N. (Org.). **Light microscopy: methods and protocols**. Totowa: Humana Press, 2011. In press.

PANZA, V.; LÁINEZ, V.; MALDONADO, S. Seed structure and histochemistry in the palm *Euterpe edulis*. **Botanical journal of the linnean society**, v. 145, n. 4, p. 445-453, 2004. Disponível em: <<http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1095-8339.2004.00293.x/abstract>>. Acesso em: 15 fev. 2010.

PARVEZ, S. S.; PARVEZ, M. M.; NISHIHARA, E.; GEMMA, H.; FUJII, Y. *Tamarindus indica* L. leaf is a source of allelopathic substance. **Plant growth regulation**, v. 40, n. 2, p. 107-115, 2003. Disponível em: <<http://www.springerlink.com/content/xx2j657m24twu832/>>. Acesso em: 06 dez. 2010.

PASSOS, J. L.; BARBOSA, L. C. A.; DEMUNER, A. J.; BARRETO, R. W.; KING-DIAZ, B.; LOTINA-HENNSEN, B. Effects of *Corynespora cassiicola* on *Lantana camara*. **Planta daninha**, Viçosa, v. 28, n. 2, p. 229-237, 2010. Disponível em: <[www.scielo.br/pdf/pd/v28n2/a01v28n2.pdf](http://www.scielo.br/pdf/pd/v28n2/a01v28n2.pdf)>. Acesso em: 06 dez. 2010.

PERDOMO, M.; MAGALHÃES, L. M. S. Ação alelopática da jaqueira (*Artocarpus heterophyllus*) em laboratório. **Floresta e ambiente**, Seropédica, v. 14, n. 1, p. 52-55, 2007.

PEREIRA, C. E.; PINHO, É. V. R. V.; OLIVEIRA, D. F.; KIKUTI, A. L. P. Determinação de inibidores da germinação no espermoderma de sementes de café (*Coffea arabica* L.). **Revista brasileira de sementes**, Pelotas, v. 24, n. 1, p. 306-311, 2002.

PEREIRA, J. E. S.; MACIEL, T. M. S.; COSTA, F. H. S.; PEREIRA, M. A. A.. Germinação *in vitro* de embriões zigóticos de murmuru (*Astrocaryum ulei*). **Ciência agrotecnologia**, Lavras, v. 30, n. 2, p. 251-256, 2006.

PINA, G. O.; BORGHETTI, F.; SILVEIRA, C. E. S.; PEREIRA, L. A. R. Effects of *Eugenia dysenterica* leaf extracts on the growth of sesame and radish. **Allelopathy journal**, v. 23, n. 2, p. 313-322, 2009. Disponível em: <<http://www.indianjournals.com/ijor.aspx?target=ijor:aj&volume=23&issue=2&article=008>>. Acesso em: 14 abr. 2010.

PINHEIRO, C. V. B. **Germinação de sementes de palmeiras**: revisão bibliográfica. Teresina: EMBRAPA/UEPAE, 1986. 101p.

PINHEIRO, C. U. B. Germination strategies of palms: the case of *Schippia concolor* Burret in Belize. **Brittonia**, New York, v. 53, n. 4, p. 519-527, 2002.

PRINCE, E. K.; MYERS, T. L., KUBANEK, J. Effects of harmful algal blooms on competitors: allelopathic mechanisms of the red tide dinoflagellate *Karenia brevis*. **Limnology and oceanography**, v. 53, n. 2, p. 531-541, 2008. Disponível em: <[http://aslo.org/lo/toc/vol\\_53/issue\\_2/0531.pdf](http://aslo.org/lo/toc/vol_53/issue_2/0531.pdf)>. Acesso em: 14 abr. 2010.

RAVEN, P. H.; EVERT, R. F.; EICHHORN, S. E. **Biologia vegetal**. 6. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2001. 906 p.

RAVEN, P. H.; EVERT, R. F.; EICHHORN, S. E. **Biologia Vegetal**. 5. ed. Rio de Janeiro: Guanabara. Koogan, 2004. 728 p.

RIBEIRO, L. M. **Estudos estruturais e fisiológicos sobre a germinação da macaúba *Acrocomia aculeata* (Jacq.) Lodd. ex. Mart. (Arecaceae)**. 2010. 100 f. Tese (Doutorado em Biologia Vegetal) – Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2010.

RIBEIRO, L. M.; GARCIA, Q. S.; OLIVEIRA, D. M. T.; NEVES, S. C. Critérios para o teste de tetrazólio na estimativa do potencial germinativo em macaúba. **Pesquisa agropecuária brasileira**, Brasília, DF, v. 45, n. 4, p.361-368, 2010.

RIFFLE, M.; WALLER, G. R.; MURRY, D. S.; SGARAMELLO, R. P. Composition of essential oil from *Proboscidea louisianica* (Martyniaceae). **Academic science**, v. 71, p. 35-42, 1991. Disponível em: <[http://digital.library.okstate.edu/oas/oas\\_pdf/v71/p35\\_42.pdf](http://digital.library.okstate.edu/oas/oas_pdf/v71/p35_42.pdf)>. Acesso em: 14 abr. 2010.

ROBARDS, K. Strategies for the determination of bioactive phenols in plants, fruit and vegetables. **Journal of chromatography**, v. 1000, n. 1/2, p. 657-691, 2003.

ROCHA, A. E. S.; SILVA, M. F. F. Aspectos fitossociológicos, florísticos e etnobotânicos das palmeiras (Arecaceae) de floresta secundária no município de Bragança, PA, Brasil. **Acta botânica brasileira**, São Paulo, v. 19, n. 3, p. 657-667, 2005.

RUFINO, M. U. L.; COSTA, J. T. M.; SILVA, V. A.; ANDRADE, L. H. C. Conhecimento e uso do licuri (*Syagrus coronata*) e do babaçu (*Orbignya phalerata*) em Buíque, PE, Brasil. **Acta botanica brasílica**, São Paulo, v. 22, n. 4, p. 1141-1149, 2008.

SCHWARTZ, E.; MEDEIROS, A. N.; RADMANN, E. B.; FACHINELLO, J. C.; BARBIERI, R. L. Influência da temperatura, embebição e endocarpo na emergência de plântulas de Butiazeiro. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 19., 2006, Cabo Frio. **Anais...** Cabo Frio: SBF/UENF/UFRural RJ. 2006. p. 220.

SCRIVANTI, L. R. Allelopathic potential of *Bothriochloa laguroides* var. *laguroides* (DC.) Herter (Poaceae: Andropogoneae). **Flora**, v. 205, n. 5, p. 302-305, 2010. Disponível em: <[http://www.sciencedirect.com/science?\\_ob=MIimg&\\_imagekey=B7GX0-4Y718V6-2-3&\\_cdi=20472&\\_user=686413&\\_pii=S0367253009001388&\\_origin=search&\\_zone=rslt\\_list\\_item&\\_coverDate=12%2F31%2F2010&\\_sk=997949994&wchp=dGLbVtb-zSkzS&md5=4b113b77fa6387d518e911ccf51f9a46&ie=/sdarticle.pdf](http://www.sciencedirect.com/science?_ob=MIimg&_imagekey=B7GX0-4Y718V6-2-3&_cdi=20472&_user=686413&_pii=S0367253009001388&_origin=search&_zone=rslt_list_item&_coverDate=12%2F31%2F2010&_sk=997949994&wchp=dGLbVtb-zSkzS&md5=4b113b77fa6387d518e911ccf51f9a46&ie=/sdarticle.pdf)>. Acesso em: 05 nov. 2010.

SILVA, C. B.; SIMIONATTO, E.; HESS, S. C.; PERES, M. T. L. P.; SIMIONATTO, E. L.; WISNIEWSKI JÚNIOR, A.; POPPI, N. R.; FACCENDA, O.; CÂNDIDO, A. C. S.; SCALON, S. P. Q. Composição química e atividade alelopática do óleo volátil de *Hydrocotyle bonariensis* LAM (Araliaceae). **Química nova**, São Paulo, v. 32, n. 9, p. 2372-2376, 2009.

SILVA, E. A. A.; MELO, D. L. B.; DAVIDE, A. C.; BODE, N.; ABREU, G. B.; FARIA, J. M. R.; HILHORST, H. W. M. Germination ecophysiology of *Annona crassiflora* seeds. **Annals of botany**, v. 99, n. 5, p. 823-830, 2007. Disponível em: <<http://aob.oxfordjournals.org/content/99/5/823.full>>. Acesso em: 20 out. 2010.

SILVA, G. B.; MARTIM, L.; SILVA, C. L.; YOUNG, M. C. M.; LADEIRA, A. M. Potencial alelopático de espécies arbóreas nativas do Cerrado. **Hoehnea**, São Paulo, v. 33, n. 3, p. 331-338, 2006a.

SILVA, P. A. D. **Ecologia populacional e botânica econômica de *Butia capitata* (Mart.) Beccari no cerrado do norte de Minas Gerais**. 2008. 105 f. Dissertação (Mestrado em Ecologia) - Instituto de Ciências Biológicas, Universidade de Brasília, Brasília, DF, 2008.

SILVA, V. L.; MÔRO, F. V.; DAMIÃO FILHO, C. F.; MÔRO, J. R.; SILVA, B. M. S.; CHARLO, H. C. O. Morfologia e avaliação do crescimento inicial de plântulas de *Bactris gasipaes* kunth. (Arecaceae) em diferentes substratos. **Revista brasileira de fruticultura**, Jaboticabal, v. 28, n. 3, p. 477-480, 2006b.

SINGH, H. P.; BATISH, D. R.; KOHLI, R. K. Allelopathic effect of two volatile monoterpenes against bill goat weed (*Ageratum conyzoides* L.). **Crop protection**, v. 21, n. 4, p. 347-350, 2002. Disponível em: <[http://www.sciencedirect.com/science?\\_ob=ArticleURL&\\_udi=B6T5T-45MCK56-8&\\_user=686413&\\_coverDate=05%2F31%2F2002&\\_rdoc=1&\\_fmt=high&\\_orig=search&\\_origin=search&\\_sort=d&\\_docanchor=&view=c&\\_searchStrId=1507729178&\\_rerunOrigin=scholar.google&\\_acct=C000037539&\\_version=1&\\_urlVersion=0&\\_userid=686413&md5=2dd83c907bc13082e7b1a29cca244be7&searchtype=a](http://www.sciencedirect.com/science?_ob=ArticleURL&_udi=B6T5T-45MCK56-8&_user=686413&_coverDate=05%2F31%2F2002&_rdoc=1&_fmt=high&_orig=search&_origin=search&_sort=d&_docanchor=&view=c&_searchStrId=1507729178&_rerunOrigin=scholar.google&_acct=C000037539&_version=1&_urlVersion=0&_userid=686413&md5=2dd83c907bc13082e7b1a29cca244be7&searchtype=a)>. Acesso em: 14 abr. 2010.

SOUZA, V. C.; LORENZI, H. **Botânica sistemática**: guia ilustrado para identificação das famílias de fanerógamas nativas e exóticas no Brasil, baseado em APG II. 2.ed. Nova Odessa, SP: Instituto Plantarum de Estudos da Flora, 2008. 704 p.

SPERA, M. R. N.; CUNHA, R.; TEIXEIRA, J. B. Quebra de dormência, viabilidade e conservação de sementes de buriti (*Mauritia flexuosa*). **Pesquisa agropecuária brasileira**, Brasília, DF, v. 36, n. 12, p. 1567-1572, 2001.

SUGIMUMA, Y.; MURAKAMI, T. Structure and function of the haustorium in germinating coconut palm seed. **JARQ: Japan agricultural research quarterly**, Paris, v. 24, n. 1, p. 1-14, 1990.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 3. Ed. Porto Alegre: Artmed, 2004. p. 449-484.

TAVARES, A. R.; AGUIAR, F. F. A.; SADO, M.; KANASHIRO, S.; CHU, E. P.; LIMA, G. P. P.; LUZ, P. B.; MODOLO, V. A. Efeito da aplicação de ácido giberélico no crescimento da palmeira-ráfia. **Revista árvore**, Viçosa, v. 31, n. 6, p. 999-1004, 2007.

TAYLOR, L. P.; GROTEWOLD, Erich. Flavonoids as developmental regulators. **Current opinion in plant biology**, v. 8, n. 3, p. 317-323, 2005.

TENÓRIO, E. C. **O babaçu e coqueiros assemelhados em Minas Gerais**. Belo Horizonte: CETEC, 1982. 216 p.

TOKUHISA, D.; DIAS, D. C. F. S.; ALVARENGA, E. M.; HILST, P. C.; DEMUNER, A. J.. Compostos fenólicos inibidores da germinação em sementes de mamão (*Carica papaya* L.). **Revista brasileira de sementes**, Pelotas, v. 29, n. 3, p. 180-188, 2007.

WEIR, T. L.; PARK, S.; VIVANCO, J. M. Biochemical and physiological mechanisms mediated by allelochemicals. **Current opinion in plant biology**, v. 7, n. 4, p. 472-479, 2004. Disponível em: <[http://www.sciencedirect.com/science?\\_ob=ArticleURL&\\_udi=B6VS4-4CJCYMP-](http://www.sciencedirect.com/science?_ob=ArticleURL&_udi=B6VS4-4CJCYMP-)

4&\_user=686413&\_coverDate=08%2F31%2F2004&\_rdoc=1&\_fmt=high&\_orig=search&\_origin=search&\_sort=d&\_docanchor=&view=c&\_searchStrId=1507729596&\_rerunOrigin=scholar.google&\_acct=C000037539&\_version=1&\_urlVersion=0&\_userid=686413&md5=ac2faa18fe0338e69bfa805ff1a77ee2&searchtype=a>. Acesso em: 14 abr. 2010.

WERKER, E. **Seed anatomy**. Berlin: Gebrüder Borntraeger, 1997. 404 p. (Handbuch der Pflanzenanatomie).

WU, J.; CHIANG, Y.; HUANG, W.; JANE, W. Cytotoxic effects of free fatty acids on phytoplankton algae and cyanobacteria. **Aquatic toxicology**, v. 80, n. 4, p. 338-345, 2006. Disponível em: <[http://www.sciencedirect.com/science?\\_ob=ArticleURL&\\_udi=B6T4G-4M33P64-3&\\_user=686413&\\_coverDate=12%2F30%2F2006&\\_rdoc=1&\\_fmt=high&\\_orig=search&\\_origin=search&\\_sort=d&\\_docanchor=&view=c&\\_searchStrId=1507730885&\\_rerunOrigin=scholar.google&\\_acct=C000037539&\\_version=1&\\_urlVersion=0&\\_userid=686413&md5=48fccd5f2df3d56515ccd6fc40603566&searchtype=a](http://www.sciencedirect.com/science?_ob=ArticleURL&_udi=B6T4G-4M33P64-3&_user=686413&_coverDate=12%2F30%2F2006&_rdoc=1&_fmt=high&_orig=search&_origin=search&_sort=d&_docanchor=&view=c&_searchStrId=1507730885&_rerunOrigin=scholar.google&_acct=C000037539&_version=1&_urlVersion=0&_userid=686413&md5=48fccd5f2df3d56515ccd6fc40603566&searchtype=a)>. Acesso em: 14 abr. 2010.

WU, L.; GUO, X.; HARIVANDI, M. A. Allelopathic effects of phenolic acids detected in buffalograss (*Buchloe dactyloides*) clippings on growth of annual bluegrass (*Poa annua*) and buffalograss seedlings. **Environmental and experimental botany**, v. 39, n. 2, p. 159-167, 1998. Disponível em: <[http://www.sciencedirect.com/science?\\_ob=ArticleURL&\\_udi=B6T66-3VCHF61-6&\\_user=686413&\\_coverDate=04%2F30%2F1998&\\_rdoc=1&\\_fmt=high&\\_orig=search&\\_origin=search&\\_sort=d&\\_docanchor=&view=c&\\_searchStrId=1507732649&\\_rerunOrigin=scholar.google&\\_acct=C000037539&\\_version=1&\\_urlVersion=0&\\_userid=686413&md5=aeef97fd6c2a8592b56e47e6f9ba524c&searchtype=a](http://www.sciencedirect.com/science?_ob=ArticleURL&_udi=B6T66-3VCHF61-6&_user=686413&_coverDate=04%2F30%2F1998&_rdoc=1&_fmt=high&_orig=search&_origin=search&_sort=d&_docanchor=&view=c&_searchStrId=1507732649&_rerunOrigin=scholar.google&_acct=C000037539&_version=1&_urlVersion=0&_userid=686413&md5=aeef97fd6c2a8592b56e47e6f9ba524c&searchtype=a)>. Acesso em: 14 abr. 2010.

YABUUCHI, Y.; MATSUSHITA, Y.; OTSUKA, H.; FUKAMACHI, K.; KOBAYASHI, Y. Effects of supplemental lauric acid-rich oils in high-grain diet on in vitro rumen fermentation. **Animal science journal**, Musashino, v. 77, n. 3, p. 300-307, 2006.

YANG, L. H.; LAU, S. C. K.; LEE, O. O.; TSOI, M. M. Y.; QIAN, P. Y. Potential roles of succinic acid against colonization by a tubeworm. **Journal of experimental marine biology and ecology**, v. 349, n. 1, p. 1-11, 2007.