



PÓS-GRADUAÇÃO EM
BIOLOGIA DE FUNGOS
ALGAS E PLANTAS
UNIVERSIDADE FEDERAL
DE SANTA CATARINA

GRAZIELA ELIZABETH GEISLER

**QUEBRA DE DORMÊNCIA FÍSICA E IDENTIFICAÇÃO
DO LOCAL DE ENTRADA DE ÁGUA EM SEMENTES DE DUAS
ESPÉCIES DE Fabaceae *Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub.
(Caesalpinioideae) E *Mimosa bimucronata* (DC) O. Kuntze
(Mimosoideae)**

**Florianópolis/SC
2013**

GRAZIELA ELIZABETH GEISLER

**QUEBRA DE DORMÊNCIA FÍSICA E IDENTIFICAÇÃO
DO LOCAL DE ENTRADA DE ÁGUA EM SEMENTES DE DUAS
ESPÉCIES DE Fabaceae *Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub.
(Caesalpinioideae) E *Mimosa bimucronata* (DC) O. Kuntze
(Mimosoideae)**

Dissertação submetida ao Programa de Pós-Graduação em Biologia de Algas, Fungos e Plantas do Centro de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Santa Catarina, como requisito parcial para obtenção do título de Mestre em Biodiversidade.

Área de concentração: Biologia de Fungos, Algas e Plantas.

Orientadora: Prof^ª. Dr^ª. Maria Terezinha Silveira Paulilo

Coorientadora: Prof^ª. Dr^ª. Marisa Santos

Florianópolis/SC
2013

Ficha de identificação da obra elaborada pelo autor,
através do Programa de Geração Automática da Biblioteca Universitária da UFSC.

Geisler, Graziela Elizabeth

QUEBRA DE DORMÊNCIA FÍSICA E IDENTIFICAÇÃO DO LOCAL DE ENTRADA DE ÁGUA EM SEMENTES DE DUAS ESPÉCIES DE Fabaceae *Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub. (Caesalpinioideae) E *Mimosa bimucronata* (DC) O. Kuntze (Mimosoideae) / Graziela Elizabeth Geisler ; orientadora, Maria Terezinha Silveira Paulilo ; co-orientadora, Marisa Santos. - Florianópolis, SC, 2013.

79 p.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Ciências Biológicas. Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos, Algas e Plantas.

Inclui referências

1. Biologia de Fungos, Algas e Plantas. 2. Fabaceae. 3. Semente. 4. Tropical. 5. Quebra de dormência física. I. Paulilo, Maria Terezinha Silveira . II. Santos, Marisa. III. Universidade Federal de Santa Catarina. Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos, Algas e Plantas. IV. Título.


“Quebra de dormência física e identificação do local de entrada de água em sementes de duas espécies de Fabaceae *Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub. (*Caesalpinioideae*) e *Mimosa bimucronata* (DC) O. Kuntze (*Mimosoideae*)”

por

Graziela Elizabeth Geisler

Dissertação julgada e aprovada em sua forma final pelos membros titulares da Banca Examinadora (Port. 08/PPGFAP/2013) do Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos, Algas e Plantas - UFSC, composta pelos Professores Doutores:


Banca Examinadora:



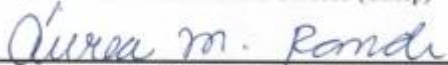
Prof.ª. Dra. Maria Terezinha Silveira Paulilo (CCB/UFSC)



Prof.ª. Dra. Marisa Santos (Presidente/UFSC)



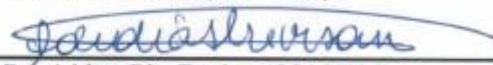
Prof. Dr. Victor José Mendes Cardoso (Unesp)




Prof.ª. Dra. Aurea Maria Randi (CCB/UFSC)



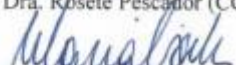
Prof.ª. Dra. Roberta Guedes (CCA/UFSC)



Prof.ª. Dra. Adriana Dias Trevisan (CCA/UFSC)



Prof.ª. Dra. Rosete Pescador (CCA/UFSC)



Prof.ª. Dra. Maria Alice Neves
Coordenadora do Programa de Pós-Graduação em Biologia de Fungos,
Algas e Plantas

Florianópolis, 10 de abril de 2013.

Questão de Tempo (Vlad V)

*O homem que desmata as matas
Bebe sangue verde mãe
Natureza morta
Caindo aos teus pés
Quem desmata a mata morre
É só uma questão de tempo
E o tempo é lembrança
Esquecida ao vento
Planta a semente
Criança verde quer nascer
Enraíza essa terra
Segura teu chão
Que a milênios
É mais teu
Do que meu*

*“Sowing the seeds of love
(Anything is possible)
Seeds of love
(When you're sowing the seeds of love).”
(Tears for fears)*

*“Não tema a transformação, rompida a casca ocorre a
germinação.”
(Autor desconhecido)*

*“A neve e as tempestades matam as flores, mas nada podem
contra as sementes.”
(Khalil Gibran)*

*“Nenhuma atividade no bem é insignificante. As mais altas
árvores são oriundas de minúsculas sementes.”
(Chico Xavier)*

*“I get up and nothin' gets me down.”
(Jump – Van Halen)*

AGRADECIMENTOS

A Capes pela bolsa concedida.

Aos meus pais Leoni Seifert e Gottlieb Albert Geisler pelo amor incondicional e conselhos e aos meus avós Agnes e Nestor Biegging (*In Memoriam*) pelo incentivo aos estudos, pela minha educação e pelo exemplo que foi a mim transmitidos.

Ao meu irmão Alexandre Seifert, cunhada Luciana pelo exemplo de caráter e dedicação e minha afilhada Ana Luiza.

Ao meu amor Caio Heidrich por tudo, sem sua ajuda, dedicação e compreensão eu não estaria aqui, te amo.

Ao Madruguinha pela amizade felina e momentos de companhia.

À minha orientadora Tere pela dedicação, orientação, diversão e momentos de descontração, paciência, conversas e puxões de orelhas merecidos.

À minha coorientadora Marisa Santos pela sua coorientação, conselhos e dicas para a realização deste trabalho.

A todos os professores do curso de Pós-Graduação pela amizade e conhecimentos que foram compartilhados.

A banca examinadora desta dissertação pelas correções e contribuições.

À Vera Zapellini, Priscila Martinhago Machado, secretárias dessa Pós-Graduação pelos solícitos auxílios.

A Florestal Cantareira pela doação de sementes de canafístula e o Amarildo pelas coletas de maricá.

Aos meus colegas alguns mais que amigos que conheci no Mestrado e na Botânica: Kátia, Tassiane, Thaise, Pamela, Tito, Jeovane, Aline, Ana, Rafael, Valéria, Thaysi, Carlos, Adriano, Tiago, Patrícia, pelos momentos de festas e trocas de ideias.

Aos Laboratórios de Central de Microscopia Eletrônica (LCME) e ao Laboratório de Fluorescência da UFSC em especial a Eliana de Medeiros Oliveira, Chirle Ferreira e Elize Lara Galinski sempre dispostas a contribuir com a realização deste trabalho.

A Pró-Reitoria e Secretaria da Pós pelos auxílios recebidos para estudos fora da Universidade.

Aos meus amigos Ciro, Sérgio, Ares, Mona, Fernanda, Ana Paula, Walter, Emerson, Sthefano, Edney pela amizade.

GEISLER, Graziela Elizabeth. **Quebra de dormência física e identificação do local de entrada de água em sementes de duas espécies de Fabaceae *Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub. (Caesalpinioideae) e *Mimosa bimucronata* (DC) O. Kuntze (Mimosoideae.** 2013. 79f. Dissertação (Mestrado em Biodiversidade) – Programa de Pós-graduação em Biologia de Algas, Fungos e Plantas, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2013.

Área de concentração: Biologia de Fungos, Algas e Plantas.

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Maria Terezinha Silveira Paulilo

Coorientadora: Prof^a. Dr^a. Marisa Santos

RESUMO

Muitas espécies de sementes de Fabaceae apresentam dormência física. A principal característica deste tipo de dormência é o tegumento ser impermeável à entrada de água. Este tipo de dormência pode ser quebrado por choques térmicos úmidos ou por temperaturas alternadas, rompendo-se geralmente a micrópila e o estrofiolo. O objetivo deste trabalho foi analisar o tegumento das sementes, verificar os efeitos do choque térmico e da alternância de temperatura na quebra de dormência física da semente e investigar o local de entrada de água nas sementes de duas espécies de Fabaceae, *Peltophorum dubium* e *Mimosa bimucronata*. Para a ocorrência de quebra de dormência física por choques térmicos e por alternâncias de temperaturas, as sementes foram submetidas à choques térmicos de 40°C e 50°C por algumas horas e às temperaturas alternadas de 20°C/30°C, 20/35°C, 25°C/30°C, 20°/40°C. O controle foi à temperatura constante (25°C). Para a análise dos tegumentos, sementes dormentes e tratadas para a quebra de dormência física foram seccionadas transversalmente e longitudinalmente e investigou-se a natureza histoquímica dos componentes celulares com sudan IV, azul de toluidina e azul de anilina e visualizadas em microscopia óptica e de epifluorescência. Para análise do local de entrada de água, sementes dormentes e tratadas foram analisadas em microscopia eletrônica de varredura e também tiveram região hilar vedadas com cola. O choque térmico de 40°C e as alternâncias de temperatura foram eficazes para a quebra de dormência física, pois em todos os tratamentos houve alta porcentagem de germinação em ambas as espécies. Cortes anatômicos da testa mostraram cutícula, camada

paliçádica, camada de osteoesclereides, tecido esclerênquimático e células brancas em ambas as espécies. Em sementes que tiveram sua dormência quebrada observou-se fissuras no estroffolo para *P. dubium* quando comparada à semente dormente. Em *M. bimucronata* observou-se maior abertura da micrópila e do pleurograma quando comparada à semente dormente. Os resultados indicam que a região hilar é a responsável pela entrada de água em *P. dubium* e *M. bimucronata*, possivelmente o estroffolo em *P. dubium* e a micrópila e pleurograma em *M. bimocronata* devido às alterações anatômicas nestas estruturas. O ambiente de clareira é mais favorável à germinação de sementes que o de borda ou interior de mata.

Palavras-chave: Fabaceae. Semente. Floresta Tropical. Quebra da Dormência física

ABSTRACT

Many species of Fabaceae present seeds with physical dormancy. This type of dormancy can be broken by humid thermal shocks or by alternate temperatures usually breaking up the micropyle or the lens. The aim of this work was to analyze the coat of the seeds, investigate the effects of the thermal shock and of the alternate temperature in the break of physical dormancy of the seed and localize the site of entrance of water in the seeds of two species of Fabaceae, *Peltophorum dubium* and *Mimosa bimucronata*. For the occurrence of dormancy breaking by physical and thermal shocks alternating temperature, the seeds were submitted to thermal shocks of 40°C and 50°C for some hours or submitted to alternate temperatures of 20°C/30°C, 20/35°C, 25°C/30°C, 20°/40°C. Control constant temperature of 25°C was utilized. For the analysis of integuments, dormant seeds and treated to break physical dormancy were sectioned transversely and longitudinally and investigated the nature of the staining cellular components with sudan IV, toluidine blue and aniline blue and viewed with light microscopy and epifluorescence. For analysis of the site of entry of water, dormant seeds were treated and analyzed in scanning electron microscopy and also had hilar region sealed with glue. The thermal shock and the alternate temperatures were effective to break physical dormancy and all treatments there was a high percentage of germination in both species. Anatomical cuts of the seeds showed underneath the cuticle one layer of macrosclereids, one layer of osteosclereids, some layers of sclerenchyma and white cells in both species. In seeds that had its dormancy broken it was observed cracks in the lens for *P. dubium*. In *M. bimucronata* a larger opening of the micropyle and pleurogram was observed when compared to the dormant seed. The results indicate that the hilar region is the responsible for the entrance of water in *P. dubium* and *M. bimucronata*, possibly through in the lens in *P. dubium* trough and the micropyle and pleurogram in *M. bimocronata* due to anatomical changes in these structures after dormancy breaking. The gaps environment is more favorable to seed germination than the forest edge or forest interior.

Keywords: Fabaceae. Seed. Tropical Forest. Physical Dormancy Breaking.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1.	<i>Peltophorum dubium</i>	27
Figura 2.	Ramos com frutos de <i>Peltophorum dubium</i>	27
Figura 3.	<i>Mimosa bimucronata</i>	28
Figura 4.	Semente de <i>Peltophorum dubium</i>	39
Figura 5.	Região hilar da semente de <i>Peltophorum dubium</i>	39
Figura 6.	Secção longitudinal da região hilar de semente de <i>Peltophorum dubium</i>	39
Figura 7.	Embrião de <i>Peltophorum dubium</i>	39
Figura 8.	Secção longitudinal do tegumento da semente de <i>Peltophorum dubium</i>	41
Figura 9.	Secção longitudinal da região hilar da semente <i>Peltophorum dubium</i>	41
Figura 10.	(a) Secção longitudinal da camada paliçádica próxima à região hilar em tegumento de sementes de <i>Peltophorum dubium</i> . (b). Secção longitudinal da camada paliçádica próxima à região extra-hilar em tegumento de sementes de <i>Peltophorum dubium</i>	41
Figura 11.	Detalhe da camada paliçádica em tegumento de semente de <i>Peltophorum dubium</i>	41
Figura 12.	Macro esclereides dissociadas de <i>Peltophorum dubium</i>	41
Figura 13.	Secção longitudinal da camada paliçádica em microscopia de fluorescência em tegumento de semente de <i>Peltophorum dubium</i>	42
Figura 14.	Secção longitudinal da camada paliçádica evidenciando a cutícula em tegumento de semente de <i>Peltophorum dubium</i>	42
Figura 15.	Osteoesclereides do tegumento de sementes de <i>Peltophorum dubium</i>	42
Figura 16.	Células esclerificadas do tegumento de sementes de <i>Peltophorum dubium</i> dissociadas	42
Figura 17.	Secção longitudinal da porção interna dos tegumentos indicando parênquima esclerificado e células brancas do tegumento de sementes de <i>Peltophorum dubium</i>	42
Figura 18.	Região hilar de semente dormentes de <i>Peltophorum dubium</i>	43

Figura 19. Região hilar de semente de <i>Peltophorum dubium</i> com dormência quebrada	43
Figura 20. Micrópila de semente de <i>Peltophorum dubium</i> dormentes.....	43
Figura 21. Micrópila de semente de <i>Peltophorum dubium</i> com dormência quebrada	43
Figura 22. Estrofiolo de semente dormente de <i>Peltophorum dubium</i>	44
Figura 23. Estrofiolo de semente com dormência quebrada de <i>Peltophorum dubium</i>	44
Figura 24. Estrofiolo de semente com dormência quebrada de <i>Peltophorum dubium</i>	44
Figura 25. Região extra-hilar de semente com dormência quebrada de <i>Peltophorum dubium</i>	44
Figura 26. Semente de <i>Mimosa bimucronata</i>	46
Figura 27. Região hilar da semente de <i>Mimosa bimucronata</i>	46
Figura 28. Secção longitudinal da região hilar de semente de <i>Mimosa bimucronata</i>	46
Figura 29. Embrião de <i>Mimosa bimucronata</i>	46
Figura 30. Estrutura do tegumento de <i>Mimosa bimucronata</i>	47
Figura 31. Detalhe da camada paliçádica de <i>Mimosa bimucronata</i>	47
Figura 32. Macro esclereides dissociadas de <i>Mimosa bimucronata</i>	47
Figura 33. Secção longitudinal da camada paliçádica evidenciando lignina em tegumento de semente de <i>Mimosa bimucronata</i>	47
Figura 34. Secção longitudinal da camada paliçádica evidenciando cutícula em tegumento de semente de <i>Mimosa bimucronata</i>	48
Figura 35. Secção longitudinal da camada paliçádica em microscopia de fluorescência em tegumento de semente de <i>Mimosa bimucronata</i>	48
Figura 36. Osteoesclereides do tegumento de sementes de <i>Mimosa bimucronata</i>	46
Figura 37. Osteoesclereides dissociadas do tegumento de sementes de <i>Mimosa bimucronata</i>	49
Figura 38. Células esclerificadas do tegumento de sementes de <i>Mimosa bimucronata</i> dissociadas	49
Figura 39. Secção longitudinal da porção interna dos tegumentos indicando parênquima esclerificado e células brancas do tegumento de sementes de <i>Mimosa bimucronata</i>	49

Figura 40.	Detalhe do pleurograma em semente de <i>Mimosa bimucronata</i> em microscopia eletrônica de varredura.....	49
Figura 41.	Detalhe do pleurograma em microscopia óptica de semente de <i>Mimosa bimucronata</i>	49
Figura 42.	Vista geral da semente dormente com pleurograma intacto em <i>Mimosa bimucronata</i>	50
Figura 43.	Vista geral da semente tratada para quebra de dormência evidenciando alterações no pleurograma.....	50
Figura 44.	Região hilar de sementes dormentes de <i>Mimosa bimucronata</i>	50
Figura 45.	Região hilar com detalhe da micrópila e hilo de sementes com dormência quebrada <i>Mimosa bimucronata</i>	50
Figura 46.	Região hilar de sementes dormentes de <i>Mimosa bimucronata</i>	50
Figura 47.	Região hilar de sementes com dormência quebrada de <i>Mimosa bimucronata</i>	50
Figura 48.	Curvas de embebição de sementes de <i>Peltophorum dubium</i>	52
Figura 49.	Curvas de germinação de sementes de <i>Peltophorum dubium</i>	52
Figura 50.	Curvas de embebição de sementes de <i>Mimosa bimucronata</i>	53
Figura 51.	Curvas de germinação de sementes de <i>Mimosa bimucronata</i>	54

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1** – Porcentagens de germinação em sementes submetidas ao choque térmico úmido por quatro horas para *P. dubium* e *M. bimucronata*.36
- Tabela 2** – Porcentagens de germinação em sementes submetidas ao choque térmico seco por quatro horas para *P. dubium* e *M. bimucronata*.....36
- Tabela 3** – Porcentagens de germinação ao final dos experimentos dos ciclos de temperaturas alternadas testadas em *P. dubium* e *M. bimucronata*.....37
- Tabela 4** – Efeitos de diferentes locais da Mata Atlântica na germinação de sementes intactas de *Peltophorum dubium* e *Mimosa bimucronata*.38

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	21
2 MATERIAL E MÉTODOS	27
2.1 MATERIAL VEGETAL	27
2.2 DESINFECÇÃO DAS SEMENTES E DE MATERIAIS UTILIZADOS PARA A GERMINAÇÃO.....	28
2.3 VERIFICAÇÃO DA DORMÊNCIA EM SEMENTES	28
2.4 VERIFICAÇÃO DA EXISTÊNCIA DE DORMÊNCIA FÍSICA	29
2.5 QUEBRA DA DORMÊNCIA FÍSICA	29
2.5.1 Choque térmico de alta temperatura.....	29
2.5.1.1 Choque úmido	29
2.5.1.2 Choque seco	30
2.5.2 Alternância de temperatura	30
2.5.3 Germinação em ambientes naturais.....	30
2.6 ASPECTOS MORFOANATÔMICOS DAS SEMENTES	31
2.6.1 Morfologia e análise dos tegumentos das sementes	31
2.6.2 Identificação da estrutura da entrada de água nas sementes.....	32
2.7 VERIFICAÇÃO DA REGIÃO DE ENTRADA DE ÁGUA EM SEMENTES....	33
2.8 ANÁLISE DOS DADOS	34
3 RESULTADOS.....	35
3.1 VERIFICAÇÃO DA EXISTÊNCIA DE DORMÊNCIA EM SEMENTES	35
3.2 VERIFICAÇÃO DA EXISTÊNCIA DE DORMÊNCIA FÍSICA	35
3.3 QUEBRA DA DORMÊNCIA FÍSICA	35
3.3.1 Choque térmico de alta temperatura.....	35
3.3.1.1 Choque úmido	35
3.3.1.2 Choque seco	36
3.3.2 Alternância de temperatura	37
3.3.3 Germinação em condições ambientais	37
3.4 ASPECTOS MORFOANATÔMICOS DAS SEMENTES	38
3.4.1 <i>Peltophorum dubium</i>	38
3.4.2 <i>Mimosa bimucronata</i>	45
3.5 VERIFICAÇÃO DA REGIÃO DE ENTRADA DE ÁGUA EM SEMENTES....	51
3.5.1 <i>Peltophorum dubium</i>	51

3.5.2 *Mimosa bimucronata*..... 53

4 DISCUSSÃO.....55

4.1 DORMÊNCIA E GERMINAÇÃO DE SEMENTES DE *PELTOPHORUM DUBIUM* E *MIMOSA BIMUCRONATA* 55

4.2 ANATOMIA DE SEMENTES 58

4.2.1 *Peltophorum dubium* (*Caesalpinioideae*) e *Mimosa bimucronata* (*Mimosoideae*) 58

4.3 LOCAL DE ENTRADA DE ÁGUA NAS SEMENTES 60

5 CONCLUSÕES.....63

REFERÊNCIAS.....65

ANEXOS

ANEXO A – TABELA DAS TEMPERATURAS MÁXIMAS E MÍNIMAS OBTIDAS NOS AMBIENTES ESTUDADOS ENTRE 27/02 A 12/03 DE 2012 75

ANEXO B – TABELA DAS TEMPERATURAS MÁXIMAS E MÍNIMAS OBTIDAS NOS AMBIENTES ESTUDADOS ENTRE 13/03 A 30/03 DE 2012..... 77

ANEXO C – TABELA DAS TEMPERATURAS MÁXIMAS E MÍNIMAS OBTIDAS PELA EPAGRI/CIRAM (ATENDIMENTO DE DADOS E LAUDOS METEROLÓGICOS NO PONTO DE ESTAÇÃO DE ITACORUBI EM FLORIANÓPOLIS – SC)..... 79

1 INTRODUÇÃO

O conhecimento da biologia de sementes é essencial para a compreensão dos processos de estabelecimento, sucessão e regeneração natural da vegetação e para sua preservação (Vasquez-Yanes & Orozco-Segovia 1993). Nestas décadas recentes, a Floresta Atlântica foi devastada para a produção de cana-de-açúcar, café e cacau, restando menos de 5% da floresta original (Myers 1986), além disso, o restante da floresta está dividido em isolados fragmentos impedindo a ocorrência de espécies de ocorrência extensa. Desta forma, o estudo da germinação e quebra de dormência de sementes de espécies da Mata Atlântica, trará importante contribuição para o entendimento do estabelecimento e sucessão de espécies, facilitando a formulação de projetos de recuperação deste bioma.

Um destes conhecimentos é a germinação de sementes que é um processo que se inicia com absorção de água e termina quando uma parte do embrião, em geral a raiz emerge das estruturas que o envolvem (Bewley 1997). O processo germinativo geralmente ocorre sob condições ambientais de boa disponibilidade hídrica, boa oxigenação e temperatura adequada a cada espécie. Sementes que germinam nas condições anteriormente descritas são chamadas de quiescentes e as sementes que necessitam de outros fatores ambientais, além destes, para poder germinar, são chamadas de dormentes (Bewley & Black 1994). Labouriau (1983) descreve a dormência como um estado caracterizado por uma alteração restritiva das condições exigidas para a germinação, induzido na semente por determinados fatores ambientais, seja antes ou depois do processo de maturação.

Conforme Fenner & Thompson (2005), uma das principais funções da dormência é evitar a germinação durante períodos que são inadequados para a sobrevivência e estabelecimento da plântula. Isto se constitui de uma estratégia ecológica benéfica, ressaltam os autores, fazendo com que a germinação distribua-se ao longo do tempo, aumentando a probabilidade de sobrevivência das espécies que apresentam sementes com dormência, além de formar bancos de sementes no solo e assim garantindo a sobrevivência da espécie.

Com relação à dormência, Baskin & Baskin (2004) descrevem cinco tipos de dormência: a morfológica (dormência por imaturidade do

embrião), a morfofisiológica, a fisiológica, a física (dormência tegumentar) e a dormência combinada (física + fisiológica).

A dormência física ocorre somente em dezessete famílias das angiospermas, sendo uma pertencente às monocotiledôneas, Cannaceae, e dezesseis às dicotiledôneas representadas pelas famílias Anacardiaceae, Bixaceae, Cistaceae, Cochlospermaceae, Convolvulaceae, Cucurbitaceae, Fabaceae, Malvaceae, Nelumbonaceae, Rhamnaceae, Sapindaceae, entre outras (Baskin & Baskin 2000; Gama Aracchchige *et al.* 2010). A dormência física ocorre apenas nas famílias mais derivadas filogeneticamente sendo um dos últimos tipos de dormência a surgir na escala evolutiva (Baskin & Baskin 2001).

A impermeabilidade do tegumento da semente ou fruto à entrada de água e, em alguns casos, aos gases, caracteriza a dormência do tipo física (Baskin & Baskin 2001). Logo após a fecundação, os tegumentos do óvulo transformam-se em coberturas da semente e na maioria das vezes, o tegumento externo dará origem à testa e o interno ao tégmen. A impermeabilidade das sementes à entrada de água ou gases é conferida principalmente pela epiderme da testa, formada por uma camada de células longas e justapostas, assemelhando-se a uma paliçada, sendo chamadas de macroesclereides ou células de Malpighi, com paredes secundárias grossas impregnadas com substâncias impermeabilizantes (Rolston 1978) como lignina, polissacarídeos, pectinas e calose (Castillo & Guenni 2001), quinonas, suberina, cutina, fenóis e outros compostos hidrofóbicos (Bewley *et al.* 2006). Abaixo da camada epidérmica pode ocorrer uma camada de células subepidérmicas diferenciadas em células colunares com paredes espessadas também denominadas células em pilar, ampulheta (*hourglass*) ou osteoesclereides (Esau 1974). Abaixo da subepiderme pode ocorrer o tégmen e o restante da testa formado por células com praticamente nenhuma especialização mecânica sendo em geral comprimidas pela expansão do endosperma e do embrião (Esau 1974).

Na superfície do tegumento de sementes de Fabaceae podem ser observadas várias estruturas, como o estrofiolo, a cicatriz da micrópila do óvulo, o hilo, que é a cicatriz deixada pelo funículo quando há o desprendimento da semente do fruto, a rafe que é o tecido condutor do funículo que permanece unido ao tegumento, em óvulos anátropos ou campilótopos (Barroso *et al.* 1999), os quais são os tipos de óvulos mais comumente encontrados em Fabaceae (Corner 1976). Outra estrutura morfológica verificada em Fabaceae é o pleurograma, que na ontogenia, apresenta diferenças entre gêneros, tribos e subfamílias

(Gunn 1981). Em sementes de Mimosoideae é decorrente de uma quebra na camada paliçádica e em Caesalpinioideae, como *Senna* sp e outros gêneros, é resultante de uma diferença nas próprias camadas de células paliçádicas, que apresenta-se como uma linha de fissura nas duas superfícies dessas sementes (Barroso *et al.* 1999).

Para a quebra de dormência física, é necessário que a testa impermeável da semente torne-se permeável, permitindo o acesso de água ao embrião. A entrada de água em sementes cuja dormência física foi quebrada pode se dar por diferentes estruturas anatômicas. Estas estruturas podem variar entre as famílias e em Fabaceae são reconhecidos três tipos de abertura para a entrada de água: o estrofiolo, a rachadura hilar (Baskin & Baskin 2001) e a micrópila (Hu *et al.* 2008, 2009).

A quebra de dormência física no ambiente é atribuída por alguns autores aos ácidos na digestão das sementes por animais dispersores, além da ação dos microrganismos presentes no solo (Vasquez-Yanes & Orozco-Segovia 1993). Outros autores, entretanto, sugerem que a dormência física de sementes deva ser quebrada por mudanças específicas no ambiente, como a variação de temperatura, e não por processos casuais e imprevisíveis, como a atividade de microrganismos ou a abrasão de partículas do solo (Baskin & Baskin 2001, Fenner & Thompson 2005). Esta hipótese é reforçada pela existência de estruturas anatômicas especializadas para a entrada de água descrita acima, além do fato de que diversos autores afirmam terem encontrado diversas sementes com dormência física que requerem alternância de temperatura para quebrá-la (Malavasi 1988, Figliolia *et al.* 1998, Baskin & Baskin 2001; Baskin 2003, Figliolia *et al.* 2006, Jayasuriya *et al.* 2007; Kos & Poschold 2007; Souza 2012).

Fabaceae é uma das principais famílias que apresentam dormência física (Baskin & Baskin 2001) e dentre esta família encontram-se duas espécies que foram selecionadas no estudo deste trabalho, uma representante da subfamília Caesalpinioideae, *Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub, e uma da subfamília Mimosoideae, *Mimosa bimucronata* (DC) O. Kuntze.

Peltophorum dubium, subfamília Caesalpinioideae, é conhecida popularmente por canafístula, é uma espécie arbórea, secundária inicial com característica de pioneira (Durigan & Nogueira 1990; Marchiori 1997). Em Santa Catarina a espécie é encontrada na Floresta Subtropical do Rio Uruguai (Klein 1978), floresta esta também denominada de Floresta Estacional Semidecidual (Velooso 1991). De acordo com Costa & Kageyama (1987), as sementes de canafístula apresentam forte

dormência tegumentar. Além de ocorrer na Floresta Estacional Decidual, pode ser também encontrada no Cerradão (Bertoni *et al* 1987), na Caatinga (Lima & Lima 1998), no Pantanal Mato-Grossense (Conceição & Paula 1986), ocorrendo, portanto, desde o Rio Grande do Sul até a Região Nordeste. É encontrada em vários tipos de solo, especialmente nos de fertilidade média a alta, bem drenada e com textura de franca a argilosa (Carvalho 2003).

Floresce de outubro a março e frutifica de junho a agosto em Santa Catarina, mas em outras regiões pode haver variação nos meses de florescimento e frutificação (Carvalho 2003). De acordo com o mesmo autor, a espécie possui frutos (Fig 02) do tipo sâmara, com contorno longitudinal lanceolado ou elíptico, com ápice agudo e base estreitada. As sementes tem contorno longitudinal ovado com superfície lisa, brilhante, amarelo esverdeada e na base-lateral, encontra-se um hilo oval, micrópila visível e rafe curta e fina, oposta à micrópila com cerca de 1 cm de comprimento e 4 mm de largura (Oliveira & Pereira 1984). A polinização é realizada por abelhas e diversos insetos pequenos, enquanto que a dispersão de seus frutos e sementes se dá por barocoria e anemocoria, as sementes de são encontradas em bancos no solo e as árvores maiores podem atingir de 10 a 20 m de altura chegando a 40 m na idade adulta (Carvalho 2003). A temperatura média anual da região onde a espécie ocorre varia de 18,1°C a 25,3°C, sendo que a temperatura média do mês mais frio pode variar entre 13,8°C a 23,7°C e do mês mais quente, entre 20°C a 27°C (Carvalho 2003).

Mimosa bimucronata ocorre na Caatinga (Nascimento *et al.*1998), nas regiões litorâneas, na restinga, (Rambo 1966; Burkart 1979) e na Floresta Ombrófila Densa Submontana (Guimarães *et al.* 1988). É espécie abundante em várzeas brejosas ao longo dos rios, banhados e em solos rochosos com declividade pouco acentuada (Lorenzi, 2000; Burkart, 1979). No Brasil distribui-se pelas regiões Sul e Nordeste. É chamada popularmente de espinheira, maricá e silva, é uma espécie arbórea ou arbustiva pioneira bem agressiva, de semicaducifólia a caducifólia (Carvalho 2003).

Em Santa Catarina, floresce entre janeiro e março, os frutos amadurecem de abril a junho, a polinização é realizada por abelhas e diversos insetos pequenos e a dispersão das sementes se dá por barocoria. A espécie pode atingir entre 3 a 10 m de altura com potencial para alcançar 15 m na idade adulta (Carvalho 2003). O fruto é do tipo craspédio, com cerca de 2 a 6 cm de comprimento e 0,5 a 1 cm de largura e segmentado em 2 a 8 artículos geralmente quadrados, apresenta cor vermelho-tijolo quando estão imaturo e preto quando

maduro, contendo em torno de duas a oito sementes, estas se apresentam de formato oval ou achatadas, apresentando cor olivácea, possuindo em média 4,5 mm de comprimento (Lima 1985).

Esta espécie apresenta sementes com dormência física (Fowler & Carpanezzi 1998). Apresenta associação simbiótica com *Rhizobium* (Maschio *et al.* 1997). A temperatura média anual da ocorrência desta espécie varia de região a região entre 17,5°C (Pelotas, RS) a 26,1°C (João Pessoa, PB) sendo que a temperatura média do mês mais frio varia entre 11,9°C (Pelotas – RS) a 23,9°C (Recife, PE) e as temperaturas do mês mais quente variam entre 20°C a 28°C, verificadas em Diamantina (MG) e João Pessoa respectivamente (Carvalho 2003).

Trabalhos anteriores com Fabaceae avaliaram o efeito da alternância e de altas temperaturas e características morfoanatômicas aliadas à presença de dormência do tipo física como verificada para as espécies da subfamília Caesalpinioidea *Schizolobium parahyba* (Vell.) S.F. Blake (Souza 2012), *Cassia leptophylla* e *Senna macranthera* (Paula *et al.* 2012), e espécies da subfamília Faboideae *Erithryna speciosa* e *Sophora tomentosa* (Delgado 2011). O objetivo desta pesquisa está na compreensão dos eventos-chave da dormência das sementes, germinação e outras características, relacionando-as com as possíveis mudanças morfoanatômicas que possam ocorrer em seus tegumentos com mudanças fisiológicas que ocorrem simultaneamente e em dependência de temperaturas altas e alternantes, e inferindo se tais alterações ocorrem no ambiente.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 MATERIAL VEGETAL

Sementes de *Peltophorum dubium* (Fig 01,02) foram doadas pelo viveiro Florestal Cantareira, localizado no município de Pedreira – SP (latitude de 22° 44'31" S, longitude 46° 54' 05" W), no período de abril a outubro de 2011. Sementes de *Mimosa bimucronata* (Fig 03) foram obtidas de frutos coletados de cinco matrizes no município de Florianópolis-SC (latitude de 27°35' S e longitude 48°34' W) que permaneceram em bandejas para secagem e posterior retirada manual das sementes.



Figs 01-02. 1- *Peltophorum dubium*. 2- Frutos de *Peltophorum dubium*.
(Foto de Graziela Geisler, abril de 2012).



Fig 03. Ramos de *Mimosa bimucronata*.
(Foto de Graziela Geisler, maio de 2011).

2.2 DESINFECÇÃO DAS SEMENTES E DE MATERIAIS UTILIZADOS PARA A GERMINAÇÃO

As sementes utilizadas sofreram desinfecção durante cinco minutos, em solução de hipoclorito de sódio a 10% e, após esse período, passaram por lavagem em água destilada por cinco minutos. As caixas de polietileno *gerbox* e placas de Petri sofreram assepsia colocando-as por vinte minutos em água com hipoclorito de sódio a 20% e depois lavadas em água destilada durante cinco minutos (Oliveira 2001). Para se evitar contaminação por fungos utilizou-se uma solução com Benlate® 0,01%.

2.3 VERIFICAÇÃO DA DORMÊNCIA EM SEMENTES

Quatro lotes de 15 sementes intactas, de cada espécie, foram colocadas para germinar a $\pm 25^{\circ}\text{C}$, em placas de Petri transparentes,

revestidas com papel filtro umedecido em dois ml de solução de Benlate® 0,01% em fotoperíodo de 12 horas, durante 30 dias, para avaliar se apresentavam dormência.

2.4 VERIFICAÇÃO DA EXISTÊNCIA DE DORMÊNCIA FÍSICA

A verificação da dormência física foi realizada por meio do teste de escarificação térmica. Para o teste foram feitas três repetições com 10 sementes de cada espécie. Sementes das espécies escolhidas foram colocadas em um béquer com água a uma temperatura de 95°C para *P. dubium* (Oliveira *et al* 2003) e 80° para *M. bimucronata* (Fowler & Carpanezzi 1998), aguardando até o total resfriamento da água. Em seguida as sementes foram pesadas e transferidas para placas de Petri umedecidas em dois ml de solução de Benlate® 0,01e levadas para câmara de germinação da marca Dist, modelo 300-220 EF (Florianópolis, SC) a uma temperatura constante de $\pm 25^{\circ}\text{C}$ e a cada 24 horas, durante 30 dias, as sementes foram pesadas em balança de precisão Gehaka BG 200 (São Paulo, Brasil) para verificação de aumento de massa. A emissão de raiz primária foi o critério utilizado para germinação.

2.5 QUEBRA DA DORMÊNCIA FÍSICA

2.5.1 Choque térmico de alta temperatura

2.5.1.1 Choque úmido

As sementes intactas das duas espécies foram pesadas e colocadas em placas de Petri transparentes revestidas com papel filtro umedecido em dois ml de solução de Benlate® 0,01% e sendo levadas em estufa e submetidas as temperaturas de 40°C e 50°C durante quatro horas por um dia. Em seguida, foram levadas para germinar em uma câmara de germinação B.O.D, em uma temperatura constante de $\pm 25^{\circ}\text{C}$, em fotoperíodo de 12 horas, as placas das sementes submetidas ao choque seco foram umidificadas em água nesta etapa. Foram utilizadas 15 sementes com quatro réplicas por temperaturas testadas. Para as sementes controle foram apenas acondicionadas na câmara de germinação sem passarem pela estufa. Diariamente foram medidas em balança de precisão até emitirem raiz por um período médio de 20 dias.

2.5.1.2 Choque seco

As sementes intactas passaram pelo mesmo procedimento do item 5.1.1 porém a única diferença é que não sofreram umidificação na estufa. Após o choque, as placas com as sementes tratadas foram então umedecidas em água e levadas para germinar em uma câmara de germinação B.O.D, em uma temperatura constante de $\pm 25^{\circ}\text{C}$ e fotoperíodo de 12 horas.

2.5.2 Alternância de temperatura

Sementes intactas foram colocadas em placas de Petri e umedecidas em água sendo transferidas para câmaras de germinação com temperaturas alternadas de $20^{\circ}\text{C}/30^{\circ}\text{C}$, $20/35^{\circ}\text{C}$ e $25^{\circ}\text{C}/30^{\circ}\text{C}$, $20^{\circ}\text{C}/40^{\circ}\text{C}$ e fotoperíodo de 12h. O experimento foi mantido por um período de 20 dias e realizado com 60 sementes (quatro replicas com 15 sementes cada).

2.5.3 Germinação em ambientes naturais

Com o intuito de verificar se a quebra de dormência física ocorre em ambiente externo, escolheram-se três áreas pertencentes ao Departamento de Botânica (Florianópolis, latitude de $27^{\circ}35' \text{ S}$, longitude $48^{\circ}34' \text{ W}$) similares as áreas de Mata Atlântica de clareira, borda de mata e interior de mata. Temperaturas máximas e mínimas diárias foram registradas com termômetros específicos Incoterm 5201.03.00 (Ribeirão Preto, São Paulo), um para cada área de estudo (ver anexo, Tabela 3) e também regaram-se os vasos diariamente. Também foram obtidas as temperaturas registradas pela Epagri/Ciram para o município de Florianópolis pelo atendimento de dados e laudos meteorológicos no período de dezembro de 2011 até março de 2012 no ponto de estação de Itacorubi no município de Florianópolis, SC (anexo 2). A germinação das sementes foi verificada diariamente e o critério estabelecido foi a protusão da plântula. A densidade média de fótons, em cada área foi medida com o quantômetro Licor 250 (Lincoln, EUA), ao meio dia de um dia claro sendo realizada apenas uma medida. O fluxo de fótons e as temperaturas máximas e mínimas para as diferentes áreas em estudo foram para clareira $138,40 \mu\text{mol}$ de fótons por m^2s^{-1} , temperatura máxima de 47°C e mínima de 14°C , borda de mata $51,29 \mu\text{mol}$ de

fótons por $\text{m}^{-2}\text{s}^{-1}$, temperatura máxima de 34°C e mínima de 13°C e interior de mata $21,30 \mu\text{mol}$ de fótons por $\text{m}^{-2}\text{s}^{-1}$, temperatura máxima de 31°C e mínima de 18°C . Para cada espécie foram utilizadas quatro replicatas com 20 sementes cada. As sementes foram colocadas para germinar em vasos de barro com capacidade de 0,5 kg de substrato encontrado na Floresta Ombrófila Densa esterilizado em autoclave (latossolo vermelho distrófico) e o critério de germinação foi a emergência das plântulas. Os experimentos foram realizados no período de 27 de fevereiro a 30 de março de 2012, ver anexo (Tabela 01 e 02).

2.6 ASPECTOS MORFOANATÔMICOS DAS SEMENTES

2.6.1 Morfologia e análise dos tegumentos das sementes

Foram utilizadas em média 10 sementes de cada espécie para visualização e fotodocumentação em microscópio estereoscópio Leica, modelo EZ4D (Wetzlar, Alemanha) para análise da estrutura externa do tegumento e 10 sementes para análise em microscópio óptico Leica, MPS 30 DMLS (Wetzlar, Alemanha), medidas das dimensões da semente foram realizadas com paquímetro digital e as medidas de estruturas foram feitas através de regras de três utilizando a barra de escala de imagem.

Para estudos estruturais (tecidos e células) as sementes foram coladas em blocos de madeira com cola instantânea do tipo cianoacrilato (Henkel, Jundiaí, Brasil) sendo seccionadas em micrótomo de deslize Micron HM400 (Boise, Eua) com espessuras variando entre 30 a 35 μm . Algumas sementes foram seccionadas à mão livre, tendo sido necessário para isto quebrar a sua dormência (calor úmido em estufa a 40°C) e deixando-a embebendo em água para amolecê-la e assim realizar os cortes para obtenção da região hilar de cada semente. Para facilidade de expressão foi utilizado o termo região hilar compreendendo o hilo, a micrópila e o estrofiolo.

Para detecção da natureza química dos componentes estruturais e possíveis conteúdos utilizou-se os reagentes sudan IV (Gerlach 1984), para detecção de suberina, óleos, ceras epicuticulares e cutina, floroglucinol acidificado, para presença de lignina (Costa 1982); azul de toluidina (reagente policromático) para detecção de lignina (azul esverdeado), tanino (azul anilina) e celulose (avermelhado púrpuro) (O'Brien *et al.* 1965). As seções obtidas foram montadas entre lâminas e lamínulas e a observação, análise e captura de imagens foram

realizadas com câmara digital obtidas em microscópio óptico.

Para detecção de calose no tegumento das sementes utilizou-se o procedimento conforme Ruzin (1951), no qual se obteve secções anatômicas das sementes em microtomia sendo posteriormente colocadas em solução de azul de anilina a 0,05 %, com tampão de fosfato de potássio 0,1 M e pH 8,3 por 12 horas. As amostras foram visualizadas em microscópio de epi-fluorescência Olympus modelo BX41 (Tokio, Japão), em filtro de cor azul (UMWU2) com excitação de 330–385 nm e emissão de 420 nm, sendo indicado para corante azul de anilina, com sistema de iluminação de vapor de mercúrio (HBO 100) e em filtro vermelho com excitação de 510-550 nm e emissão de 590 nm indicada para lignina. As imagens foram obtidas através de câmera de captura acoplada ao microscópio com imagem digital colorida, 3.3 mpxel, *QColor 3C* da *Q-imaging*, utilizando um computador, no qual está instalado o programa de captura de imagens *Q-capture Pro 5.1* da *Q-imaging* (Surrey, Canadá).

As sementes foram seccionadas ao meio e submetidas ao método de dissociação celular para análise dos tipos de componentes celulares (Franklin 1945; Kraus & Arduin 1997), consistindo de imersão em solução de peróxido de hidrogênio e ácido acético glacial (1:1), em frascos vedados e mantidos em estufa a 60°C, por 48 horas. Na sequência, transferiram-se as amostras para tubos de ensaio e que foram centrifugados (Sigma Duderstadt, Alemanha) e posteriormente o material foi lavado com água destilada, por três vezes, e com uma pipeta Pasteur retirou-se o líquido sobrenadante após o tempo de decantação das partículas sólidas (células). O material coletado foi colocado sobre lâminas, com água, sendo coberto com lamínula e observado no microscópio óptico Leica, MPS 30 DMLS .

2.6.2 Identificação da estrutura da entrada de água nas sementes

Para a identificação do local ou estrutura de entrada de água na semente cuja dormência foi quebrada por choque térmico, essas foram analisadas em Microscópio Eletrônico de Varredura (MEV). Para isto, cinco sementes de cada espécie selecionada tiveram sua dormência quebrada por calor seco (estufa) durante quatro horas a 40°C, acondicionadas em placas de Petri com dupla camada de papel filtro umedecidos em água e cinco sementes intactas (controle) as quais não sofreram tratamento. Em seguida, foram fixadas em gluteraldeído 2,5% com tampão fosfato de sódio 0,1M, pH 7,2 durante duas horas. Após

este procedimento, as amostras foram lavadas por três vezes no mesmo tampão e sofreram desidratação em séries etílicas graduais até o etanol 100°GL. Em seguida, as amostras foram secadas, conforme procedimento descrito por Horridge & Tamm (1969), em ponto crítico de CO₂ Leica EM CDP 300. As amostras secas foram colocadas sobre suportes de alumínio, com auxílio de fita carbono dupla face e foram recobertas com 20 nm de ouro, em metalizador Leica, modelo EM SDP 500. A análise e documentação do material efetivou-se, pelo Microscópio Eletrônico de Varredura JEOL JSM-6390 LV (Tokio, Japão) no LCME (Laboratório Central de Microscopia Eletrônica da UFSC).

2.7 VERIFICAÇÃO DA REGIÃO DE ENTRADA DE ÁGUA EM SEMENTES

Sementes de *P. dubium* e *M. bimucronata* tiveram diferentes partes do tegumento artificialmente impermeabilizadas para verificar os seus respectivos locais de entrada de água. Para tal, inicialmente as sementes foram pesadas em balança de precisão e em seguida passaram por um tratamento de quebra de dormência submetendo-as ao calor úmido (estufa) por quatro horas para *P. dubium* e por uma hora para *M. bimucronata*, ambas a uma temperatura de 40°C. Para a impermeabilização das sementes foi utilizada cola autoadesiva do tipo cianoacrilato. Os tratamentos para *P. dubium* foram:

- Sementes impermeabilizadas com cola somente na região hilar (micrópila, hilo e estrofolo).
- Sementes impermeabilizadas com cola somente no hilo;
- Sementes impermeabilizadas com cola somente no estrofolo;
- Sementes impermeabilizadas com cola somente na micrópila;
- Sementes sem nenhuma parte impermeabilizada (controle).

Os tratamentos para *M. bimucronata*, foram:

- Sementes impermeabilizadas com cola somente na região hilar (micrópila, hilo e estrofolo).
- Sementes impermeabilizadas com cola somente na região extra-hilar em ambos os lados (especificamente na região do pleurograma);
- Sementes sem nenhuma parte impermeabilizada (controle).

As sementes de todos os tratamentos e do grupo controle foram acondicionadas em placas de Petri com duas folhas de papel umedecidas e em seguida mantidas em temperatura ambiente a 25°C. Para cada

tratamento utilizaram-se 20 sementes.

A cada 24 horas realizaram-se verificações de aumento de massa em balança de precisão e a contabilização das sementes germinadas, sendo o experimento mantido até que a germinação estabilizasse, ou seja, quando já não era mais observado aumento do número de sementes germinadas ou embebidas.

2.8 ANÁLISE DOS DADOS

Para análise dos dados de germinação e de embebição utilizou-se o programa BioEstat 5.0, utilizando o Teste T de Student para comparação entre 2 tratamentos, ANOVA para 3 tratamentos e Teste de Kruskal-Wallis para os dados heterocedásticos e de distribuição não normal (Ayres *et al.* 2007).

3 RESULTADOS

3.1 VERIFICAÇÃO DA EXISTÊNCIA DE DORMÊNCIA EM SEMENTES

As sementes intactas de *P. dubium* apresentaram 8,33% de germinação e as de *M. bimucronata* apresentaram 18,33% de germinação, indicando que ambas apresentam dormência. Já as sementes de *P. dubium* acondicionadas em caixas *gerbox* pretas apresentaram 0% de germinação e as de *M. bimucronata* apresentaram 6,66% de germinação.

3.2 VERIFICAÇÃO DA EXISTÊNCIA DE DORMÊNCIA FÍSICA

Com a escarificação térmica em água na temperatura de 96°C, as sementes de *P. dubium* apresentaram 73% de germinação no tempo médio de dez dias. Sementes de *M. bimucronata* alcançaram 80% de germinação no tempo médio de três dias.

3.3 QUEBRA DA DORMÊNCIA FÍSICA

3.3.1 Choque térmico de alta temperatura

3.3.1.1 Choque úmido

Os resultados relativos aos experimentos utilizando choques térmicos úmidos estão apresentados na Tabela 1. Em *P. dubium* a maior porcentagem de germinação foi obtida com os choques térmicos de 40°C e 50°C, entre 55% e 60% de germinação, contra cerca de 8% de germinação nas sementes que não receberam choque térmico. Para sementes de *M. bimucronata* houve uma maior porcentagem de germinação com choques de 40°C em relação à temperatura constante de 25°C, 84,44% e 20% respectivamente.

Tabela 1 – Porcentagens de germinação em sementes submetidas ao choque térmico úmido por quatro horas para *P. dubium* e *M. bimucronata*.

Choque térmico	<i>Peltophorum dubium</i> (%)	<i>Mimosa bimucronata</i> (%)
40° C	60,00a	84,44a*
50° C	55,00a	57,00ab**
25° C	08,33b	20,00b***

Letras diferentes demonstram diferença estatisticamente significativa nas colunas (Anova-Tukey) $p \leq 0,05$. (*)C.V.=16%, (**)C.V.=68%, (***)C.V.=33%

3.3.1.2 Choque seco

Na Tabela 2 para *P. dubium* o choque térmico seco de 40°C e 50°C resultaram em porcentagens de germinação de cerca de 38% e 28% respectivamente, não sendo significativamente diferentes, mas maiores que a porcentagem de germinação a 25°C. Para *M. bimucronata* não houve diferença na porcentagem de germinação em sementes tratadas e não tratadas com choque térmico seco.

Tabela 2 – Porcentagens de germinação em sementes submetidas ao choque térmico seco por quatro horas para *P. dubium* e *M. bimucronata*.

Choque térmico	<i>Peltophorum dubium</i> [#] (%)	<i>Mimosa bimucronata</i> (%)
40°C*	38,33a	49,00a*
50°C	28,33a	26,67a**
25°C	08,33b	20,00a***

[#]Teste Kruskal-Wallis e nos demais tratamentos Teste t $p \leq 0,05$. Para *M. bimucronata* não houve diferença estatisticamente pelo Teste t. Letras comparam tratamento e controle nas colunas. (*)C.V.=16% (**)C.V.=58%, (***)C.V.=44%

3.3.2 Alternância de temperatura

Os resultados relativos aos experimentos utilizando alternância de temperatura para obtenção de quebra de dormência são apresentados na Tabela 3. Em *P. dubium* a maior percentagem de germinação foi obtida com as temperaturas alternadas de 20/40°C, resultando em 81,75% de germinação, nas demais temperaturas a germinação foi baixa, não diferindo estatisticamente entre si. As sementes do tratamento controle a 25°C, apresentaram germinação significativamente inferior às obtidas nos tratamentos de alternâncias de temperatura. Para *M. bimucronata*, todas as temperaturas alternantes testadas resultaram em percentagem de germinação significativamente maior (78% a 90%) que a do controle (18,4%), não havendo distinção na percentagem de germinação entre as diferentes alternâncias de temperatura.

Tabela 3 – Porcentagens de germinação ao final dos experimentos dos ciclos de temperaturas alternadas testadas em *P. dubium* e *M. bimucronata*.

Temperaturas °C	<i>Peltophorum dubium</i> (%)	<i>Mimosa bimucronata</i> (%)
20/30	38,25b	78,50a
20/35	38,50b	85,00a
25/30	25,00b	73,00a
20/40	81,75a	90,00a
25 (controle)	08,00c	18,40b

Letras diferentes demonstram diferença estatisticamente significativa nas colunas (Anova-Tukey) $p \leq 0,05$

3.3.3 Germinação em condições ambientais

Em *P. dubium* a maior percentagem de germinação foi obtida no ambiente de clareira (40%) com diferença entre resultados de borda de mata (11,25%) e interior de mata (13,75%) e estes dois últimos não foram diferentes entre si. Para *M. bimucronata* houve uma maior percentagem de germinação no ambiente de clareira, (52%) com diferença entre os ambientes de borda (12,50%) e interior de mata (7,50%) que não diferiram entre si (Tabela 4).

Tabela 4 – Efeitos de diferentes locais da Mata Atlântica na germinação de sementes intactas de *Peltophorum dubium* e *Mimosa bimucronata*.

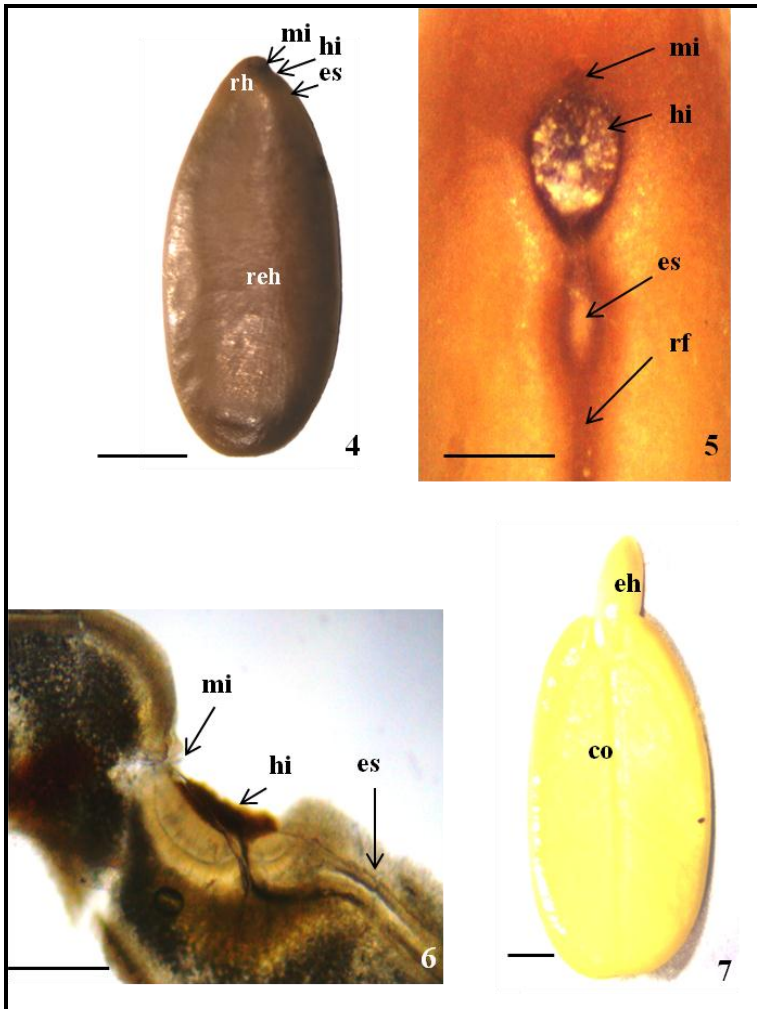
Ambiente	Fluxo médio de Fótons ($\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}^{-1}$)	<i>Peltophorum dubium</i>	<i>Mimosa bimucronata</i>
Clareira	138,40	40,00a	52,50a
Borda da Mata	51,29	11,25b	12,50b
Interior da Mata	21,30	13,75b	07,50b

Letras diferentes demonstram diferença estatisticamente significativa nas colunas (Anova-Tukey) $p \leq 0,05$

3.4 ASPECTOS MORFOANATÔMICOS DAS SEMENTES

3.4.1 *Peltophorum dubium*

As sementes de *P. dubium* têm aproximadamente 10 mm de comprimento, por 5 mm de largura e 2 mm de espessura. Na região hilar, que corresponde à base da semente, o hilo encontra-se em posição intermediária à micrópila e ao estrofiolo, estando estas estruturas alinhadas (Fig. 4-5). O hilo é sub-apical (Fig. 4), apresentando formato arredondado, quando em vista frontal (Fig. 5), geralmente mantendo remanescentes funiculares no contorno da estrutura. A micrópila mostra-se como uma suave depressão, em um dos lados do hilo, enquanto, no lado oposto, encontra-se o estrofiolo, que é alongado e saliente (Fig. 5-6). No embrião observa-se eixo hipocótilo-radicular curto (Fig. 7), voltado para a região hilar.

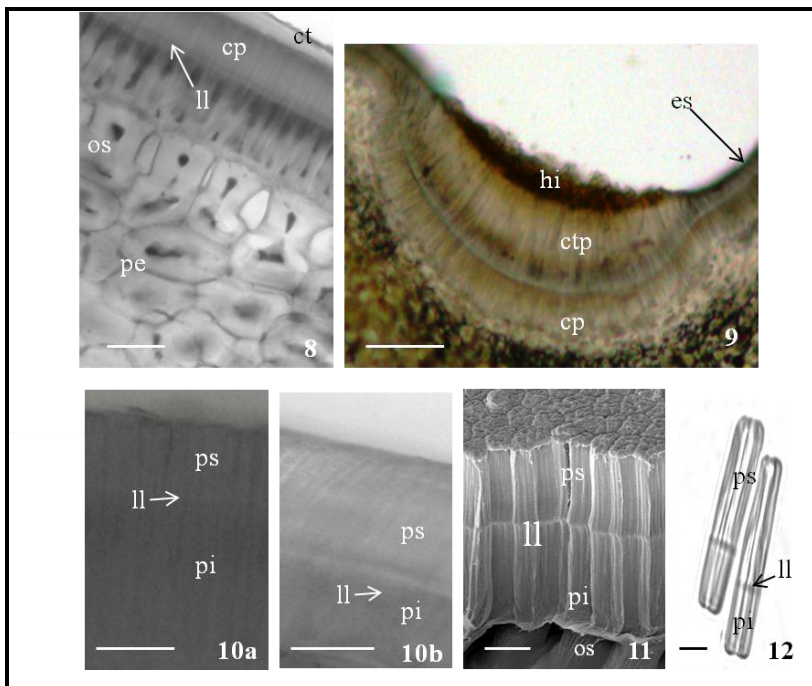


Figuras 04-07. Sementes e embrião de *Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub. (Caesalpinioideae) **4-5.** Aspecto da tegumento da semente indicando a localização da região hilar, com hilo, micrópila, estrofiolo e rafe (ME). **6.** Secção longitudinal da semente com tratamento de quebra de dormência, em microscopia óptica, destacando micrópila, hilo e estrofiolo com abertura perpendicular às estruturas da região hilar (MO). **7.** Embrião evidenciando eixo hipocótilo-radicular (eh) curto e cotilédones (co) amplos (ME). Legenda: es - estrofiolo; hi - hilo; mi - micrópila; rf -rafe; rh - região hilar. MO - microscopia óptica; ME - microscopia estereoscópica. Barras: 1- 2 mm; 2= 0,5 mm; 3=250 μ m; 4= 1 mm.

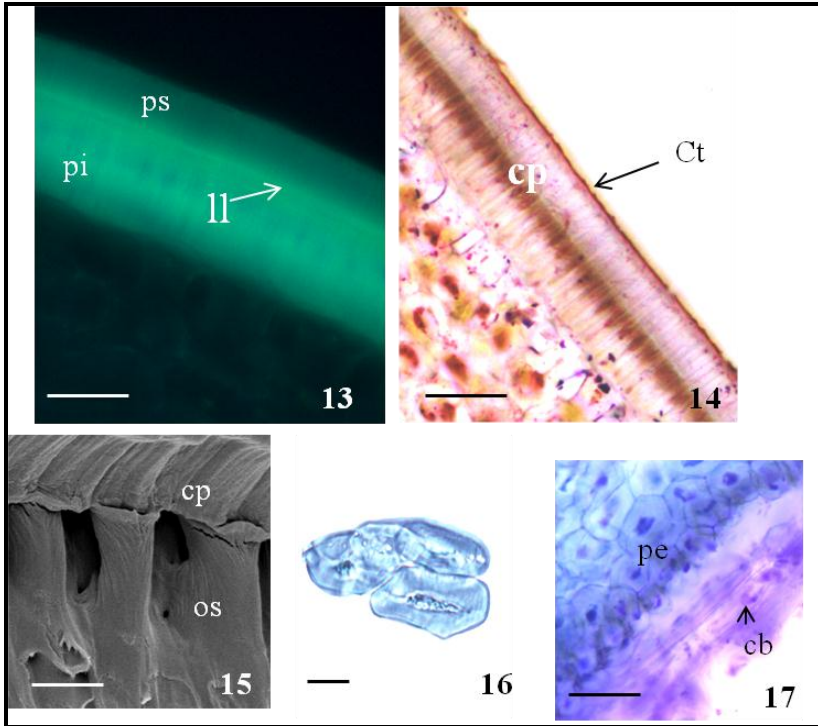
A testa é formada por uma camada paliçádica, seguida de uma camada de osteoesclereides e de parênquima esclerificado (Fig. 8). Na região hilar, verifica-se a presença de uma dupla paliçada, sendo a camada mais externa chamada de contrapaliçada (Fig. 9). Na passagem da região hilar para a extra-hilar, a camada paliçádica torna-se mais estreita em relação ao restante do tegumento externo (Fig. 10a-10b). A camada paliçádica constitui-se de macroesclereides, células justapostas de paredes espessadas e alongadas (Fig. 11-12). O valor médio do comprimento das macroesclereides foi de 40 μm . Distingue-se, nestas células, uma linha refrativa que percorre transversalmente toda a camada paliçádica, denominada de linha lúcida (Fig. 8-9). A presença desta linha refrativa divide as macroesclereides em duas porções: superior e inferior (Fig. 12).

Os resultados da histoquímica revelaram que a região da linha lúcida mostrou fluorescência em azul de anilina analisada sob filtro azul em microscopia de fluorescência (Fig. 13), indicando presença de calose. Sem o corante azul de anilina não se observa fluorescência, como esperado. As paredes das macroesclereides não apresentaram reação positiva para lignina, com floroglucinol e azul de toluidina, indicando tratar-se de paredes celulósicas. Teste com sudan IV indicou presença de cutícula na região acima das macroesclereides (Fig. 14).

As osteoesclereides têm uma constrição mediana e as extremidades são dilatadas, sendo células com espessamento nas paredes e com formato de osso ou ampulheta (Fig 8 e 15). Os testes histoquímicos revelaram presença de lignina na parede destas células. O parênquima esclerificado apresentou-se constituído por células com formatos isodiamétricos e paredes espessadas justapostas, com reduzidos espaços intercelulares (Fig. 16-17). O limite interno dos tegumentos está constituído por fina camada de células brancas (Fig. 17).



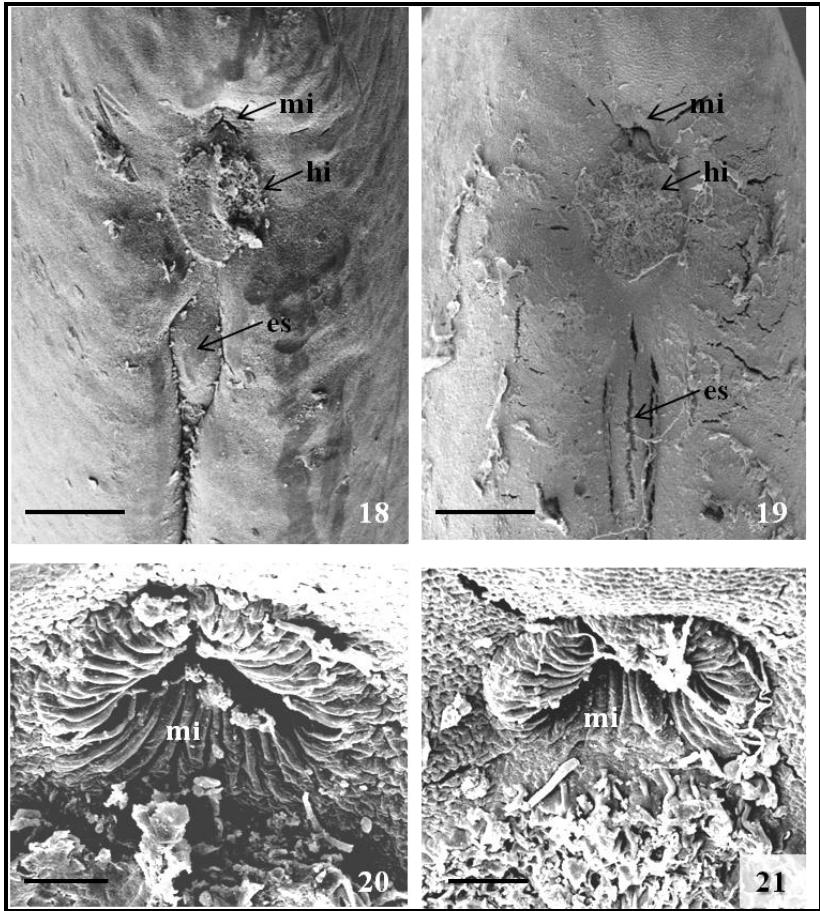
Figuras 08-12. Aspectos do tegumento de sementes de *Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub. (Caesalpinioideae). **8.** Seção longitudinal do tegumento evidenciando a cutícula, camada paliçádica, linha lúcida, camada de osteoesclereides, parênquima esclerificado (MO). **9.** Seção longitudinal da região hilar evidenciando restos funiculares, contrapaliçada, camada paliçada e estrofiolo (MO). **10.** Seção longitudinal da camada paliçádica próxima à região hilar (a) e na região extra-hilar (b) evidenciando tamanhos diferentes da porção superior das macrosclereides (MO) e da porção inferior das macrosclereides sob a linha lúcida. **11.** Detalhe da camada paliçádica evidenciando linha lúcida e as porções superior e inferior das macrosclereides (MEV). **12.** Detalhe das macrosclereides dissociadas (MO). Legenda: cp- camada paliçádica; ct- cutícula; ctp- camada contra-paliçada; es - estrofiolo; hi - hilo; ll - linha lúcida; mi - micrópila; PE - parênquima esclerificado; pi - porção inferior; os - porção superior; rh - região hilar; MO: microscopia óptica; MEV: microscopia eletrônica de varredura. Barras: 5-8= 10 µm; 9-10= 10 µm.



Figuras 13-17. Detalhes do tegumento de sementes de *Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub. (Caesalpinioideae). **13-** Seção longitudinal da camada paliçádica, mostrando fluorescência na região da linha lúcida indicando presença de calose (MF). **14-** Reação positiva ao sudan IV, indicando cutícula levemente espessa (MO). **15.** Detalhe das osteoesclereides (MEV). **16.** Células do parênquima esclerificado dissociadas (MO) em coloração com azul de toluidina. **17.** Seção longitudinal da porção interna dos tegumentos evidenciando parênquima esclerificado e células brancas em coloração com azul de toluidina. Legenda: cb - células brancas; cp - camada paliçádica; ct - cutícula; ll - linha lúcida; os - osteoesclereide; pe - parênquima esclerificado; pi - porção inferior; ps - porção superior MEV: microscopia eletrônica de varredura. MF: microscopia de fluorescência; MO: microscopia óptica. Barras:10=25 µm;11=100 µm 12= 10 µm 13= 10 µm; 14= 25 µm.

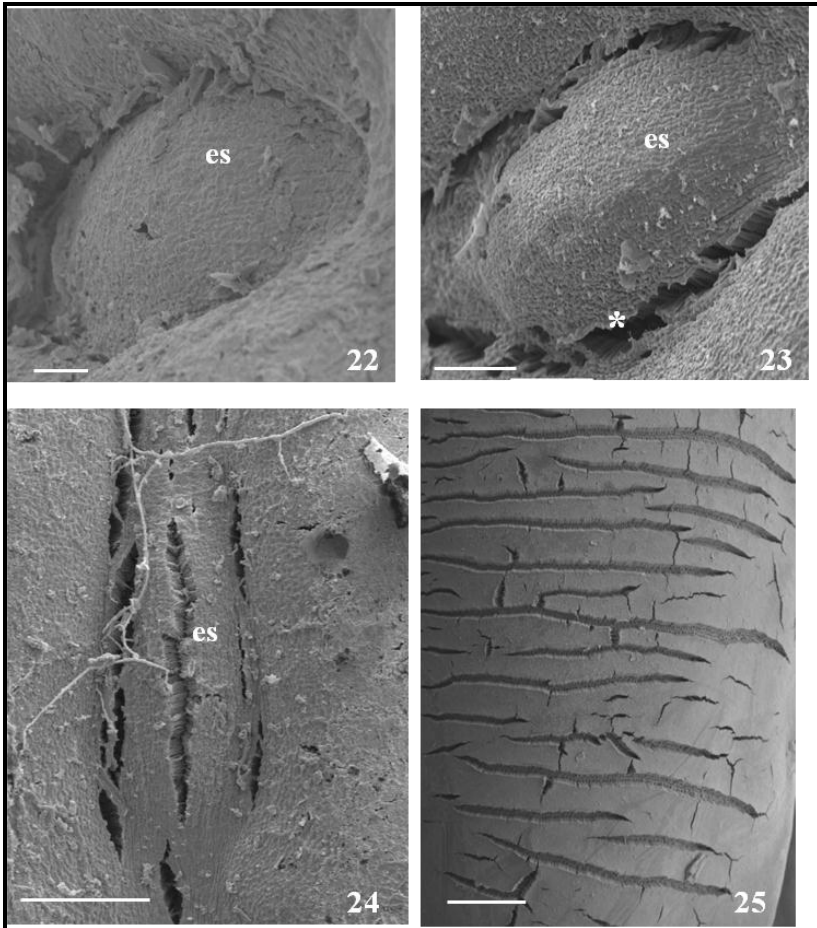
Em *P. dubium* verificou-se estroffolo intacto em sementes dormentes (Fig. 18), porém ele mostrou-se rompido em sementes que receberam tratamento de quebra de dormência de 40°C por quatro horas (Fig. 19). Através da microscopia de varredura as imagens não

evidenciaram se sementes dormentes (Fig. 20) tem a micrópila alterada após tratamento de quebra de dormência (Fig. 21).



Figuras 18-21. Eletromicrografias de sementes de *Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub (Caesalpinioideae) evidenciando a região hilar. **18.** Região hilar de sementes dormentes. **19.** Região hilar de sementes com tratamento para quebra de dormência (40°C por quatro horas) evidenciando rachadura na região do estrofiolo. **20.** Micrópila de sementes dormentes. **21.** Micrópila de sementes que receberam tratamento para a quebra de dormência. Legenda: es - estrofiolo; hi - hilo; mi - micrópila. Barras:14-15= 200 µm; 16-17=50 µm.

A região do estrofiolo em sementes dormentes (Fig. 22), alterou-se após tratamento de quebra de dormência mostrando rupturas em seu entorno (Fig. 23) e na região central (Fig. 24). Evidenciou-se também fissuras por todo o tegumento nas sementes tratadas (Fig. 25).



Figuras 22-25. Eletromicrografias da superfície de sementes de *Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub (Caesalpinioideae) **22.** Estrofiolo de sementes dormentes. **23-24.** Estrofiolo de semente que recebeu tratamento para a quebra de dormência. **25.** Região extra-hilar de semente que recebeu tratamento para a quebra de dormência evidenciando-se fissuras pelo tegumento. Legenda: es - estrofiolo; hi - hilo. Barras: 19= 20 μ m; 20=50 μ m; 21=100 μ m; 22= 500 μ m.

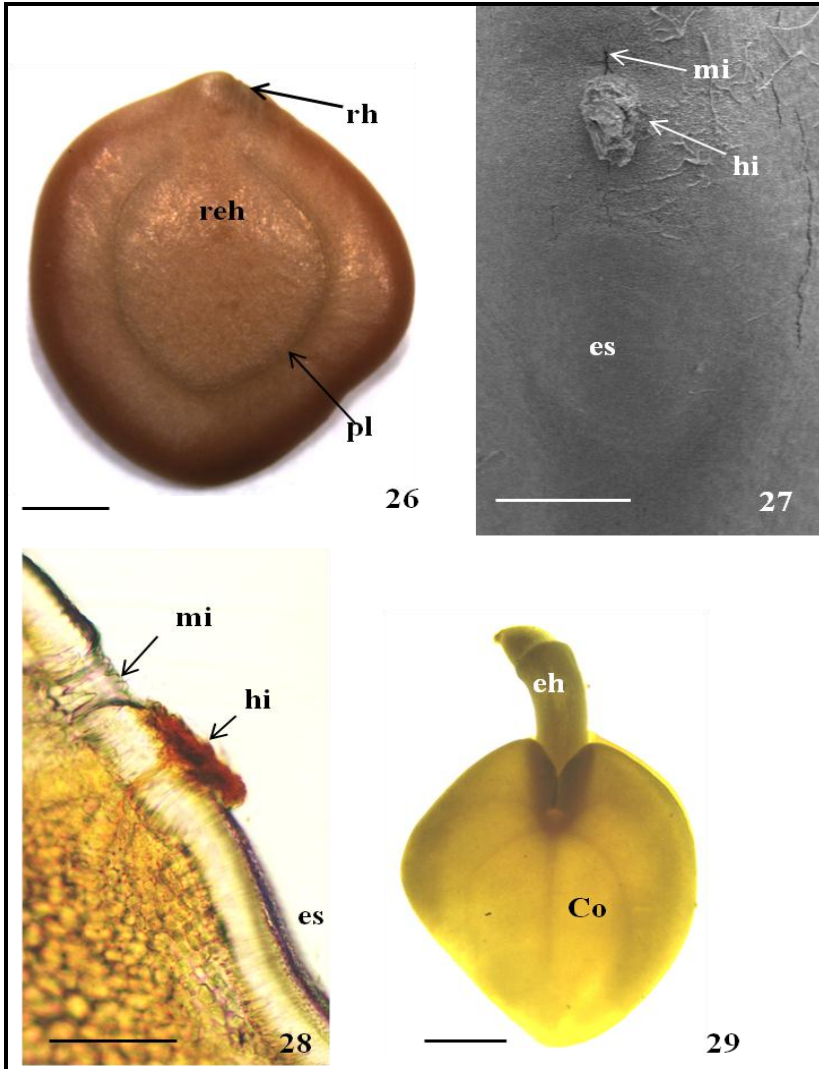
3.4.2 *Mimosa bimucronata*

As sementes de *M. bimucronata* têm aproximadamente 5 mm de comprimento, 3 mm de largura e 1 mm de espessura. Lateralmente, em vista externa da semente, destaca-se a presença do pleurograma, em forma de U, em ambas as faces, caracterizado por um sulco, interrompido na região basal (Fig. 26). Na região hilar, correspondente à base da semente, onde encontra-se o hilo, entre o estroffolo e a micrópila (Fig. 27). Isto também pôde ser observado em secção transversal da região hilar da semente (Fig. 28). O hilo é sub-apical, com formato arredondado, mantendo remanescentes do funículo, e a micrópila apresenta-se como uma suave depressão. O embrião (Fig. 29) apresenta eixo hipocótilo-radicular voltado para a região hilar da semente e os cotilédones para a região oposta.

A testa é formada pela camada paliçádica, osteoesclereides e parênquima esclerificado (Fig. 30). Na parte mediana das macrosclereides, células justapostas e alongadas, distingue-se uma linha refrativa que percorre transversalmente toda a camada paliçádica (Fig. 31), denominada de linha lúcida, que possibilita a distinção de duas porções das macrosclereides (Fig. 32). O valor médio do comprimento das macrosclereides foi de 32 μm . Resultados da histoquímica revelaram que a porção basal das macrosclereides reagiu positivamente ao azul de toluidina, mostrando coloração esverdeada (Fig. 33).

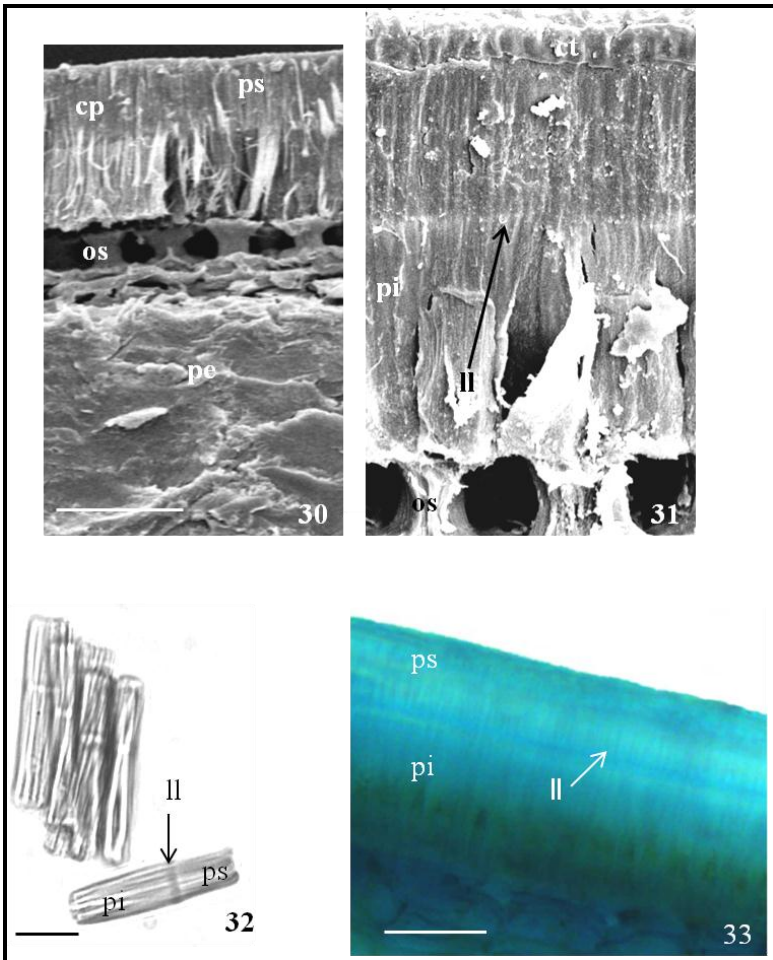
A região acima das macrosclereides reagiu positivamente com sudan IV indicando a presença de cutícula (Fig. 34). A linha lúcida mostrou fluorescência, quando observada em microscopia de fluorescência com filtro azul com uso de azul de anilina (Fig. 35), indicando presença de calose. Sem o corante azul de anilina não se observou fluorescência, como esperado.

Adjacentes à camada paliçádica ocorrem osteoesclereides (Fig. 30 e 36), células com paredes espessas e lignificadas, evidenciando formato de osso ou ampulheta de onde advém sua denominação.

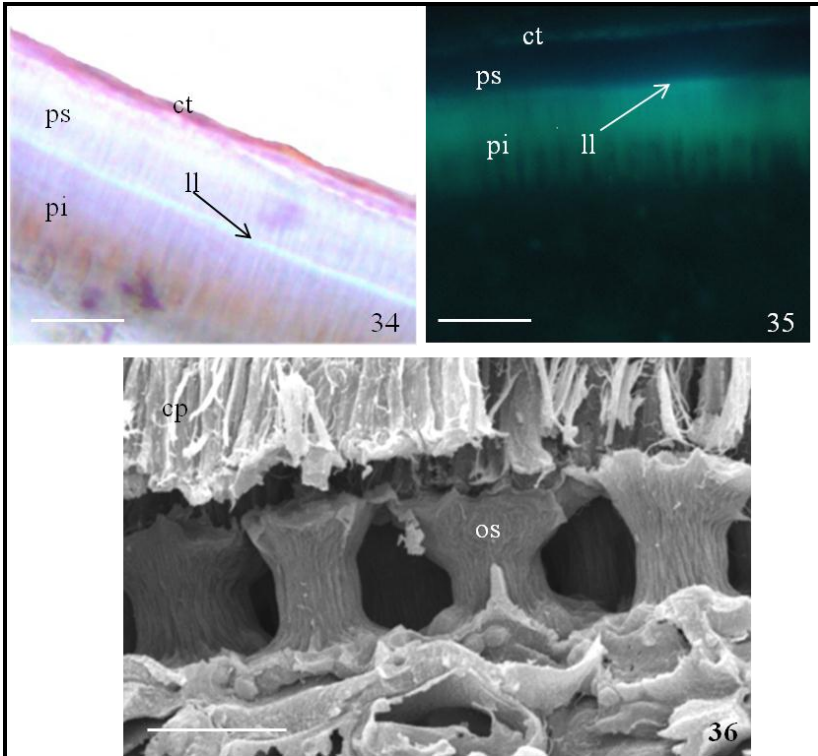


Figuras 26-29. Estruturas de sementes de *Mimosa bimucronata* (DC) O. Kuntze (Mimosoideae) **26-** Vista externa da semente (ME). **27 -** Detalhe, em vista frontal da região hilar (MEV). **28 -** Secção longitudinal da região hilar (MO).

29- Aspecto geral do embrião (ME). Legenda: co-cotilédone; eh- eixo hipocótilo-radicular; es - estrofólo; hi - hilo; mi - micrópila; pl - pleurograma, rh - região hilar; reh - região extra-hilar. ME: microscopia estereóptica; MEV: microscopia eletrônica de varredura. MO: microscopia óptica. Barras: 23=1 mm; 24=200 µm; 25= 100 µm; 26= 1 mm.



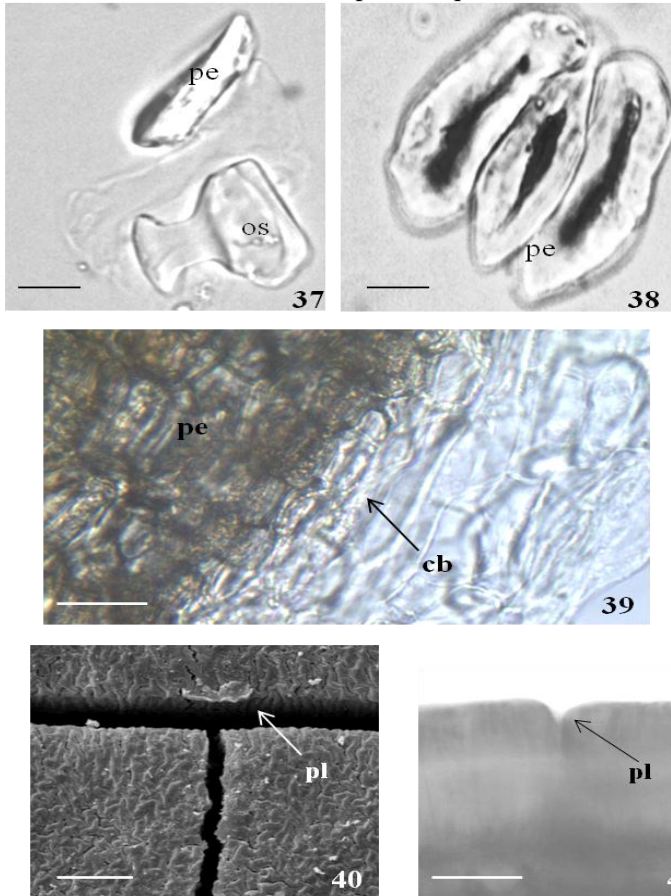
Figuras 30-33. Estruturas de sementes de *Mimosa bimucronata* (DC) O. Kuntze (Mimosoideae) observadas em microscópio eletrônico de varredura (30 e 31) e microscópico óptico (32 e 33). **30.** Aspecto do tegumento evidenciando a camada paliçádica, linha lúcida, camada de osteoesclereides e parênquima esclerificado. **31.** Detalhe das macroesclereides com sua porção superior e inferior intermediadas pela linha lúcida (seta). **32.** Macroesclereides dissociadas. **33.** Secção longitudinal da semente evidenciando a reação positiva de azul de toluidina à lignina (cor verde) na porção basal das macroesclereides. Legenda: cp - camada paliçádica; ct - cutícula; ll - linha lúcida; os - osteoesclereide; pe - parênquima esclerificado. pi - porção inferior. ps - porção superior. Barras: 27=25 µm; 28=10µm 29= 15 µm 30= 25 µm.



Figuras 34-36. Seções longitudinais de sementes de *Mimosa bimucronata* (DC) O. Kuntze (Mimosoideae) **34**..Reação positiva ao sudan IV, indicando cutícula levemente espessa (MO). **35**. Seção longitudinal da camada paliçádica, mostrando fluorescência na região da linha lúcida indicando presença de calose (MF) com corante azul de anilina. **36**. Detalhe do tegumento evidenciando a camada paliçádica, linha lúcida, camada de osteoesclerides (MEV). Legenda: cp - camada paliçádica; ct - cutícula; ll - linha lúcida; os - osteoescleride; pe - parênquima esclerificado; pi - porção inferior. ps - porção superior. MEV: microscopia eletrônica de varredura. MO: microscopia óptica. MF: microscopia de fluorescência. Barras: 31 e 32=25 µm; 33=20µm.

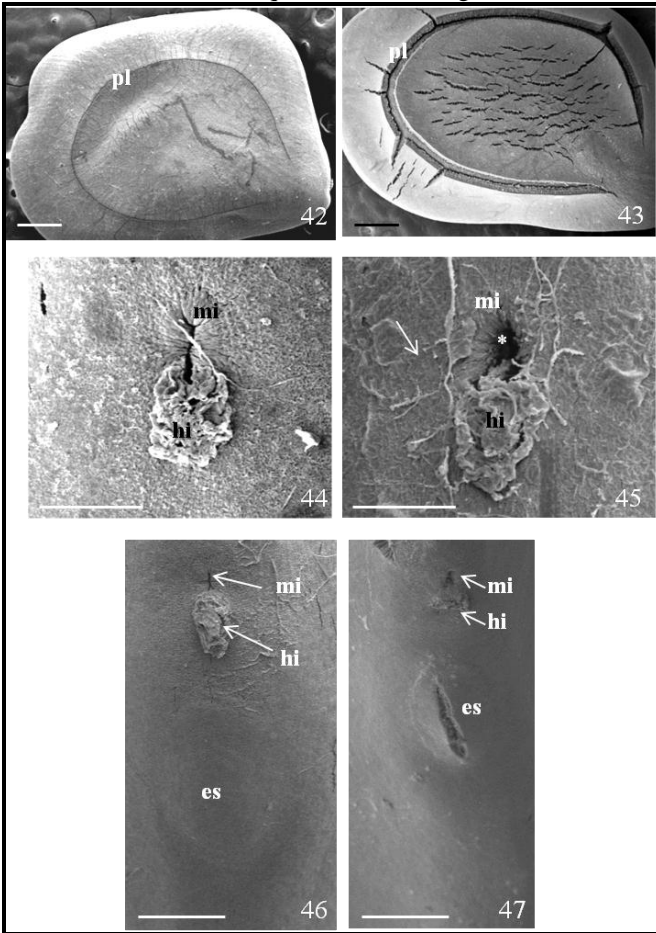
As osteoesclerides possuem uma constrição mediana e as extremidades são dilatadas (Fig.36-37) de modo a mostrar conspícuos espaços intercelulares entre elas na porção mediana (Fig. 37). Mais internamente ocorre o parênquima esclerificado, com reduzidos espaços intercelulares, constituído por células com paredes espessadas e de formato alongado (Fig. 38). Verificou-se, ainda, a presença de células brancas internamente ao parênquima esclerificado (Fig. 39).

A análise estrutural do pleurograma, em microscopia eletrônica de varredura (Fig. 40) e óptica (Fig. 41) mostrou que este é formado por uma fissura na porção superior das células da camada paliçádica indo até a linha lúcida, formando uma depressão quando visto frontalmente.



Figuras 37-41. Aspectos do tegumento de sementes de *Mimosa bimucronata* (DC) O. Kuntze (Mimosoideae). **37.** Dissociação celular de osteoesclereide e célula pétrea (MO). **38.** Dissociação celular do parênquima esclereficado (célula pétrea) (MO). **39.** Secção longitudinal do tegumento (seta indica as células brancas MO). **40.** Detalhe em vista frontal da fissura que constitui o pleurograma (MEV) **41.** Detalhe da fissura que constitui o pleurograma em secção longitudinal da semente (MO) em sementes tratadas. Legenda: cp - célula pétrea; os - osteoesclereide; cb - células brancas. MEV: microscopia eletrônica de varredura. MO: microscopia óptica. Barras: 34 e 35=10 µm; 36=25µm; 37=10µm; 38= 25µm.

Em *M. bimucronata* verificou-se que é diferente a superfície do tegumento de sementes dormentes (Fig. 42) daquelas tratadas para quebra de dormência com choques térmicos (Fig. 43).



Figuras 42-47. Eletromicrografias de sementes de *Mimosa bimucronata* (DC) O. Kuntz. **42-44 e 46.** Sem tratamento (sementes dormentes). **43-45 e 47.** Com tratamento para quebra de dormência (40°C por quatro horas). **42.** Vista geral da semente dormente com pleurograma intacto. **43.** Vista geral da semente tratada com pleurograma dilatado. **44.** Região hilar de semente dormente. **45.** Região hilar de semente tratada evidenciando uma maior abertura da micrópila (*). **46.** Região hilar da semente dormente com micrópila e estrofiolo intactos. **47.** Região hilar de sementes que tiveram sua dormência quebrada mostrando alterações na micrópila e no estrofiolo. Legenda: es- estrofiolo; hi- hilo; mi – micrópila. Barras: 40 e 41=500 µm; 42 e 43=100 µm; 44 e 45=200µm.

Em sementes que foram submetidas ao choque térmico úmido de 40°C, o pleurograma teve sua fissura ampliada (Fig. 43), em relação a semente dormente. Esta fissura passou de 7,5µm de abertura, nas sementes dormentes, para 164,0 µm nas sementes tratadas. Evidenciou-se também fissuras por todo o tegumento nas sementes tratadas (Fig. 43). A micrópila das sementes dormentes mostrou-se com menor abertura (Fig. 44) do que aquela das sementes tratadas (Fig. 45). O estrofiolo que apresentava a superfície intacta em sementes dormentes (Fig. 46), mostrou-se rompido após tratamento (Fig. 47).

3.5 VERIFICAÇÃO DA REGIÃO DE ENTRADA DE ÁGUA EM SEMENTES

3.5.1 *Peltophorum dubium*

Após tratamento de quebra de dormência das sementes em estufa à 40°C aquelas que tiveram a região hilar impermeabilizada não embeberam, enquanto que as sementes com a região hilar livre absorveram água (Fig.48) após tempo médio de três dias. A impermeabilização do hilo, da micrópila e do estrofiolo isoladamente também mostrou que a semente não absorve água (Fig. 48). Corroborando com estes resultados há os de germinação (Figura 49), que mostram que sementes com tais estruturas bloqueadas ou toda a região hilar apresentaram baixíssima germinação, enquanto nas sementes não bloqueadas a germinação chegou a 95%.

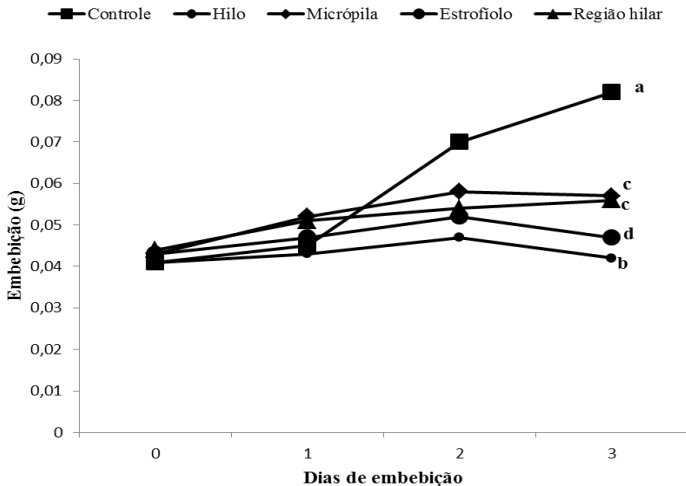


Figura 48. Curva de embebição de sementes de *Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub (Fabaceae – Caesalpinioideae) com impermeabilização da região hilar, apenas do hilo, apenas do estrofiolo, apenas da micrópila e sementes não impermeabilizadas – controle. Letras diferentes indicam diferença estatisticamente (Anova-Tukey) $p \leq 0,05$.

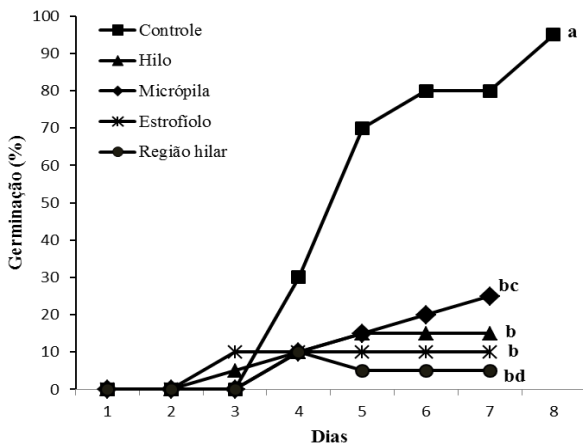


Figura 49. Curvas de germinação de sementes de *Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub (Fabaceae – Caesalpinioideae) com impermeabilização da região hilar, apenas do hilo, apenas do estrofiolo, apenas da micrópila e sementes não impermeabilizadas – controle. Letras diferentes indicam diferença estatisticamente (Anova-Tukey) $p \leq 0,05$.

3.5.2 *Mimosa bimucronata*

Os resultados de embebição e germinação de sementes que passaram por choque térmico a 40°C por uma hora sem impermeabilização da região hilar e com impermeabilização da região hilar são vistos nas Figuras 50 e 51. Observa-se que as sementes que tiveram a região hilar bloqueada não mostraram aumento de massa indicando a não embebição. As que tiveram pleurograma bloqueado tiveram pequena embebição. Já sementes com estas estruturas não bloqueadas aumentaram de massa mostrando embebição das sementes. Os dados de germinação das sementes que passaram por estes tratamentos revelaram que o principal local de entrada de água é a região hilar, cujo bloqueio impediu a germinação das sementes (Figura 50). O bloqueio do pleurograma não impossibilitou a entrada de água na semente nem a sua germinação, embora tenha diminuído a entrada de água na semente (Fig 50) e a porcentagem de germinação (Fig. 51) em relação às sementes não bloqueadas.

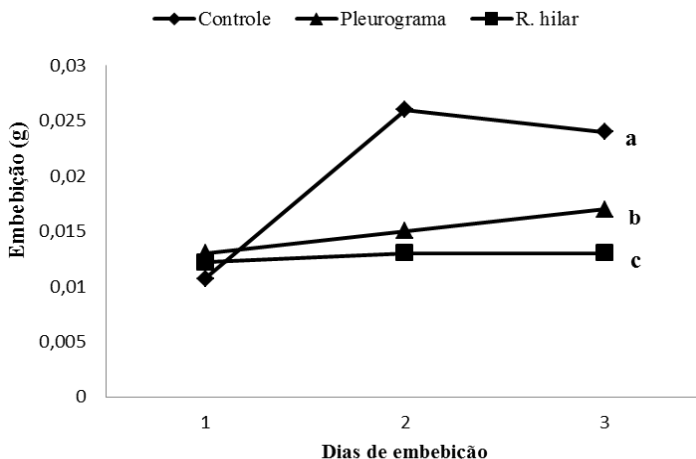


Figura 50. Curva de embebição de sementes de *Mimosa bimucronata* (DC) Kuntze (Fabaceae – Mimosoideae) com impermeabilização da região hilar, do pleurograma e sementes não impermeabilizadas (controle). Letras diferentes indicam diferença estatisticamente (Anova-Tukey) $p \leq 0,05$.

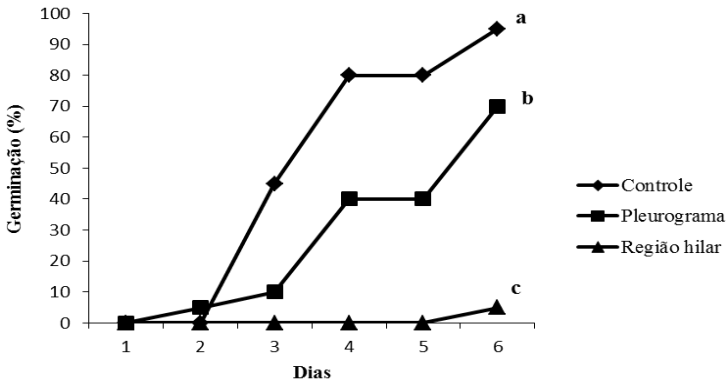


Figura 51. Curvas de germinação de sementes de *Mimosa bimucronata* (Fabaceae – Mimosoideae) com impermeabilização da região hilar do pleurograma e sementes não impermeabilizadas (controle). Letras diferentes indicam diferença estatisticamente (Anova-Tukey) $p \leq 0,05$.

4 DISCUSSÃO

4.1 DORMÊNCIA E GERMINAÇÃO DE SEMENTES DE *Peltophorum dubium* E *Mimosa bimucronata*

Sementes intactas de *P. dubium* e *M. bimucronata* recém-coletadas apresentaram baixa germinação tanto em claro como escuro, entretanto após escarificação com água fervente esta germinação foi bastante alta, indicando a presença de dormência nestas espécies. A presença de dormência em *P. dubium* e a quebra desta por escarificação térmica foi anteriormente descrita respectivamente por Costa & Kageyama (1987), Piroli *et al.* (2005) e Oliveira *et al.* (2008). Presença de dormência em *M. bimucronata* foi verificada por Fowler & Carpanezzi (1998) e a quebra de dormência também por escarificação térmica foi registrada por Ribas *et al.* (1996) e Fowler & Carpanezzi (1998).

Os resultados deste trabalho mostram que as sementes de *P. dubium* provenientes da população de Pedreira, SP, e de *M. bimucronata* provenientes da população Florianópolis, SC, comportaram-se como já descrito para estas espécies, conforme os autores supracitados, não diferindo a população deste trabalho com as demais.

Neste trabalho foi verificada a quebra da dormência de sementes de espécie de *P. dubium* e *M. bimucronata* com choques térmicos, sendo os choques úmidos a 40°C os mais eficientes. O choque térmico à 50°C levou a deterioração de muitas sementes destas espécies, esse mesmo estresse térmico resultando em mortalidade das sementes também foi verificado em uma espécie de leguminosa, Palo Verde (*Parkinsonia microphylla* Torr.) resultando em mortalidade da maioria das sementes a 45°C (Klinken & Flack 2005)

A literatura descreve mais a ação de choques térmicos para a quebra de dormência física em sementes de plantas de ambientes sujeitos a passagem do fogo ou a secas prolongadas (Baskin & Baskin 2001; Tieu *et al.* 2001; Quinlivan 1968), entretanto, existem alguns artigos relatando a influência do choque térmico em plantas tropicais de ambientes úmidos (Wood *et al.* 2000; Paula *et al.* 2012). Choques térmicos úmidos à 40°C foram eficientes na quebra de dormência física de ambas espécies resultando em uma alta germinabilidade.

Regiões tropicais são tipicamente quentes e úmidas por períodos significativos do ano e o solo quente e umedecido pode ser um importante mecanismo de quebra de dormência (Klinken & Flack 2005). Respostas de choque térmico são capazes de provocar fraturas no tegumento da semente de espécies com dormência física permitindo assim a entrada de água (Mott & Grooves 1981; Rolston 1978). Outros autores encontraram quebra de dormência física relacionada às flutuações de temperatura que também provocam essas mesmas mudanças nas propriedades físicas do tegumento, pois a variação de temperatura leva à expansão e à contração do tegumento e esses movimentos repetidos acabam criando uma força que resulta na quebra do tegumento (Cardoso 1992; Zeng *et al.* 2005).

Temperaturas alternadas de 20°C/40°C provocaram a quebra da dormência de ambas às espécies levando a uma germinação entre 80% a 90%. Enquanto que para *P. dubium* apenas a temperatura alternada de 20°C/40°C foi mais eficiente na quebra da dormência, em *M. bimucronata* as outras temperaturas alternadas, 20°C/35°C, 20°C/30°C e 25°C/30°C também apresentaram germinação máxima.

Quinlivan (1966) relata que a quebra de dormência de sementes não se inicia até que a amplitude de variação de temperatura ou a temperatura máxima atinja certo grau que varia de espécie para espécie, a sensibilidade de amplitudes de flutuação de temperatura no solo é um componente importante do mecanismo que permite que as sementes detectem a profundidade do solo principalmente em dias de verão na região subtropical, mas este mecanismo pode incluir também outros fatores ambientais associados com a profundidade (Argel & Paton 1999). Em sementes dormentes, o melhor efeito na superação da dormência é obtido com maior amplitude de temperatura (Bewley & Black 1994), o que foi comprovado aqui por *Peltophorum dubium* que obteve germinação máxima nas temperaturas alternadas de 20°C/40°C e de *Mimosa bimucronata* em que todas as temperaturas foram eficazes.

Vários estudos comprovam a eficácia do tratamento de alternância de temperatura na quebra de dormência física de sementes de espécies arbóreas florestais tropicais utilizando-se de temperaturas alternadas de 20°C/30°C, 25°C/30°C e 25°C/35°C como verificada em *Croton floribundus* Spreng, uma Euphorbiaceae (Abdo & Paula, 2006), *Acacia polyphylla* DC (Silva 2007), *Schizolobium parahyba* (Vell.) S.F. Blake (Souza 2012), *Sebastiania comersoniana* (Baillon) Smith & Downs (Santos & Aguiar 2005) todas Fabaceae. Temperaturas alternadas de 32°C e 36°C e 25°C/45°C foram eficazes para a quebra de dormência de sementes de *Helicarpus donnell-smithii* Rose e *Ochroma*

lagopus Swartz respectivamente (Vasques-Yanes & Orozco Segovia 1974, 1982).

No atual trabalho, as temperaturas na clareira variaram entre máxima de 47°C e mínima de 14°C, (amplitude térmica de 33°C), na borda de mata temperatura máxima de 34°C e mínima de 13°C (amplitude de 21°C) e interior de mata, temperatura máxima de 31°C e mínima de 18°C (amplitude de 13°C), sendo temperaturas comuns do verão (ver tabelas 1, 2 e 3), a amplitude térmica é um fator que pode explicar a maior porcentagem de germinação verificada em clareira em ambas as espécies. Experimentos ocorridos em clareira e borda de mata relacionaram a diferença de flutuação de temperatura que ocorre na borda (5°C) e no centro de uma clareira (15°C) verificando-se uma alta germinação de sementes com dormência física no centro da clareira, o que indica que a flutuação de temperatura pode funcionar como um mecanismo de detecção de clareira por algumas plantas.

Em ambiente de clareira, neste trabalho as sementes de *P. dubium* mostraram cerca de 40% de emergência sendo mais alta que em borda de mata e interior de mata. As temperaturas registradas neste ambiente de clareira foram de 47°C a máxima e 14°C a mínima. Estes dados estão de acordo com os outros dados encontrados em laboratório para germinação em temperatura alternada de 20°C/40°C. Em borda de mata e interior de mata a temperatura máxima foi ao redor de 30°C, inferior à máxima de 40°C vista em laboratório, o que talvez tenha levado a menor emergência dessas espécies nestes ambientes. Esta espécie é considerada pioneira ou secundária inicial, sendo comum em clareiras (Durigan & Nogueira 1990; Marchiori 1997), o que concorda com os resultados encontrados neste trabalho tanto para alternância de temperatura quanto para choques térmicos na germinação de sementes.

No caso de *M. bimucronata* também se obteve em clareira maior porcentagem de emergência que em borda e interior de mata. No entanto, em laboratório, temperaturas alternadas passíveis de ocorrer em ambientes de borda e interior de mata levaram à porcentagem similar de germinação em sementes, o que não explica os resultados de alternância encontrados em campo. Os resultados dos choques térmicos em laboratório aponta para uma temperatura ao redor de 40°C para a quebra da dormência, o que não ocorreu no ambiente de borda e interior de mata, mas ocorreu no ambiente de clareira, sendo então os dados de laboratório e de campo compatíveis. De qualquer forma há uma indicação de que a quebra da dormência de sementes desta espécie possa se dar nas condições de clareira, ambiente de ocorrência da espécie, considerada por Burkart (1979) uma espécie heliófita e seletiva higrófila

e uma espécie pioneira (Carvalho 2003).

4.2 ANATOMIA DE SEMENTES

4.2.1 *Peltophorum dubium* (Caesalpinioideae) e *Mimosa bimucronata* (Mimosoideae)

Sementes de *Peltophorum dubium* contém estruturas no tegumento similar às encontradas na maioria das Fabaceae, com micrópila, hilo e estrofiolo característicos (Corner 1951, Paula *et al.* 2012, Souza *et al.* 2012). O tegumento também apresentou características semelhantes às encontradas nas demais Fabaceae, ou seja, uma camada paliçádica de macroesclereides, uma camada de osteoesclereides, além do parênquima esclerificado (Corner 1951; Esau 1997; Souza 1982) e menor tamanho das células da camada paliçádica na região correspondente ao estrofiolo (Serrato-Valenti *et al.* 1995; Souza *et al.* 2012). Nos tratamentos em estufa à 40°C e por escarificação térmica observou-se que a cutícula se rompe, porém não foi suficientemente profunda a ponto de quebrar a dormência além disso *P. dubium* mostrou ausência de lignina na camada paliçádica, porém a linha lúcida encontrada na mesma região apresentou reação positiva à presença de calose o que indica que impermeabiliza mais eficientemente contra a entrada de água. A camada paliçádica quando impregnada por lignina constitui-se num revestimento hidrofóbico (Baskin *et al.* 2000, Baskin 2003, Jayasuriya 2007), porém quando não está presente, como ocorrem em *P. dubium*, esta função é proporcionada pela calose. Diversos autores (Bhalla & Slaterry 1984, Bevilacqua *et al.* 1987, Serrato-Valenti *et al.* 1995, Paula *et al.* 2012, Souza *et al.* 2012) tem mencionado a presença de calose na linha lúcida das macroesclereides do tegumento das Fabaceae. Bhalla & Slaterry (1984) sugerem que a calose constitui uma barreira à entrada de água nas sementes.

Mimosa bimucronata apresentou estruturas no tegumento similar às encontradas na maioria das Fabaceae, ou seja, micrópila, hilo e estrofiolo (Corner 1951, Paula *et al.* 2012, Souza *et al.* 2012). O tegumento também apresentou características encontradas nas demais Fabaceae, ou seja, uma camada paliçádica de macroesclereides, uma camada de osteoesclereides, além do parênquima esclerificado (Corner 1951; Paoli 1991) A presença de pleurograma em formato de U foi característico para *M. bimucronata*, como também verificado para outras Mimosoideae, por Corner (1951, 1976) e Gunn (1981). Corner (1951,

1976) define o pleurograma como uma linha definida, formando um fino sulco presente em ambos os lados do tegumento das sementes, podendo ser também conhecida como *línea fissura* (Boelcke 1946) e *face lines* (Isely 1955).

A presença do pleurograma é restrita para as famílias Cucurbitaceae e Fabaceae, mostrando valor taxonômico (Barroso *et al.* 1999). Em Fabaceae, o pleurograma é observado nas subfamílias Mimosoideae e Caesalpinioideae e são ausentes nas Faboideae. Em Mimosoideae, o pleurograma apresenta-se aberto em formato de U invertido (pleurograma aberto), já nas Caesalpinioideae o pleurograma é fechado e circular (Gunn 1981; Barroso *et al.* 1999). O pleurograma, anatomicamente, apresenta-se diferente entre estas duas subfamílias. Em Mimosoideae, o pleurograma consiste em uma interrupção nas células da camada paliçádica da testa, como constatado para *M. bimucronata*, formando uma fenda, já em Caesalpinioideae apresenta-se por uma diferença na altura destas mesmas células (Corner 1951, 1976). *M. bimucronata* apresentou lignina na porção basal das macroesclereides e também foi detectada a presença de calose na região da linha lúcida.

A calose tem sido referida como um grupo de hemicelulose no qual predominam ligações ricas em glucanos e o seu grau de polimerização pode afetar a sua característica de solubilidade (Bevilacqua *et al.* 1987) atuando como uma barreira ao movimento de água para dentro das sementes, sendo responsável pela sua impermeabilização (Bhalla & Slaterry 1984). Foi verificada a presença de calose na linha lúcida em outras sementes de Fabaceae, como em *Trifolium subterraneum* L. (Bhalla & Slaterry, 1984), *Sesbania punica* Cav. (Benth.) (Bevilacqua *et al.*, 1987), *Stylosanthes scabra* Vog. (Serrato-Valenti *et al.*, 1993), *Leucaena leucocephala* Lam. (De Wit) (Serrato-Valenti *et al.*, 1995), *Cassia leptophylla* e *Senna macranthera* (Paula *et al.* 2012), *Schizolobium parahyba* (Souza *et al.* 2012). Segundo os autores supracitados, a calose é considerada um composto de ligação relacionada à vedação sendo formado rapidamente em resposta ao estresse, ferimentos entre outros estímulos, além de uma possível infecção contra patógenos. A linha lúcida está presente na camada paliçádica tanto de *P. dubium* como *M. bimucronata*, e ambas apresentam presença de calose, substância que é responsável pela impermeabilidade das sementes dessas duas espécies, além de distinguir duas regiões nas células que constituem a paliçada.

A ausência de lignina na camada paliçádica em sementes de Fabaceae também foi verificada em *Cassia cathartica* Mart. (Souza 1982), *Sesbania punicea* (Cav.) Benth. (Bevilacqua *et al.* 1987), para

Stylosanthes scabra Vog. (Serrato-Valenti *et al.* 1993), e para *Leucaena leucocephala* (Lam.) De Wit (Serrato-Valenti *et al.* 1995), *Schizolobium parahyba* (Souza 2012) o que indica que a lignina não represente uma característica obrigatória em espécies com dormência física, esta ausência também foi verificada na camada paliçádica em *P. dubium*, portanto, a presença de calose seria a responsável pela maior impermeabilidade da semente à entrada de água nesta espécie.

Mimosa bimucronata apresentou impregnação de lignina na porção basal da camada paliçádica, o mesmo foi encontrado para outras espécies de Fabaceae (Krzyzanowski *et al.* 2008; Torres *et al.* 2009; Delgado 2011; Paula *et al.* 2012), o que estaria relacionado com a impermeabilidade do tegumento à água (Evert 2006).

A lignina é um revestimento hidrofóbico que repele a água da parede celular (Evert 2006), além de ser ecologicamente importante contra a predação de sementes (Souza & Marcos Filho 2001). Em sementes de *C. leptophylla* e *S. macranthera* a lignina também foi observada, porém, restrita a determinadas regiões das macrosclereides, mais especificamente na porção superior cônica e na região basal da porção inferior (Paula *et al.* 2012) sendo o mesmo padrão observado em *M. bimucronata*.

4.3 LOCAL DE ENTRADA DE ÁGUA NAS SEMENTES

Em algumas espécies, pode haver uma estrutura anatômica responsável pela entrada de água na semente (Baskin *et al.* 2000). Esta estrutura pode variar entre as famílias e normalmente é derivada de tecidos próximos às aberturas naturais da semente, como o hilo e a micrópila (Rangaswamy & Nandakumar 1985; Hu *et al.* 2009) e o estrofiolo presente na maioria das vezes em Fabaceae sendo estruturas que permitem a entrada de água quando estas se tornam permeáveis geralmente ocasionadas por condições ambientais.

Muitos autores têm relatado o estrofiolo (ou lente) como o local inicial de entrada de água em sementes de espécies arbóreas florestais tropicais de Fabaceae com dormência física como verificado em *Albizia lophanta* (Willd.) Benth. (Dell 1980), *Sesbania punicea* (Manning *et al.* 1987), *Leucaena leucocephala* (Lam.) De Wit (Serrato-Valenti *et al.* 1995), *Sesbania sesban* (L.) Merr. (Hu *et al.* 2009), *Schizolobium parahyba* (Souza *et al.* 2012) e *Senna macranthera* (DC. Ex Collad.) H.S. Irwin & Barneby (Paula *et al.* 2012). O estrofiolo corresponde à área mais frágil do tegumento que circula a semente que funciona como

um local de entrada de água em sementes com impermeabilidade ao tegumento, após seu rompimento (Serrato Valenti *et al.* 1995; Morrison *et al.* 1998; Baskin & Baskin 2000; Baskin 2003).

Nos resultados deste trabalho, com sementes de *P. dubium*, verifica-se que a entrada de água pode ocorrer por fissuras no estrofiolo, como verificado em microscopia eletrônica de varredura. *M. bimucronata* também sofreu fissuras na região do estrofiolo, fato observado em algumas sementes apenas. Os experimentos com entrada de água em *P. dubium*, através da vedação isolada da micrópila, hilo e estrofiolo mostraram resultados contraditórios. Uma possível explicação para isto é a dificuldade de vedar apenas um local, uma vez que tais locais são muito pequenos e próximos entre si.

Em *M. bimucronata* verificou-se, através da microscopia eletrônica de varredura, que o local de entrada de água pode ser a abertura da micrópila, pelo maior número de sementes que apresentavam ter essa estrutura alterada após a quebra de dormência, o que também foi verificado em *Rhynchosia mínima* (L.) DC *Cassia sophera*, *C. leptophylla* Vogel (Rangaswamy & Nandukumar 1985; Bhattacharya & Saha 1990; Paula *et al.* 2012).

Boelcke (1946) faz referência à presença do pleurograma (linha fissural) nas sementes de Fabaceae e sugere ser uma região mais frágil na superfície do tegumento. Em estudos com *Dimorphandra mollis* Benth, espécie do Cerrado, Margarido (1977) verificou um leve destacamento do pleurograma, no período de estiagem, sugerindo que a embebição seria facilitada nesta área, durante a estação chuvosa. Melo-Pinna *et al.* (1999) evidenciaram, devido à alta temperatura, um rompimento do tegumento a partir do pleurograma em *Caesalpinia pyramidalis* Tul.

Em *M. bimucronata* o pleurograma auxilia na entrada de água em sementes que passaram por tratamento de quebra de dormência, uma vez que a vedação desta leva menor embebição e menor germinação das sementes.

5 CONCLUSÕES

Nestas espécies tanto temperaturas alternadas como choques térmicos úmidos favorecem a quebra de dormência física das sementes, o que é condizente com seus *status* sucessionais e o ambiente que estas espécies ocupam, isto é, são pioneiras e ocorrem em ambientes abertos.

A entrada de água após quebra da dormência dá-se pela região hilar, possivelmente pelo estroffolo em *P. dubium*, micrópila e pleurograma em *M. bimucronata*, concordante com a maioria das Fabaceae com dormência física. A modificação anatômica do pleurograma em sementes de *M. bimucronata* tratadas em relação às não tratadas para quebra de dormência foi vista pela primeira vez. Este fato aliado ao bloqueio do pleurograma com cola após tratamentos de quebra de dormência evidenciou a participação desta estrutura na entrada de água em sementes

Os tecidos da testa são característicos de Fabaceae, com a usual presença de calose. Lignina nem sempre está presente na testa de Fabaceae, o que foi exemplificado aqui por *Peltophorum dubium*.

REFERÊNCIAS

- Abdo, M.T.V.N.; Paula, R.C. 2006. Temperaturas para a germinação de sementes de Capixingui (*Croton fluribundus* – Spreng – Euphorbiaceae). **Revista brasileira de sementes** 28:135-140.
- Ayres, M.; Ayres Junior, M.; Ayres, D.L.; Santos, A.A.S. 2007. **BioEstat 5.0 aplicações estatísticas nas áreas das Ciências Biomédicas**. Sociedade Civil Mamirauá. Aplicações estatísticas nas áreas das ciências bio-médicas. Ong Mamiraua.
- Barroso, G.M.; Morim, M.P.; Peixoto, A.L. & Ichaso, C.L.F. 1999. **Frutos e sementes: morfologia aplicada à sistemática de dicotiledônea**. Ed. UFV.
- Baskin, J.M.; Baskin, C.C. & Li, X. 2000. Taxonomy, anatomy and evolution of physical dormancy in seeds. **Plant Species Biology** 15: 139-152.
- Baskin, C.C.; Baskin, J.M. 2001. **Seeds: Ecology, Biogeography and Evolution of Dormancy and Germination**. Academic Press.
- Baskin, C.C. 2003. Breaking physical dormancy in seed – focusing on the lens. **New Phytologist** 158: 227-238.
- Baskin, J.M.; Baskin, C.C. 2004. A classification system for seed dormancy. **Seed Science Research** 14:1-16.
- Bhattacharya, A. & Saha, P.K. 1990. Ultrastructure of seed coat and water uptake pattern of seeds during germination of *Cassia sp.* **Seed Science technology** 18: 97-103.
- Bertoni, J.E. de A.; Toledo Filho, D.V. de.; Leitão Filho, H. de.; F Martins, F.R. 1987. Contribuição ao conhecimento da flora arbórea-arbustiva do Cerrado da Reserva Estadual de Porto Ferreira (SP). In: Congress Nacional de Botânica, 38. **Resumos**. Sociedade Botânica do Brasil.
- Bevilacqua, L.R. Fossati, F. Dondero, G. 1987. Callose in the

- impermeable seed coat of *Sesbania puniceae*. **Annals of Botany** 59:335-341.
- Bewley, J.D.; Black, M. 1994. **Seeds: physiology of development and germination**. 2 ed. Plenum.
- Bewley, J.D. 1997. Seed germination and dormancy. **Plant Cell** 9: 1055-1066.
- Bewley, J.D.; Black, M.; Halmer, P. 2006. **The encyclopedia of seeds: science, technology and uses**. Wallingford: CAB International.
- Bhalla, P.L.; Slaterry, H.D. 1984. Callose deposits make clover seeds impermeable to water. **Annals of Botany** 53: 125-128.
- Boelcke, O. 1946. Estudio morfológico de las semillas de Leguminosas Mimosoideas y Caesalpinioideas de interés agrônômico em la Argentina. *Darwiniana* 7 240-321
- Burkart, A. 1979. Leguminosae-Mimosoideas. In: Reitz, P.R. (Org.). **Flora Ilustrada Catarinense**.
- Cardoso, V.J.M. 1992. Temperature dependence on seed germination of a weed (*Sida glaziovii* – Malvaceae). **Naturalia**, v.17, p.89-97.
- Carvalho, PE.R. 2003. **Espécies arbóreas brasileiras**, v.1. Brasília: Embrapa - Informação tecnológica.
- Castillo, R.; Guenni, O. 2001. Latencia em semillas de *Stylosanthes hamata* (Leguminosae) y su relación com la morfologia de la cubierta seminal. **Revista de Biologia Tropical**, 49:287-299.
- Conceição, D. de A.; Paula, J.E.de. 1986. Contribuição para o conhecimento da flora do Pantanal Mato-Grossense e sua relação com a fauna e o homem. In: Simpósio sobre recursos naturais e sócio-econômicos do pantanal, 1., Corumbá. **Anais**. Embrapa-DDT, p.107-136. (Embrapa-Cpap. Documentos, 5).
- Corner, E.J.H. 1951. The leguminous seed. **Phytomorphology** 1:117-150.
- Corner, E.J.H. 1976. **The sedes of dicotyledons**. Cambridge, Cambridge University Press.
- Costa, A. F. 1982. **Farmacognosia**. Vol.III. Farmacognosia

Experimental. 2ª ed. Lisboa, Fundação Calouste Gulbenkian.

Costa, R.B.da.; Kageyama, P.Y.1987. Superação da dormência de sementes florestais em laboratório: implicações com as condições naturais. In: Congresso Brasileiro de Sementes, **Resumos**. Abrates.

Delgado, C.M.L. 2011. **Estudo da quebra de dormência em sementes de *Sophora tomentosa* L. e *Erythrina speciosa* Andr. (Fabaceae – Faboideae). Dissertação de Mestrado**. Universidade Federal de Santa Catarina.

Dell, B. 1980. Structure and function of the strophliolar plug in sedes of *Albizia lophanta*. **American Journal of Botany** 67:556-563.

Durigan, G.; Nogueira, J.C.B. 1990. **Recomposição de matas ciliares**. Instituto Florestal.

Esau, K. 1974. **Anatomia das plantas com sementes**. Ed. Edgard Blücher. 293p.

Evert, R.F. 2006. **Esau's Plant Anatomy: meristems, cells and tissues of the plant body – their structure, function and development**. Wiley-Interscience.

Fenner, M.; Thompson, K. 2005. **The ecology of seeds**. Cambridge University Press.

Figliolia, M.B.; Silva, M.C.C. da. 1998. Germinação de sementes de jenipapeiro (*Genipa americana* L.- Rubiaceae) sob diferentes regimes de temperatura, umidade e luz. **Revista do Instituto florestal** 10:63-72.

Figliolia, M.B.; Aguiar, I.B. de & Silva, A. da. 2006. Germinação de sementes de *Lafoensia glyptocarpa* Koehne (mirindiba-rosa), *Myroxylon peruiferum* L. f. (cabreúva-vermelha) e *Cedrela fissilis* Vell. (cedro-rosa). **Revista do Instituto Florestal** 18:49-68.

Fowler, J.A.P.; Carpanezzi, A.A. 1998. Tecnologia de sementes de Maricá *Mimosa bimucronata* (DC) O.Ktze. **Boletim de Pesquisa Florestal** n. 36, p. 47-56.

Franklin, G.L. 1945. Preparation of thin sections of synthetic resins and wood-resin composites, and a new macerating method for wood. **Nature** 155, 51.

Fundação SOS Mata Atlântica/inpe. 2009. **Atlas da evolução dos remanescentes florestais e ecossistemas associados no domínio da Mata Atlântica no período de 2005-2008**. Fundação SOS Mata

Atlântica/INPE.

Gama-aracchchige, N.S.; Baskin, J.M.; Geneve, R.L.; Baskin, C.C. 2010. Identification and characterization of the water gap in physically dormant seeds of Geraniaceae, with special reference to *Geranium carolinianum*. **Annals of Botany** 105:977-990.

Gerlach, D. 1984. **Botanische mikrotechnik**. Stuttgart, Ed. George Thieme Verlag. 311 p.

Guimarães, E.F.; Mautone, L.; Mattos Filho, A.de. 1988. Considerações sobre a floresta pluvial baixo-montana: composição florística em área remanescente no Município de Silva Jardim, Estado do Rio de Janeiro. **Boletim FBCN**, v. 23, p. 45-53.

Gunn, C.R. 1981. Seed topography in the Fabaceae. **Seed Science & Technology** 9:737-757

Horrige, G.A.; Tamm, S.L. 1969. Critical point drying for scanning electron microscopy study of ciliarmotion. **Science** 3869: 817-818.

Hu, X.W., Wang, Y.R., Wu, Y.P., Nan, Z.B. & Baskin, C.C. 2008. Role of the lens in physical dormancy in seeds of *Sophora alopecuroides* L. (Fabaceae) from north-west China. **Australian Journal of Agricultural Research** 59: 491-497.

Hu, X.W., Wang, Y.R., Wu, Y.P. & Baskin, C.C. 2009. Role of the lens in controlling water uptake in seeds of two Fabaceae (Papilionoideae) species treated with sulphuric acid and hot water **Seed Science Research** 19: 73-80

Isely, D. 1955. Observations on seeds of the Leguminosae: Mimosoideae and Caesalpinioideae. **Proceedings of the Iowa Academy of Science** 62: 142-145.

Jayasuriya, K.M.G.G., Baskin, J.M., Geneve, R.L. & Baskin, C.C. 2007. Morphology and anatomy of physical dormancy in *Ipomoea lacunosa*: identification of the water gap in seeds of Convolvulaceae (Solanales). **Annals of Botany** 100: 13-21.

Krzyzanowski, F.C., Neto, J.B.F.; Mandarino, J.M.G. & Kaster, M. 2008. Evaluation of lignin content of soybean seed coat stored in a controlled environment. **Revista Brasileira de Sementes**. 30: 220-223.

Klein, R.M. 1978. Mapa fitogeográfico do estado de Santa Catarina, Itajaí: SUDESUL, FATMA, HBR, p.19-20.

Klinken, R.D; Flack, L. 2005. Wet heat as a mechanism for dormancy release and germination of seeds with physical dormancy. **Weed Science**,53:663-669.

Kos, M., Poschlod, P. 2007. Seeds use temperature cues to ensure germination under nurse-plant shade in xeric Kalahari Savannah. **Annals of Botany** 99: 667-675.

Kraus, J.E.; Arduin, M. 1997. **Manual básico de métodos em morfologia vegetal**. Seropédica, ed. Universidade Rural do Rio de Janeiro.

Labouriau, L.G. 1983. **A germinação das sementes**. Secretaria Geral da OEA.

Lima, M.P.M.de. 1985. Morfologia dos frutos e sementes dos gêneros da tribo Mimoseae (Leguminosae – Mimosoideae) aplicada à sistemática. **Rodriguésia**, v. 37, n. 62, p. 53-78.

Lima, P.C.F.; Lima, J.L.S. de. 1998. Composição florística e fitossociologia de uma área de caatinga em Contendas do Sincorá, Bahia, microregião homogênea da Chapada Diamantina. **Acta Botanica Brasílica**, v.12, n.3, p.441-450.

Malavasi, M.M. 1988. Germinação de sementes. In: PIÑA-RODRIGUES, F.C.M (Coord). **Manual de análise de sementes florestais**. Fundação Cargill.

Manning, J.C & Van Staden, J. 1987. The role of lens in seed imbibitions and seedling vigour of *Sesbania punicea* (Cav.) Benth. (Leguminosae: Papilinoideae). **Annals of Botany** 59:705-713.

Maschio, L.M. de A.; Gaiad, S.; Camargo, C.M.S.; Andrade, F.M. de; Batti, A.M.B. 1997. Estabelecimento de espécies florestais em substrato degradado. **Boletim de Pesquisa Florestal**, n.35, p. 39-48.

Marchiori, J.N.C. **Dendrologia das angiospermas: leguminosas**. Santa Maria: Ed. Da Universidade Federal de Santa Maria, 1997.

Margarido, J.M. 1977. Aspectos anatômicos do desenvolvimento do fruto e sementes de *Dimorphandra mollis* Benth. (Leguminosae). Dissertação de mestrado. USP.

Mello-Pinna, G.F.A.;Neiva, M.S.M. & Barbosa, D.C.A. 1999. Estrutura do tegumento seminal de quatro espécies de Leguminosae (Caesalpinioideae), ocorrentes numa área de caatinga (PE- Brasil).

Revista Brasileira de Botânica 22: 375-379.

Morrison, D.A.; Mcclay, K., Porter, C.; Rish, S. 1998. The role of the lens in controlling heat-induced breakdown of testa-imposed dormancy in native Australian legumes. **Annals of botany** 82: 35-40.

Mott, J.J & Groves, R.H. 1981. Germination strategies. In: PATE, J.S & MCCOMB, A.J (eds). The biology of Australian plants. p. 307-341.

Myers, N. 1986. Tropical deforestation and a mega-extinction spasm. In M.E. Soulè, (Ed), Conservation Biology: The Science of Scarcity and Diversity. Sinauer Associates.

Nascimento, C.E.S. 1998. **Estudo florístico e fitossociológico de um remanescente de Caatinga à margem do Rio São Francisco em Petrolina-Pernambuco. Dissertação de Mestrado.** Universidade Federal Rural de Pernambuco.

O'brien, T.P. ; Feder, N.; Mccully, M.E. 1964. Polyehromatic staining of plant cell walls by toluidine blue O. **Protoplasma** 59: 368-373.

Oliveira, E. de C.; Pereira, T.S. 1984. Morfologia dos frutos alados em Leguminosae-Caesalpinoideae – *Martiodendron* Gleason, *Peltoophorum* (Vogel) Walpers, *Sclerolobium*, Vogel, *Tachigalia* Aublet e *Schizolobium* Vogel. **Rodriguésia**, v. 36, n.60, p. 35-42.

Oliveira, D. M. T. 2001. Morfologia comparada de plântulas e plantas jovens de leguminosas arbóreas nativas: espécies de Phaseoleae, Sophoreae, Swartzieae e Tephrosieae. **Revista Brasileira Botânica** 24: 85-97.

Oliveira, L.M.; Davide, A.C.; Carvalho, M.L.M. 2003. Avaliação de métodos para a quebra da dormência e para a desinfestação de sementes de canafístula *Peltoophorum dubium* (Sprengel) Taubert, **Revista Árvore**, v. 27, n.5.

Oliveira, L.M.; Davide, A.C.; Carvalho, M.L.M. 2008. Teste de germinação de sementes de *Peltoophorum dubium* (Sprengel) Taubert – Fabaceae. **Floresta**, v. 38, n.3.

Paoli, A.A.S. 1991. Estudo morfo-anatômico da unidade de dispersão de *Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morong (Leguminosa – Mimosoideae). Arquivos Biologia e Tecnologia 34 (1): 155-168.

Paula, A.S., Delgado, C.M.L., Paulilo, M.T.S., Santos. 2012. Breaking physical dormancy of *Cassia leptophylla* and *Senna macranthera*

(Fabaceae: Caesalpinioideae) seeds: water absorption and alternating temperatures. **Seed Science Research**. p. 1-9.

Piroli, E.L.; Custódio, C.C.; Rocha, M.R.V.; Udenal, J.L. 2005. Germinação de sementes de canafistula *Peltophorum dubium* (Spreng.) Taub. tratadas para superação da dormência. **Colloquium Agrariae**, 1:13-18.

Quinlivan, B.J. 1968. Seed coat impermeability in the common annual legume pasture species of western Australia. **Australian Journal of Experimental Animal Husbandry**. 8:695-701.

Rambo, B. 1966. Leguminosae Rio Grandense. **Instituto Anchietao de Pesquisas**.

Rangaswamy, N.S. & Nandakumar, L. 1985. Correlative studies on seed coat structure, chemical composition, and impermeability in the legume *Rhynchosia minima*. **The Botanical Gazette** 146:501-509.

Ribas, L.L.F.; Fossati, L.C.; Nogueira, A.C. 1996. Superação da dormência de sementes de *Mimosa bimucronata* (DC.) O. Kuntze (Maricá). **Revista Brasileira de sementes** vol. 18 1:98-101.

Rolston, M.M 1978. Water impermeable seed dormancy. **The Botanical Review**. 44:365:396.

Ruzin, S. E. 1999. **Plant microtechnique and microscopy**. Oxford University Press.

Santos, S.R.G. & Aguiar, I.B. 2005. Efeito da temperatura na germinação de sementes de *Sebastiania comersoniana* (Baillon) Smith & Downs separadas pela coloração do tegumento. **Scientia Florestalis** 69: 77-83.

Serrato-Valenti, G.; Cornara, L., Ferrando, M., & Modenesi, P.1993. Structural and histochemical features of *Stylosantes scabra* (Leguminosae: Papilionoideae) seed coat as related to water entry. **Canadian Journal of Botany** 71:834-840.

Serrato-Valenti, G.; De Vries, M.; Cornara, L. 1995. The hilar region of *Leucaena leucocephala* Lam. (De Wit) seeds: structure, histochemistry and the role of the lens in germination. **Annals of Botany** 75 (6): 569-574.

Silva, A.; Figliolia, M.B. & Aguiar, I.B. 2007. Germinação de sementes de *Acacia polyphylla* DC. (Monjoleiro) e de *Aspidosperma ramiflorum*

- Müll. Arg. (Guatambu). **Floresta** 37: 353-361.
- Souza, L.A. 1982. Estrutura do tegumento das sementes de *Cassia cathartica* Mart. (Leguminosae). **Ciência e Cultura** 34:71-74.
- Souza, F.H.D & Marcos Filho, J. 2001. The seed coat as a modulator of seed-environment relationships in Fabaceae. **Revista Brasileira de Botânica** 24, 365-375.
- Souza, T. V.; Voltolini, C.H.; Santos, M.; Paulilo, M.T.S. 2012. Water absorption and dormancy-breaking requirements of physically dormant seeds of *Schizolobium parahyba* (Fabaceae – Caesalpinioideae). **Seed Science Research**. p.1-9.
- Tieu, A.; Dixon, K.W.; Meney, K.A.; Sivasithamparam, K. 2001. The interaction of heat and smoke in the release of seed dormancy in seven species from Southwestern Australia. **Annals of Botany** 88:259-265.
- Torres, J. A.P.; Santos, V.R.; Schiavinato, M.A. & Maldonado, S. 2009. Biochemical, histochemical and ultrastructural characterization of *Centrolobium robustum* (Fabaceae) seeds. **Hoehnea** 36: 149-160.
- Vásquez-Yanes, C.; Orozco-Segovia, A. 1974. Studies on the germination of sedes of *Ochroma lagopus* Swartz. **Turrialba** 24:176-179.
- Vásquez-Yanes, C.; Orozco-Segovia, A. 1982. Seed germination of a tropical rain forest pioneer (*Heliocarpus donnell-smithii*) in a response to diurnal fluctuation of temperatura. **Physiologia Plantarum** 56: 295:298.
- Vásquez-Yanes, C.; Orozco-Segovia, A. 1993. Patterns of seed longevity and germination in the tropical rainforest. **Annual Review Ecology Systematic** 24:69-87.
- Veloso, H.P.; Góes-Filho, L.; & J.C.A. Lima. 1991. Classificação da vegetação brasileira, adaptada a um sistema universal. **IBGE**.
- Wood, C.B.;Pritchard, H.W.;Amritphale, D.2000. Desiccation-induced dormancy in papaya (*Carica papaya* L.) seeds is alleviated by heat shock. **Seed Science Research**. 10:135-145
- Zeng, L.W.; Cocks, P.S., Kailis, S.G., Kuo, J. 2005. The Role of fractures and lipids in the seeds coat in the loss of hardseedness of six Mediterranean legumes species. **Journal of Agricultural Science** 143: 43-55.

ANEXOS

**ANEXO A – TABELA DAS TEMPERATURAS MÁXIMAS E
MÍNIMAS OBTIDAS NOS AMBIENTES ESTUDADOS ENTRE
27/02 A 12/03 DE 2012**

Data	Local	T (°C) Máx.	T(°C) Mín.
27/02/2012	Clareira	39	22
	Interior da mata	26	23
	Borda da mata	31	22
28/02/2012	Clareira	35	23
	Interior da mata	25	24
	Borda da mata	27	23
29/02/2012	Clareira	40	24
	Interior da mata	28	24
	Borda da mata	31	23
01/03/2012	Clareira	47	26
	Interior da mata	26	24
	Borda da mata	30	22
02/03/2012	Clareira	39	19
	Interior da mata	23	22
	Borda da mata	29	22
03/03/2012	Clareira	40	23
	Interior da mata	25	23
	Borda da mata	29	22
04/03/2012	Clareira	38	21
	Interior da mata	25	21
	Borda da mata	31	29
05/03/2012	Clareira	43	23
	Interior da mata	24	21
	Borda da mata	30	28
06/03/2012	Clareira	43	23
	Interior da mata	26	24
	Borda da mata	29	24
07/03/2012	Clareira	41	23
	Interior da mata	28	27
	Borda da mata	25	22

Continua...

Data	Local	T (°C) Máx.	T(°C) Mín.
Continuação			
08/03/2012	Clareira	40	23
	Interior da mata	23	21
	Borda da mata	34	23
09/03/2012	Clareira	39	22
	Interior da mata	31	26
	Borda da mata	26	23
10/03/2012	Clareira	40	24
	Interior da mata	26	22
	Borda da mata	27	23
11/03/2012	Clareira	40	21
	Interior da mata	27	22
	Borda da mata	33	22
12/03/2012	Clareira	44	25
	Interior da mata	27	27
	Borda da mata	28	26

**ANEXO B – TABELA DAS TEMPERATURAS MÁXIMAS E
MÍNIMAS OBTIDAS NOS AMBIENTES ESTUDADOS ENTRE
13/03 A 30/03 DE 2012.**

Data	Local	T (°C) Máx.	T (°C) Mín.
13/03/2012	Clareira	44	23
	Interior da mata	27	23
	Borda da mata	32	22
14/03/2012	Clareira	32	23
	Interior da mata	24	27
	Borda da mata	29	23
15/03/2012	Clareira	39	24
	Interior da mata	24	26
	Borda da mata	27	24
16/03/2012	Clareira	38	19
	Interior da mata	22	21
	Borda da mata	26	19
17/03/2012	Clareira	39	23
	Interior da mata	25	24
	Borda da mata	29	22
18/03/2012	Clareira	38	24
	Interior da mata	24	26
	Borda da mata	28	23
19/03/2012	Clareira	37	21
	Interior da mata	23	22
	Borda da mata	28	20
20/03/2012	Clareira	38	22
	Interior da mata	25	23
	Borda da mata	28	23
21/03/2012	Clareira	39	20
	Interior da mata	23	26
	Borda da mata	28	24
22/03/2012	Clareira	28	20
	Interior da mata	26	20
	Borda da mata	29	19

Continua...

Data	Local	T (°C) Máx.	T (°C) Mín.
Continuação			
23/03/2012	Clareira	34	22
	Interior da mata	22	20
	Borda da mata	27	19
24/03/2012	Clareira	40	19
	Interior da mata	23	20
	Borda da mata	28	19
25/03/2012	Clareira	39	23
	Interior da mata	22	24
	Borda da mata	26	20
26/03/2012	Clareira	39	21
	Interior da mata	22	19
	Borda da mata	28	21
27/03/2012	Clareira	38	22
	Interior da mata	22	19
	Borda da mata	28	21
28/03/2012	Clareira	29	14
	Interior da mata	20	19
	Borda da mata	25	13
29/03/2012	Clareira	26	16
	Interior da mata	17	18
	Borda da mata	26	16
30/03/2012	Clareira	33	18
	Interior da mata	20	19
	Borda da mata	26	19

ANEXO C – TABELA DAS TEMPERATURAS MÁXIMAS E MÍNIMAS OBTIDAS PELA EPAGRI/CIRAM (ATENDIMENTO DE DADOS E LAUDOS METEROLÓGICOS NO PONTO DE ESTAÇÃO DE ITACORUBI EM FLORIANÓPOLIS – SC).

Data	T°C mín.	T°C máx.	T°C média
27/02/2012	24,7	29,6	26,6
28/02/2012	23,0	29,9	25,9
29/02/2012	22,7	33,8	27,8
01/03/2012	21,8	34,6	25,8
02/03/2012	20,6	28,6	24,7
03/03/2012	19,5	27,5	24,3
04/03/2012	20,5	29,5	25,3
05/03/2012	23,8	30,9	27,0
06/03/2012	23,4	30,9	26,7
07/03/2012	21,6	31,6	26,1
08/03/2012	22,7	32,1	26,3
09/03/2012	21,0	29,0	24,9
10/03/2012	19,1	30,1	24,8
11/03/2012	20,1	34,0	26,3
12/03/2012	21,2	31,3	26,1
13/03/2012	23,1	32,5	27,0
14/03/2012	22,4	33,5	26,3
15/03/2012	21,8	26,7	23,6
16/03/2012	17,3	27,3	22,8
17/03/2012	17,2	27,5	22,1
18/03/2012	17,8	27,9	22,8
19/03/2012	17,7	28,4	23,1
20/03/2012	19,7	29,6	24,2
21/03/2012	20,7	32,1	24,6
22/03/2012	19,3	29,4	22,6
23/03/2012	19,2	28,7	22,6
24/03/2012	18,8	26,4	22,3
25/03/2012	18,0	26,2	21,7
26/03/2012	19,7	29,3	24,4
27/03/2012	19,8	25,5	21,8
28/03/2012	12,4	22,8	18,1
29/03/2012	10,9	24,9	17,9
30/03/2012	14,4	27,3	21,0